

Revista Ciencias del Mar, UAS

Enero - Marzo 2024

Núm. 2 Vol.1



U N I V E R S I D A D A U T Ó N O M A D E S I N A L O A



E-ISSN (en trámite)



Artículo Científico

Tratamiento para el control de *Gyrodactylus* sp. y *Cichlidogyrus* sp. asociados con mortalidad en tilapia (*Oreochromis niloticus*)

Treatment to control *Gyrodactylus* sp. and *Cichlidogyrus* sp. associated with mortality in tilapia (*Oreochromis niloticus*)



CREATIVE COMMONS



OPEN ACCESS

Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de la Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial-Compartir igual (CC BY-NC-SA 4.0), que permite compartir y adaptar siempre que se cite adecuadamente la obra, no se utilice con fines comerciales y se comparta bajo las mismas condiciones que el origina



1. José Ángel Gibrian López-Ceseña



0009-0001-9064-5608

Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Paseo Claussen s / n. A. P. 610. Mazatlán, Sinaloa, México.



2. Gustavo Rodríguez-Montes de Oca



0000-0002-5809-4586

Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Paseo Claussen s / n. A. P. 610. Mazatlán, Sinaloa, México.



3. Asahel Benitez-Hernández



0000-0001-6015-2274

Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Paseo Claussen s / n. A. P. 610. Mazatlán, Sinaloa, México.



4. Mario Nieves-Soto



0000-0003-1670-8938

Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Paseo Claussen s / n. A. P. 610. Mazatlán, Sinaloa, México.



5. Mayra I. Grano-Maldonado



0000-0001-7519-379X

Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa, Paseo Claussen s / n. A. P. 610. Mazatlán, Sinaloa, México.

Autor de correspondencia:

granomayra@uas.edu.mx



Tratamiento para el control de
Gyrodactylus sp. y *Cichlidogyrus* sp. asociados
con mortalidad en tilapia
(*Oreochromis niloticus*)

Treatment to control *Gyrodactylus* sp.
and *Cichlidogyrus* sp. associated
with mortality in tilapia
(*Oreochromis niloticus*)

► RESUMEN

La acuicultura se ha desarrollado exponencialmente, sin embargo, uno de los problemas que enfrenta es la presencia de ectoparásitos causantes de mortalidad y pérdidas económicas. En un sistema de cultivo ubicado en Sinaloa, México se observó que *Oreochromis niloticus* presentaba características de infestación por parásitos tales como lesiones con sangrado, frotado en las paredes del tanque y nado errático. El presente estudio tuvo como objetivos: identificar los ectoparásitos presentes en *O. niloticus*; evaluar la efectividad de Dermogard® Aqua un protector cutáneo para el control de ectoparásitos y realizar una búsqueda bibliográfica global sobre tratamientos de control para monogéneos. Se realizaron muestras de frotis de piel y branquias identificando una coinfección por monogéneos: *Gyrodactylus* sp. (*Gyrodactylydae*) en piel y *Cichlidogyrus* sp. (*Ancyrocephalidae*) en branquias. Se establecieron cinco tratamientos experimentales: T1 (1h), T2 (3h), T3 (6h), T4 (12h) y T5 (24h) y un control (CT), con una densidad de 10 peces por tanque. La concentración utilizada de Dermogard® Aqua fue de 0.1 g /L para todos los tratamientos. El tratamiento más efectivo fue T3 (6h) ($p < 0.05$) reduciendo hasta en un 89 % la presencia de monogéneos en comparación con el tratamiento control. China se posiciona como los países líderes en estudios para controlar monogéneos.

Palabras clave: Acuicultura, monogéneos, Sinaloa, México, coinfección, protector cutáneo



► ABSTRACT

Aquaculture has developed exponentially, however, one of the problems it faces is the presence of ectoparasites that cause mortality and economic losses. In a culture system located in Sinaloa, Mexico, it was observed that Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* presented characteristics of parasite infestation such as lesions with bleeding, rubbing on the walls of the tank and erratic swimming. The aims of this study were: i) to identify the ectoparasites present in *O. niloticus*; ii) to evaluate the effectiveness of Dermogard® Aqua, a skin protector for ectoparasites control, and iii) to conduct a global literature search on control treatments for monogeneans. Skin and gill smear samples were taken, identifying a co-infection with monogeneans: *Gyrodactylus* sp. (Gyrodactylydae) on skin and *Cichlidogyrus* sp. (Ancyrocephalidae) on gills. Five experimental treatments were established: T1 (1h), T2 (3h), T3 (6h), T4 (12h) and T5 (24h) and a control (CT), with a density of 10 fish per tank. The concentration of Dermogard® Aqua used was 0.1g/L for all treatments. The most effective treatment was T3 (6h) ($p < 0.05$), reducing the presence of monogeneans by up to 89 % compared to the control treatment. China is positioned as the leading countries in studies to control monogeneans.

Keywords: Aquaculture, Monogenea, Sinaloa, Mexico, coinfection, skin protector

► INTRODUCCIÓN

Las actividades productivas primarias son fundamentales para lograr la seguridad alimentaria debido a la creciente demanda de alimento y aumento de la población (Cruz, Polanco, 2014). Uno de los sectores con mayor crecimiento en las últimas décadas es la acuicultura (hasta 10 % anual) (FAO, 2022). Este sector se desarrolló como complemento a la pesca, para el año 2020 la producción total de pescado a nivel mundial alcanzó los 178 millones de toneladas, donde un 47.1 % proviene de la acuicultura y más de la mitad de esta producción se destinó a consumo humano (FAO, 2022). Para el año 2021, México produjo más de 351 mil toneladas de organismos en sistemas acuícolas, posicionándose en el lugar 23 a nivel mundial en cuanto a producción (CONAPESCA, 2021). La tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) es una de las especies



más cultivadas globalmente después de los ciprínidos *Hypophthalmichthys molitrix* y *Cyprinus carpio* (FAO, 2022), debido a características como su fácil adaptabilidad a perturbaciones en el ambiente, su tolerancia a diferentes salinidades y a densidades altas de cultivo, y a que presenta rápido crecimiento y maduración, entre otras (Pérez, Sáenz, Martínez, 2015 ; Rodríguez-Montes de Oca *et al.*, 2015; Leyva, Bautista-Rosales, Rosas-Ulloa, Silva-Carrillo, Ramírez-Acevedo, 2020; Bañuelos-Vargas *et al.*, 2021; Hernández-Sandoval *et al.*, 2023). De acuerdo con la FAO (2022) el cultivo de la tilapia produjo alrededor de 6.9 millones de toneladas, donde el 80 % de la producción tuvo lugar fuera de África, su lugar de origen. Países asiáticos como China, Indonesia y Bangladesh producen casi el 70% de toda la tilapia cultivada mundialmente. México, en 2021 fue considerado el tercero a nivel mundial junto con Indonesia y Sri Lanka por la misma organización alimentaria, con una producción total de tilapia de 77, 245 toneladas. En el caso de Sinaloa, para ese mismo año, se alcanzó una producción total superior a las 7 mil toneladas (CONAPESCA, 2021). Por su adaptabilidad y rápido crecimiento, la tilapia fue exportada de África hacia el continente americano (Casseiro, Júnio da Graca, Agostinho, 2018). Fue introducida a México desde Estados Unidos en 1964 en Temascal, Oaxaca y, para 2012, su cultivo se establece formalmente en el resto del país. A la fecha más de 40 países cultivan tilapia (DOF, 2012; Froese y Pauly, 2016), a pesar de ello, se le ha considerado como una “especie invasiva” por su gran adaptabilidad en el medio ambiente y eliminación de especies nativas e introducción de parásitos y microorganismos (Zambrano, Martínez-Meyer, Menezes, Peterson, 2006; Espinosa-Pérez, 2014; Mendoza, Ramírez-Martínez, Aguilera, Meaye-Del Castillo, 2014; Amador-del Ángel y Wakida-Kusunoki, 2014). Sin embargo, es indudable el potencial de cultivo de las tilapias y con ello el movimiento en todo el mundo. Aunado con el traslado de peces, se han introducido varios parásitos; entre los helmintos más importantes los monogéneos *Cichlidogyrus* spp y *Gyrodactylus* spp. (Martins, Azevedo, Ghirdelli, Bernardi, 2010; Grano-Maldonado *et al.*, 2011a; Grano-Maldonado, Rodríguez-Santiago, García-Vargas, Nieves-Soto, Soares, 2018; Zhang *et al.*, 2019). En México los primeros reportes de estos parásitos los realizaron García-Márquez, Osorio-Sarabia y Constantino (1993) a



partir de su introducción se han reportado más de 30 especies de *Gyrodactylus* spp. (Jiménez-García, Vidal-Martínez, López-Jiménez, 2001; Pérez-Ponce de León *et al.*, 2010; Mendoza-Garfias, García-Prieto, Pérez-Ponce de León, 2017). Con esta introducción se ha reducido la rentabilidad de los cultivos causado pérdidas económicas debido a la alta mortalidad de los organismos en cultivo (Zanolo, Leonhardt, Souza, Yamamura, 2009; Valladão, Alves, Pilarski, 2016; Grano-Maldonado *et al.*, 2018; Overton *et al.*, 2019) y son considerados los parásitos que más generan problemas en los sistemas acuícolas (Wang *et al.*, 2023). Los monogéneos de las familias *Gyrodactylidae*, *Dactylogyridae* y *Ancyrocephalidae* son los principales causantes de mortalidad masiva en peces (González-Fernández, 2012; Padúa, Menezes-Filho, Andrade-Belo, Nagata, 2014; Oliveira-Hashimoto *et al.*, 2016; Grano-Maldonado *et al.*, 2018; Grano-Maldonado, Bron, Longshaw, Shinn, 2011b; Paredes-Trujillo, Velázquez-Abunader, Torres-Irineo, Romero, Vidal-Martínez, 2016; Paredes-Trujillo, Velázquez-Abunader, Papiol, del Río-Rodríguez, Vidal-Martínez, 2021; Forseth *et al.*, 2017; Kolarova, Zuskova, Velisek 2022) y sin lugar a duda, *G. salaris* ha sido la mayor amenaza a la acuicultura (Bakke, Cable, Harris, 2007; Forseth *et al.*, 2017). Las especies de monogéneos del género *Gyrodactylus* (*Gyrodactylidae*) tienen la característica más distintiva de los monogéneos, ser vivíparas, y esto les confiere alta reproductividad, por esta razón, se les llama también “muñecas rusas” pues un solo individuo alberga a tres generaciones listas para infectar (Bakke *et al.*, 2007). Estos organismos se encuentran en la piel y las cavidades bucal y branquial (Grano-Maldonado, 2014ab) y tienen diversas formas de transmisión (Grano-Maldonado *et al.*, 2011b; 2018). Así mismo, *Cichlidogyrus* sp. (*Ancyrocephalidae*), es un monogéneo branquial reconocido como ectoparásito de peces de agua dulce (Cruz-Laufer, Artois, Smeets, Pariselle, Vanhove, 2021) se ha registrado también en el Golfo de México (Montoya-Mendoza, Lango-Reynoso, Castañeda-Chávez, 2016; Jiménez-Sánchez, Sánchez-Nava, Rodríguez-Romero, Flores-Nava, 2019; Jiménez-García, Rojas-García, Mendoza-Franco 2020) y la península de Yucatán (Vidal-Martínez, Jiménez-Cueto, Simá-Álvarez, 2002). Se ha comprobado que tanto *Gyrodactylus* sp. como *Cichlidogyrus* sp. afectan los cultivos de tilapia por lo que en los últimos

años se ha trabajado en encontrar metodologías para su control o eliminación (Dotta, Brum, Jeronimo, Maraschin, Martins, 2015; Mandeng *et al.*, 2015; Montoya-Mendoza *et al.*, 2016; Essa, Yones, 2018; Grano-Maldonado *et al.*, 2018; Meneses *et al.*, 2018; Zhi *et al.*, 2018; Cruz-Laufer *et al.*, 2021) y coinfecciones *Gyrodactylus* – *Cichlidogyrus* sp. (Gillardin, Vanhove, Pariselle, Huyse, Volckaert, 2012; Paredes-Trujillo *et al.*, 2016; Le-Roux, Avenant-Oldewage 2010). Sin embargo, los estudios con tratamientos alternativos son muy escasos en México y el control de parásitos es imperativo para el bienestar de los peces en cultivo. El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar un protector cutáneo para el control de la co-infección de *Cichlidogyrus* sp. y *Gyrodactylus* sp. este último, asociado con la mortalidad de tilapia cultivada en la Facultad de Ciencias del Mar en el estado de Sinaloa. En este contexto se realizó una búsqueda bibliográfica para resaltar las investigaciones mundiales promoviendo el uso de terapias alternativas debido al uso excesivo de químicos que no consideran el cuidado del medio ambiente, la salud animal y la salud humana (trabajador y el consumidor).

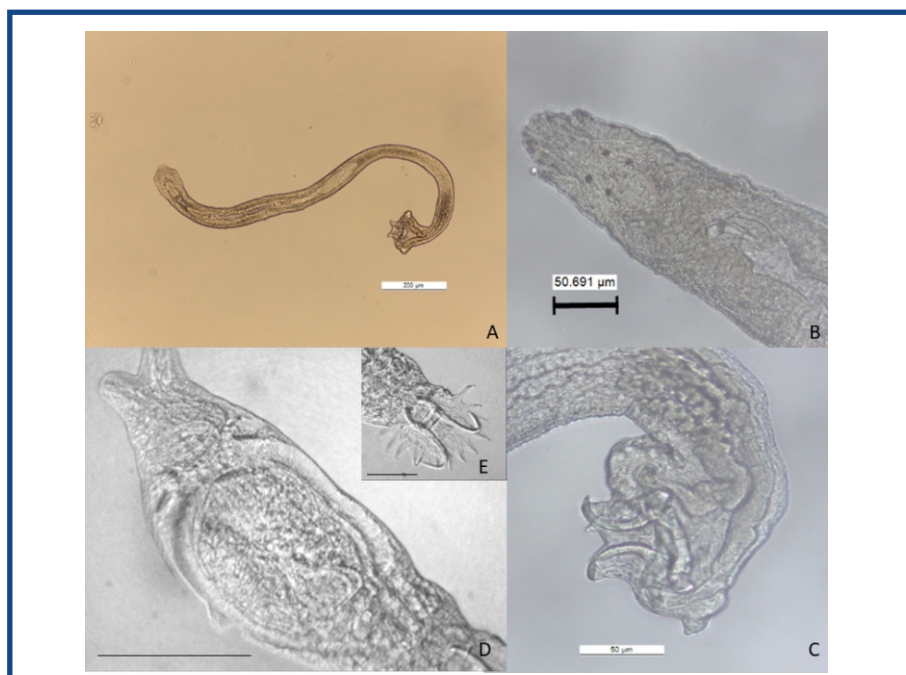


Figura 1. Fotografía en microscopía óptica de monogéneos en un sistema de cultivo de tilapia. A, B, C) *Cichlidogyrus* sp. Ectoparasito branquial. D, E) *Gyrodactylus* sp. Ectoparasito en piel. La imagen D es de 100 micras y la imagen E es de 50 micras

► MATERIAL Y MÉTODOS

Sistema de cultivo y diseño experimental.

El sistema de cultivo constó de un total de 30 unidades experimentales de fibra de vidrio con un diámetro de 2 m y una capacidad de 400 L, los cuales fueron llenados con agua dulce, así mismo, contaban con un sistema de aireación constante por piedras difusoras (2.5 HP air blower Gast IMX model R4110-2 USA) y manguera transparente de 4 mm de diámetro. Se recolectaron un total de 300 peces infectados con una talla promedio de 12.2 (± 0.68) cm y un peso de 32.2 (± 3.87) g. A lo largo de todo el experimento se mantuvo la circulación de agua cerrada, es decir, no hubo recambios de agua. El diseño experimental constó de 5 tratamientos utilizando Dermogard® Aqua, un protector cutáneo que promueve la producción de mucus y un control negativo, cada uno por triplicado, las diferencias entre los tratamientos experimentales es el tiempo de exposición, específicamente 1 h (T1), 3 h (T2), 6 h (T3), 12 h (T4) y 24 h (T5), cuya concentración de Dermogard® Aqua fue de 0.1 g/L. Para el caso del control (CT) no se agregó el producto.

Tratamiento terapéutico.

Previo al inicio del bioensayo los organismos fueron aislados en dos tanques con capacidad de 1000 L para asegurar un ayuno de 24 h, posterior a esto, se distribuyeron de forma aleatoria en los 30 tanques a una densidad de 10 peces por tanque, esto para cumplir con el principio estadístico de la aleatoriedad. Se procedió a pesar la cantidad necesaria de Dermogard® Aqua para cada tanque, utilizando una balanza electrónica de precisión Rhino/modelo BAPRE-3 (± 0.1 g), una espátula y charolas de pesaje. Una vez terminado esto, se agregó el antiparasitario a todos los tanques dando por iniciada la fase experimental, cabe mencionar que durante el bioensayo se limitó el suministro de alimento para evitar el desgaste energético y variaciones en los parámetros de la calidad del agua. Estos últimos se tomaron al inicio del bioensayo y al final de cada uno de los tratamientos, midiendo específicamente temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y oxígeno disuelto (mg/L). Terminado el tiempo de cada uno de los tratamientos, se procedió al análisis de los organismos para determinar su efectividad.

Análisis de los organismos infectados post-tratamiento

Al terminar cada uno de los tratamientos se retiraron a todos los organismos de los tanques para ser llevados al Laboratorio de Parasitología Acuática y Ambiental de la Facultad de Ciencias del Mar, donde se les dio muerte humanitaria de acuerdo a la NOM-033-SAG/ZOO-2014. Posterior a esto, se realizó frotis de piel y branquias para la identificación de los ectoparásitos e iniciar a realizar su conteo. Para ello, se fijaron en alcohol etílico 96° asegurando su conservación, los parásitos fueron vaciados en cajas Petri para su conteo bajo microscopio (Olympus SZ30) con ayuda de una pipeta Pasteur. Una vez terminado el conteo, los parásitos se guardaron en un frasco con alcohol etílico al 96°.

Análisis estadísticos

A los datos obtenidos se les realizaron pruebas de normalidad, de estadística descriptiva y homocedasticidad, con la prueba de Levene. Una vez que se comprobó que los datos presentaron una distribución normal y fueron homocedásticos, se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) utilizando el paquete estadístico Statistica 7 (StatSoft, Inc. USA) probando el número de tratamientos como variables independientes. La prueba a posteriori de Tukey se realizó para determinar los efectos entre tratamientos (alimentos) con un nivel de significancia de $p < 0.05$.

► RESULTADOS

En un periodo de 2 días, alrededor de 380 tilapias comenzaron a morir en diversos experimentos, por los signos que presentaban se realizó una evaluación parasitológica y se identificó la co-infección de los monogéneos *Cichlidogyrus* sp. (*Ancyrocephalidae*) en las branquias (Figura 1 A-C) y *Gyrodactylus* sp. (*Gyrodactylidae*) en la piel (Figura 1 D-E). Con respecto a las condiciones de cultivo (Tabla. I) la temperatura osciló entre los 28.7 y los 29.5 °C al inicio y final del experimento.

Tabla I. Parámetros fisicoquímicos del agua en los tratamientos para el control de *Gyrodactylus* y *Cichlidogyrus* con Dermogard® aAqua.

Tratamiento	Temperatura (°C)		Oxígeno disuelto (mg/L)	
	Inicio	Final	Inicio	Final
CT	28.9 ±0.04	28.9 ±0.06	6.16 ±0.1	6.12 ± 0.09
T1	28.8 ±0.03	29.3 ±0.04	6.05 ±0.09	5.99 ±0.06
T2	29.3 ±0.02	29.1 ±0.05	6.11 ± 0.12	5.55 ±0.08
T3	29.5 ±0.05	28.9 ±0.05	5.98 ±0.15	4.04 ±0.1
T4	28.7 ±0.06	29.1 ±0.03	5.99 ±0.08	3.02 ±0.07
T5	29.1 ± 0.4	29.2 ±0.6	6.1 ± 0.09	1.15 ±0.1

CST: Tratamiento control; T1: Tratamiento de 1h; T2: Tratamiento de 3 h; T3: Tratamiento de 6 h; T4: Tratamiento de 12; T5: Tratamiento de 24 h. Datos representan la media de 5 repeticiones de cada tratamiento ±SD, n=10.

Para el caso del oxígeno disuelto el rango inicial osciló entre 5.98 y 6.16 mg/L y al final de cada tratamiento si hubo variaciones con respecto a ello, oscilando entre los 6.12 y 1.15 mg/L siendo tendencia la disminución con respecto al tiempo de exposición al baño con el protector cutáneo, cabe mencionar que todos los tratamientos tuvieron una supervivencia del 100 % incluyendo el tratamiento control.

Tabla II. Número de *Gyrodactylus* sp. y *Cichlidogyrus* sp. encontrados en piel y branquias de *O. niloticus* post-tratamiento con Dermogard® aAqua.

Tratamiento	No. <i>Gyrodactylus</i> sp.*	No. <i>Cichlidogyrus</i> sp.**
CT	1750.2 ±22.4 ^f	959.2±8.9 ^e
T1	1563±34.1 ^e	841±4.8 ^d
T2	926.6±15.5 ^d	495±11.1 ^c
T3	199.4±1.5 ^c	122±4.2 ^b
T4	95.0±1.9 ^b	40.8±4.2 ^a
T5	17.4±1.8 ^a	30.2±3.1 ^a

CST: Tratamiento control; T1: Tratamiento de 1h; T2: Tratamiento de 3 h; T3: Tratamiento de 6 h; T4: Tratamiento de 12; T5: Tratamiento de 24 h * piel ** branquias. Datos representan la media de 5 réplicas de tanques ±SD, n=10. Los super índices muestran las diferencias significativas ($p<0.05$) Tukey's test.

Se observa en la (Tabla. II) una tendencia hacia la disminución de parásitos respecto al tiempo de exposición, es decir, mientras más tiempo duraron los organismos inmersos en el baño con Dermogard® Aqua a una concentración de 0.1 g/L mayor es el número de parásitos desprendidos lo que resulta efectivo para el control de estos monogéneos.

Tabla III. Listado de investigaciones orientadas al control y eliminación de monogéneos en diferentes especies de peces de agua dulce durante la última década (2013-2023).

TRATAMIENTO						
Parásito MONOGENEA	Hospedero	Tipo de tratamiento	Tratamiento	Efectividad	País	Referencia
GYRODACTILIDAE	CICHLIDAE					
<i>Gyrodactylus</i> sp.	<i>Oreochromis niloticus</i>	Dietético	6g de Aquate Fish (supra®)/Kg de alimento seco	Si	Brasil	Pádua <i>et al.</i> (2014)
<i>Gyrodactylus cihlilarum</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Químico	Formaldehído a 100 ppm y Mebendazol a 1 mg/L	Si	México	Grano-Maldonado <i>et al.</i> (2018).
<i>Gryodactylus malalai</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	<i>Mitracarpus scaber</i> a 6 g/ Kg alimento	Si	Nigeria	Adeshina <i>et al.</i> (2021).
<i>Gryodactylus</i> spp.	<i>Oreochromis</i> spp.	Fitotratamiento	Extracto de <i>Leucaena leucocephala</i> 0.82 mg/L por 1 h	Si	México	Compean-Martínez <i>et al.</i> (2021)
<i>Gryodactylus</i> spp.	<i>Oreochromis</i> spp.	Químico	Dermogard® Aqua a 0.1 g/L	Si	México	En este estudio
Gyrodactilidae	Cyprinidae					
<i>Gyrodactylus</i> spp.	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto (cloroformo) de <i>Santalum album</i> a 40 mg/L por 48 h	Si	China	Tu <i>et al.</i> (2013)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Medicamento	Baño de mebendazol a 0.15 mg/L por 48 h	Si	China	Tu <i>et al.</i> (2015)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto metanólico de <i>Macleaya cordata</i> a 25.5 mg/L por 48 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2017)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Químico	tricloroisocianúrico a 1 mg/L por 48 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2017)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Natural	Baño de arctigenina a 6 mg/L por 3 h	Si	China	Tu <i>et al.</i> (2018)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de acetato de etilo de <i>Cnidium monnieri</i> a 50 mg/L por 48 h	Si	China	Kaiqi <i>et al.</i> (2020)
<i>Gyrodactylus elegans</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de <i>Allium cepa</i> a 4.72 mg/mL por 3 min	Si	Turquía	Yavuzcan <i>et al.</i> (2020)
<i>Gyrodactylus elegans</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de <i>Allium sativum</i> a 8.37 mg/mL por 3 min	Si	Turquía	Yavuzcan-Yildiz <i>et al.</i> (2020)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de curdiona de <i>Curcuma zedoaria</i> a 4 mg/L por 48 h	Si	China	Zhang <i>et al.</i> (2020)



<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto metanólico de <i>Paris polyphylla</i> a 20 mg/L por 48 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2020)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Natural	Baño de dioscina a 0.5 mg/L por 48 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2020)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto metanólico de <i>Dioscorea colletii</i> a 10 mg/L por 48 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2021)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Natural	Baño de isoimperatonina de <i>Angelica dahurica</i> a 0.53 mg/L por 48 h	Si	China	Liu <i>et al.</i> (2022)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de aceite esencial de cúrcuma a 12 mg/L por 24 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2022)
<i>Gyrodactylus kobayashii</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de aceite esencial de palmarosa a 10 mg/L por 24 h	Si	China	Zhou <i>et al.</i> (2022)
<i>Ancyrocephalidae</i>						
<i>Cichlidae</i>						
<i>Cichlidogyrus sclerosus</i> , <i>C. halli</i> , <i>C. thurstonae</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Propóleo y <i>Aloe barbadensis</i> en dieta al 0.5-1% por 15 días	Si	Brasil	Dotta <i>et al.</i> (2015)
<i>Scutogyrus longicornis</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Propóleo y <i>Aloe barbadensis</i> en dieta al 0.5-1% por 15 días	Si	Brasil	Dotta <i>et al.</i> (2015)
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i> / <i>C. thurstonae</i> y <i>C. halli</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Baño de <i>Mentha piperita</i> a 40 mg/L por 10 min	Si	Brasil	Olivera-Hashimoto <i>et al.</i> (2016)
<i>Scutogyrus longicornis</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Baño de <i>Mentha piperita</i> a 40 mg/L por 10 min	Si	Brasil	Olivera-Hashimoto <i>et al.</i> (2016)
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Natural	Dieta con inclusión de 15-30% de sorgo con inulina (2.5g)	Si	Egipto	Essa <i>et al.</i> (2018)
<i>Cichlidogyrus tilapiae</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Baño de <i>Ocimum gratissimum</i> a 320 mg/L por 5 min durante 3 días	Si	Brasil	Meneses <i>et al.</i> (2018)
<i>Cichlidogyrus sp.</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Baño de <i>Piper betle</i> Linn a 0.125g/mL	Si	Indonesia	Moolulungo <i>et al.</i> (2019)
<i>Cichlidogyrus spp.</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Químico	Baño de formaldehído a 1.5 mL/L por 40 min	Si	México	Sandoval-Gio <i>et al.</i> (2019)
<i>Cichlidogyrus tubicirrus</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Químico	Baño de formalina a 25 ppm por 72 h	Si	Egipto	Aly <i>et al.</i> (2020)
<i>Cichlidogyrus sp.</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Químico	Baño de formalina a 25 ppm por 72 h	Si	Egipto	Aly <i>et al.</i> (2020)
MONOGÉNEOS	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Baño de <i>Mentha piperita</i> 35-50 mg/L por 1 h	No	Brasil	Dos-Anjos <i>et al.</i> (2020)
<i>Cichlidogyrus sp</i> y <i>Scutogyrus sp.</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Natural	Cama de ave como fertilizante a razón de 100 g/m ²	Si	Brasil	Cavalcanti <i>et al.</i> (2021)
<i>Cichlidogyrus sp</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Químico	Dermogard® Aqua a 0.1 g/L	Si	México	En este estudio



<i>Dactylogyridae</i>	<i>Cichlidae</i>					
<i>Dactylogyryus sp.</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Dietético	6g de Aquate Fish (supra®)/Kg de alimento seco	Si	Brasil	Pádua <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyryus vastator</i>	<i>Oreochromis niloticus</i>	Fitotratamiento	Extracto de <i>Tridax procumbens</i> a 4-6 g/Kg en dieta	Si	Nigeria	Adeshina <i>et al.</i> (2021)
<i>Dactylogyryus sp.</i>	<i>Oreochromis niloticus, O. aureus, O. mossambicus y O. hornorum</i>	Fitotratamiento	Baño de <i>Mentha x villosa</i> a 20 mL/L por 1 h	Si	Brasil	Jatobá <i>et al.</i> (2023)
<i>Dactylogyridae</i>	<i>Cyprinidae</i>					
<i>Dactylogyryus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de <i>Caesalpinia sappan</i> y <i>Lysima chiahristinae</i> a 125 y 150 mg/L por 48 h	Si	China	Huang <i>et al.</i> (2013)
<i>Dactylogyryus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de <i>Cuscuta chinensis</i> , <i>Artemisia argyi</i> y <i>Eupatorium fortunei</i> a 225, 300 y 500 mg/L por 48 h	Si	China	Huang <i>et al.</i> (2013)
<i>Dactylogyryus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Natural	Baño de sutchuenoside A y kaempferitrin aislado de <i>Dryopteris crassirhizoma</i> a 3.01 y 2.71 mg/L por 48 h	Si	China	Jiang <i>et al.</i> (2013)
<i>Dactylogyryus spp.</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto (cloroformo) de <i>Santalum album</i> a 40 mg/L por 48 h	Si	China	Tu <i>et al.</i> (2013)
<i>Dactylogyryus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de agua, metanol y acetato de etilo de <i>Polygonum multiflorum</i> a 100, 12.5 y 25 mg/L por 48 h	Si	China	Hu <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyryus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de cloroformo y acetato de etilo de <i>Citrus medica</i> a 100 y 125 mg/L por 48 h	Si	China	Hu <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyryus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de acetato de etilo, cloroformo y metanol de <i>Dioscorea colletti</i> a 80, 80 y 120 mg/L por 48 h	Si	China	Hu <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyryus vastator</i>	<i>Carassius auratus</i>	Medicamento	Baño de praziquantel a 20 mg/L por 48 h	Si	China	Zhang <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyryus vastator</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de acetato de etilo de <i>Euphorbia fischeriana</i> a 14 mg/L por 48 h	Si	China	Zhang <i>et al.</i> (2014)



<i>Dactylogyrus vastator</i>	<i>Carassius auratus</i>	Químico	Baño de triclorfón a 2.5 mg/L por 48 h	Si	China	Zhang <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyrus sp.</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño con saikosaponina de radix bupleuri (<i>Bupleurum sp.</i>) a 1.46 mg/L por 48 h	Si	China	Zhu <i>et al.</i> (2014)
<i>Dactylogyrus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Natural	Baño de cinamaldehído de <i>Cinnamomum cassia</i> a 0.57 mg/L por 48 h	Si	China	Ling <i>et al.</i> (2015)
<i>Dactylogyrus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Natural	Baño de ácido cinámico de <i>Cinnamomum cassia</i> a 6.32 mg/L por 48 h	Si	China	Ling <i>et al.</i> (2015)
<i>Dactylogyrus minutus</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	Fitotratamiento	Dieta con inclusión de extracto de Rosmarinus officinalis a 60-100 mL/100 g por 30 días	Si	Japón	Zoral <i>et al.</i> (2017)
<i>Dactylogyrus anchoratus</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	Medicamento	Baño de fenbendazol a 0.25 mg/L por 2 x 12 h con descanso de 24 h	Si	República Checa	Kolarova <i>et al.</i> (2022)
<i>Dactylogyrus anchoratus</i>	<i>Cyprinus carpio</i>	Químico	Baño de formaldehído a 0.17 mL/L por 15 min	Si	República Checa	Kolarova <i>et al.</i> (2022)
<i>Dactylogyrus intermedius</i>	<i>Carassius auratus</i>	Fitotratamiento	Baño de extracto de metanol de <i>Spatholobi Caulis</i> a 150 mg/L por 48 h	Si	China	Yang <i>et al.</i> (2022)

DISCUSIÓN

En todas las pisciculturas intensivas las enfermedades causadas por parásitos se consideran un desafío y los esfuerzos para mantener a los peces libres de enfermedades son importantes en términos del bienestar de los peces, el costo para los piscicultores y la reducción de los impactos ambientales. En México, de acuerdo con el INAPESCA (2022), los principales agentes infecciosos en los cultivos de tilapia son: *Pseudomona sp.*, *Aeromonas sp.*, *Vibrio spp.*, *Flexibacter columnaris*, *Gnathostoma spp.*, *Streptococcus initiae*, *Saprolegnia sp.*, *Ichthyophthirius multifiliis*, *Trichodina sp.*, *Contracaecum sp.*, *Diplostomun sp.*, *Cichlidogyrus sp.*, *Gyrodactylus sp.*, *Argulus sp.* y *Lernaea sp.* Los brotes periódicos de enfermedades, especialmente causadas por monogéneos, han sido frecuentes y han generado una alta mortalidad en sistemas de cultivo de tilapia por *Gyrodactylus cichlidarum* en el noroeste de México y los tratamientos con productos



químicos son muy utilizados por la industria de los acuicultores por su efectividad (Grano-Maldonado *et al.*, 2018). Sin embargo, hay otras alternativas más amigables con el medio ambiente como el uso de fitoterapia (Valladao, Gallani, Pilarski, 2015) o métodos no invasivos de detección molecular y estudios inmunológicos en mucus (Ek-Huchim, Jimenez-García, Pérez-Vega, Rodríguez-Canul, 2012; Ek-Huchim, Jiménez-García, Rodríguez-Canul, 2019). Dermogard® Aqua podría ser una alternativa efectiva para control de parásitos. Como se puede observar en la Tabla. II en el tratamiento T2 (3 horas) los ectoparásitos empiezan a disminuir considerablemente en relación al tiempo de exposición. Del tratamiento T2 al T3 hay una disminución significativa ($p < 0.05$) de *Gyrodactylus* sp. y *Cichlidogyrus* sp. en los peces habiendo una reducción del 89 y 87% respectivamente, en comparación al tratamiento control CT. Para los T4 y T5 el número de organismos encontrado fue relativamente bajo, sin embargo, se observaron bajas concentraciones de oxígeno (Tabla I) lo cual alentaba comportamientos negativos en los peces (Abdel-Tawwab, Hagra, Elbaghdady, Monier, 2015; García-Trejo *et al.*, 2016). Por ello, consideramos que el tratamiento más efectivo para la eliminación de *Gyrodactylus* sp. y *Cichlidogyrus* sp. en tilapia del Nilo (*O. niloticus*) fue el tratamiento T3 (6 h) utilizando Dermogard® Aqua a una concentración de 0.1 g/L. Si bien, no tuvo una efectividad tan alta como el tratamiento T4 (12 h) y T5 (24 h) si existe una diferencia significativa en comparación al tratamiento control CT, además, los organismos del tratamiento T3 no presentaron síntomas de estrés (boqueo) (Nuñez, Vargas, Guerra, Ramos, 2021) como lo fue en el caso de T4 y T5, por lo que esto no representa riesgo para su salud. El número de *Gyrodactylus* sp. encontrados en el control negativo (CT) fue de 1750.2 ± 22.4 y para *Cichlidogyrus* sp. fue de 959.2 ± 8.9 , siendo estas cifras nuestro punto de referencia para contrastar la efectividad de cada uno de los tratamientos experimentales sin afectar su sistema inmune (Sandoval-Gío, Rodríguez-Canul, Vidal-Martínez, 2008). Los gyrodactilidos afectan a una gran variedad de peces causando problemas graves en los cultivos, se encuentran ampliamente distribuidos en todos los continentes y tienen un gran rango de hospederos a nivel mundial (Peeler, Gardiner,



Thrush, 2004; Bakke *et al.*, 2007; Přikrylová, Matějusková, Musilová, Gelnar, 2009; Přikrylová, Blažek, Vanhove, 2012; Harris, Bachmann, Bakke, 2011; Zahradníčková, Barson, Luus-Powell, Přikrylová, 2016; Smallbone, Van-Oosterhout, Cable, 2016; Zhang *et al.*, 2019; Compean-Martínez *et al.*, 2021;). Se conocen alrededor de 500 especies descritas en todo el mundo (Cribb, Chisholm, Bray, 2002) incluyendo México (Razo-Mendivil, García-Vásquez, Rubio-Godoy, 2016; Mendoza-Palmero, Blasco-Costa, de León 2019; Pinacho-Pinacho, Sánchez-Angeles, Martínez-Ramírez, Calixto-Rojas, Rubio-Godoy, 2023). En este trabajo en Sinaloa, se observó una coinfección de monogéneos *Gyrodactylus* sp. y *Cichlidogyrus* sp., dicha coinfección de monogéneos ha sido reportada anteriormente de manera invasiva en el hospedero (Zhi *et al.*, 2018; Cheng *et al.*, 2021) ya que los ganchos del haptor que permiten sujetarse a la piel o branquias generan un impacto negativo en las tilapias de cultivo (El-Neggar, El-Tantawi, 2001; Pantoja *et al.*, 2012; Firmat *et al.*, 2016) puede promover la aparición de otras enfermedades, bacterianas principalmente, (Xu, Shoemaker, Klesius, 2007; Abdel-Latif, Khafaga, 2020) y otros monogéneos como *Enterogyrus* spp. (Assane *et al.*, 2021) que ha causado mortalidades en Brasil principalmente (Jerônimo, Speck, Martins 2010). Hasta el momento, no se ha registrado un caso en el noroeste de México.

Tratamientos no químicos

Durante muchos años se han utilizado diferentes compuestos quimioterapéuticos (formaldehído, triclorfon, etc.) para el control de infecciones con monogéneos (Zhang, 2014; Zhou, 2017; Grano-Maldonado, 2018; Sandoval-Gio, 2019; Aly, 2020; Kolarova, 2022), acciones que pueden resultar contraproducentes ya que pueden afectar la salud de los organismos a los cuales se les aplica el tratamiento. Además, su uso incorrecto puede generar problemas medioambientales y de salud pública (Alves *et al.*, 2019) debido al daño que estos compuestos pueden causar a los consumidores. En algunos países se ha vuelto ilegal su uso, por ello es que se han buscado alternativas más amigables con el medio ambiente y que sean funcionales para el control de ectoparásitos (Rocha, Almeida, Macedo, Barbosa-Filho, 2005;



Huang *et al.*, 2013). Se ha encontrado que algunas plantas o sus extractos poseen propiedades antiparasitarias eficaces para el control de infecciones monogénicas, para el caso de la tilapia del Nilo se ha probado dicha efectividad a través de baños (Oliveira-Hashimoto *et al.*, 2016; Meneses *et al.*, 2018; Moolulungo *et al.*, 2019; Compean-Martínez *et al.*, 2021) y como inclusión en la dieta (Dotta *et al.*, 2015; Essa *et al.*, 2018; Adeshina *et al.*, 2021) demostrando que los fitotratamientos son eficaces para el control de monogéneos. Por ello, en este estudio se evaluó la efectividad de un inmunoestimulante dérmico para el control de dos familias de monogéneos asociados con mortalidad presentes en tilapia en este contexto global, aunque hay más especies de este monogéneo en cíclidos endémicas de África (Jorissen *et al.*, 2018, Geraerts *et al.* 2020) aunque no se han reportado mortalidades en cultivo.

En la búsqueda de soluciones terapéuticas los investigadores se han dedicado a buscar alternativas más sustentables hablando a nivel medioambiental y económico para sustituir este tipo de químicos utilizados en la industria. Se realizó una revisión bibliográfica (Tabla III) de las investigaciones orientadas a la eliminación y control de monogéneos durante los últimos 10 años en peces de agua dulce, contemplando diversas familias y tipos de tratamientos. Se puede observar que China es el país que realiza un mayor número de investigaciones con 27 publicaciones, seguido de Brasil. Todos ellos con alto porcentaje de efectividad, entre los que destacan Yang *et al* (2022), Zhang *et al* (2020) y Meneses (2018).

En torno a este tema se observa una clara tendencia hacia uso de fitotratamientos, es decir, la utilización de compuestos activos y extractos de diferentes plantas como antihelmínticos, lo cual ha resultado bastante eficaz. Recomendamos el estudio de más componentes bioactivos naturales que pueden ser eficaces en el control de enfermedades causadas por parásitos. El uso de un protector cutáneo es una buena opción que ayuda el bienestar de los peces en cultivo.



► AGRADECIMIENTOS

A la empresa AVIMEX por la donación del producto Dermogard® Aqua. A las estudiantes de la licenciatura en Biología Acuícola; Hilda Morales y Juana Jiménez, que apoyaron al manejo de peces durante su servicio social.

► BIBLIOGRAFÍA

Abdel-Latif, H.M. & Khafaga, A.F. (2020). Natural co-infection of cultured Nile tilapia *Oreochromis niloticus* with *Aeromonas hydrophila* and *Gyrodactylus cichlidarum* experiencing high mortality during summer. *Aquaculture Research*, 51(5), 1880-1892. DOI: [10.1111/are.14538](https://doi.org/10.1111/are.14538). <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/are.14538>

Abdel-Tawwab, M., Hagrass, A.E., Elbaghdady, H.A.M. & Monier, M.N. (2015). Effects of dissolved oxygen and fish size on Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.): growth performance, whole-body composition, and innate immunity. *Aquaculture International*, 23, 1261-1274. DOI: [10.1007/s10499-015-9882-y](https://doi.org/10.1007/s10499-015-9882-y). <https://link.springer.com/article/10.1007/s10499-015-9882-y>

Adeshina, I., Abdel-Tawwab, M., Tijjani, Z.A., Tiamiyu, L.O. & Jahanbakhshi, A. (2021). Dietary *Tridax procumbens* leaves extract stimulated growth, antioxidants, immunity, and resistance of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, to monogenean parasitic infection. *Aquaculture*, 532, 736047. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2020.736047](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.736047). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848620329902>

Adeshina, I., Tiamiyu, L.O., Akpoilih, B.U., Jenyo-Oni, A. & Ajani, E.K. (2021). Dietary *Mitracarpus scaber* leaves extract improved growth, antioxidants, non-specific immunity, and resistance of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* to *Gyrodactylus malalai* infestation. *Aquaculture*, 535, 736377. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2021.736377](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736377). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848621000399>

Alves, C.M.G., Nogueira, J.N., Barriga, I.B., Dos Santos, J.R., Santos, G.G. & Tavares-Dias, M. (2019). Albendazole, levamisole and ivermectin are effective against monogeneans of *Colossoma macropomum* (Pisces: Serrasalimidae). *Journal of fish diseases*, 42(3), 405-412. DOI: [10.1111/jfd.12952](https://doi.org/10.1111/jfd.12952). <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/jfd.12952>

Aly, S., Fathi, M., Youssef, E.M. & Mabrok, M. (2020). Trichodinids and monogeneans infestation among Nile tilapia hatcheries in Egypt: prevalence, therapeutic and prophylactic treatments. *Aquaculture International*, 28, 1459-1471. DOI: [10.1007/s10499-020-00537-w](https://doi.org/10.1007/s10499-020-00537-w). <https://link.springer.com/article/10.1007/s10499-020-00537-w>



Amador-del Ángel, L. E. & Wakida-Kusunoki, A. T. (2014). Peces invasores en el sureste de México, en R. Mendoza & P. Koleff (coords.), Especies acuáticas invasoras en México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, 425-433. https://www.researchgate.net/profile/Luis-Enrique-Amador-Del-Angel/publication/259868683_Peces_invasores_en_el_Sureste_de_Mexico/links/00b7d52e-bbf9cb3db000000/Peces-invasores-en-el-Sureste-de-Mexico.pdf

Assane, I.M., Prada-Mejia, K.D., Gallani, S.U., Weiser, N. F., Valladão, G. M. R. & Pilarski, F. (2022). *Enterogyrus* spp.(Monogenea: Ancyrocephalinae) and *Aeromonas jandaei* co-infection associated with high mortality following transport stress in cultured Nile tilapia. *Transboundary and Emerging Diseases*, 69(4), e276-e287. DOI: [10.1111/tbed.14295](https://doi.org/10.1111/tbed.14295). <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/tbed.14295>

Bakke, T. A., Cable, J. & Harris, P.D. (2007). The biology of gyrodactylid monogeneans: the “Russian-doll killers”. *Advances in parasitology*, 64, 161-460. DOI: [10.1016/S0065-308X\(06\)64003-7](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(06)64003-7). <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0065308X06640037>

Bañuelos-Vargas, I., Rodríguez-Montes de Oca, G. A., Martínez-Montaño, E., Perez-Jimenez, A., Mendoza-Gamboa, O. A., Estrada-Godínez, J. A., & Hernandez, C. (2021). Antioxidant and immune response of juvenile red tilapia (*Oreochromis* sp.) cultured at different densities in sea water with biofloc plus probiotics. *Aquaculture*, 544, 737112. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2021.737112](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737112). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848621007754>

Casemiro F.A., Bailly, D., Júnio da Graca, W. & Agostinho, A.A. (2018). The invasive potential of tilapias (Osteichthyes: Cichlidae) in the Americas. *Hydrobiologia*. 817, 133–154. DOI: [10.1007/s10750-017-3471-1](https://doi.org/10.1007/s10750-017-3471-1). - <https://link.springer.com/article/10.1007/s10750-017-3471-1>

Cavalcanti, L.D., Gouveia, É.J., Souza, E.C.V., Carrijo-Mauad, J.R. & Russo, M.R. (2021). Effect of poultry litter as an organic fertilizer, in water quality, parasitic abundance, and growth Nile tilapia. *Boletim do Instituto de Pesca*, 47, e622. DOI: [10.20950/1678-2305/bip.2021.47.e622](https://doi.org/10.20950/1678-2305/bip.2021.47.e622). <https://institutodepesca.org/index.php/bip/article/view/1596/1505>

Chen, J., Zheng, Y., Zhi, T., Xu, X., Zhang, S., Brown, C.L. & Yang, T. (2021). MHC II α polymorphism of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, and its association with the susceptibility to *Gyrodactylus cichlidarum* (Monogenea) infection. *Aquaculture*, 539, 736637. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2021.736637](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736637). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848621002994>

Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (CONAPESCA). (2021). Anuario estadístico de acuacultura y pesca 2021. Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca. 2021. Ficha estadística m o j a r r a , 2 0 1 2 - 2 0 2 1 . - https://nube.conapesca.gob.mx/sites/cona/dgppe/2021/ANUARIO_ESTADISTICO_DE_ACUA_CULTURA_Y_PESCA_2021.pdf



Compean-Martínez, J., Salazar-Ulloa, M., Chávez-Soriano, L., Muñoz-Córdoba, G. & Von Son-de Fernex, E. (2021). Anthelmintic-like Activity of *Leucaena leucocephala* Aqueous Extract Against *Gyrodactylus* spp. in Naturally Infected Tilapia Fingerlings. North American Journal of Aquaculture, 83(4), 354-362. DOI: 10.1002/naaq.10206. <https://afspubs.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/naaq.10206>

Cribb, T.H., Chisholm, L.A. & Bray, R.A. (2002). Diversity in the Monogenea and Digenea: does lifestyle matter?. International Journal for Parasitology, 32(3), 321-328. DOI: 10.1016/S0020-7519(01)00333-2. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0020751901003332>

Cruz-Laufer, A.J., Artois, T., Smeets, K., Pariselle, A. & Vanhove, M.P. (2021). The cichlid-*Cichlidogyrus* network: a blueprint for a model system of parasite evolution. Hydrobiologia, 848, 3847-3863. DOI: 10.1007/s10750-020-04426-4. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10750-020-04426-4>

Cruz, M., & Polanco, M. (2014). El sector primario y el estancamiento económico en México. Problemas del desarrollo, 45 (178), 9-33. DOI: 10.1016/S0301-7036(14)70874-0. <https://www.scielo.org.mx/pdf/prode/v45n178/v45n178a2.pdf>

Diario Oficial de la Federación (DOF). (2012). Acuerdo mediante el cual se aprueba la actualización de la Carta Nacional Acuícola. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER).- https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5615929&fecha=15/04/2021

Dos-Anjos, A.C.P. & Isaac, A. (2020). The efficacy and dosage of *Mentha piperita* essential oil in the control of Monogenean parasites in *Oreochromis niloticus*. Journal of Parasitic Diseases, 44, 597-606. DOI: 10.1007/s12639-020-01233-5. <https://link.springer.com/article/10.1007/s12639-020-01233-5>

Dotta, G., Brum, A., Jeronimo, G. T., Maraschin, M., & Martins, M. L. (2015). Effect of dietary supplementation with propolis and *Aloe barbadensis* extracts on hematological parameters and parasitism in Nile tilapia. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, 24, 66-71. DOI: 10.1590/S1984-29612015004. <https://www.scielo.br/j/rbpv/a/LzwYHXK39fKLpSLPC4zRzR/?lang=en>

Ek-Huchim, J.P., Jimenez-García, I., Pérez-Vega, J.A. & Rodríguez-Canul, R. (2012). Non-lethal detection of DNA from *Cichlidogyrus* spp.(Monogenea, Ancyrocephalinae) in gill mucus of the Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. Diseases of Aquatic Organisms, 98(2), 155-162. DOI: 10.3354/dao02435. <https://www.int-res.com/abstracts/dao/v98/n2/p155-162/>

Ek-Huchim, J. P., Jiménez-García, I., & Rodríguez-Canul, R. (2019). DNA detection of *Gyrodactylus* spp. in skin mucus of Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. Veterinary parasitology, 272, 75-78. DOI: 10.1016/j.vetpar.2019.07.004. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401719301670>



- El-Naggar, A. A., & El-Tantawy, S. A. (2003). The dynamics of gill monogenean communities on cichlid fish hosts inhabiting Damietta Branch of the River Nile: long-term changes in species richness and community structure. *Journal-egyptian german society of zoology*, 41, 187-220. <https://link.springer.com/article/10.2478/s11686-011-0005-2>
- Espinosa-Pérez, H. (2014). Biodiversidad de peces en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 85, 450-459. DOI: [10.7550/rmb.32264](https://doi.org/10.7550/rmb.32264). - <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1870345314707225>
- Essa, S., & Yones, A. (2018). Effect of Dietary Sorghum Supplemented With Inulin on Ectoparasitic Infection and Protein Gel Electrophoresis of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) Fingerlings. *Suez Canal Veterinary Medical Journal. SCVMJ*, 23(1), 67-83. DOI: [10.21608/SCVMJ.2018.60764](https://doi.org/10.21608/SCVMJ.2018.60764). https://scvmj.journals.ekb.eg/article_60764.html
- Firmat, C., Alibert, P., Mutin, G., Losseau, M., Pariselle, A. & Sasal, P. (2016). A case of complete loss of gill parasites in the invasive cichlid *Oreochromis mossambicus*. *Parasitology research*, 115, 3657-3661. DOI: [10.1007/s00436-016-5168-1](https://doi.org/10.1007/s00436-016-5168-1). <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-016-5168-1>
- Forseth, B.T., Barlaup, B., Finstad, P., Fiske, H., Gjoester, M., Falkegard, A., Hindar, T.A., Mo, A.H., Rikardsen, E.B., Thorstad, L.A., Vollestad, V., Wennevik. (2017). The major threats to Atlantic salmon in Norway. *ICES J. Mar. Sci.*, 74 (6), 1496-1513. <https://academic.oup.com/icesjms/article/74/6/1496/3061737?login=false>
- Froese, R. & Pauly, D. (2016). FishBase. World Wide Web electronic publication. <http://www.fishbase.org/summary/Oreochromis-niloticus.html>
- García-Márquez, L., Osorio-Sarabia, D., Constantino, F. (1993). Prevalencia de los parásitos y las alteraciones histológicas que producen a las tilapias de la Laguna de Amela, Tecomán, Colima. *Vet Mex*, 24, 199-205. <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=14375>
- García-Trejo, J.F., Peña-Herrejon, G.A., Soto-Zarazúa, G.M., Mercado-Luna, A., Alatorre-Jácome, O. & Rico-García, E. (2016). Effect of stocking density on growth performance and oxygen consumption of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) under greenhouse conditions. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 44(1), 177-183. DOI: [10.3856/vol44-issue5-fulltext-20](https://doi.org/10.3856/vol44-issue5-fulltext-20). <https://www.redalyc.org/pdf/1750/175044491020.pdf>
- Geraerts, M., Muterezi-Bukinga, F., Vanhove, M.P., Pariselle, A., Chocha-Manda, A., Vreven, E. & Artois, T. (2020). Six new species of *Cichlidogyrus paperna*, 1960 (Platyhelminthes: Monogenea) from the gills of cichlids (Teleostei: Cichliformes) from the Lomami river basin (drc: Middle congo). *Parasites & vectors*, 13(1), 1-20. <https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13071-020-3927-4>
- Gillardin, C., Vanhove, M.P., Pariselle, A., Huysse, T. & Volckaert, F.A. (2012). *Ancyrocephalidae* (Monogenea) of Lake Tanganyika: II: description of the first *Cichlidogyrus* spp. parasites from Tropheini fish hosts (Teleostei, Cichlidae). *Parasitology Research*, 110, 305-313. DOI: [10.1007/s00436-011-2490-5](https://doi.org/10.1007/s00436-011-2490-5). <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-011-2490-5>



González-Fernández, J.G. (2012). Parasitofauna en tilapia causante de mortalidad en alevinos en dos centros de cultivos, Lima, Perú. *Neotrop. Helminthol*, 6(2), 219-229. <https://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/neoheh/v6n2/pdf/a08v6n2.pdf>

Grano-Maldonado, M. I., Gisbert, E., Hirt-Chabbert, J., Paladini, G., Roque, A., Bron, J. E., & Shinn, A. P. (2011a). An infection of *Gyrodactylus anguillae* Ergens, 1960 (Monogenea) associated with the mortality of glass eels (*Anguilla anguilla* L.) on the north-western Mediterranean Sea board of Spain. *Veterinary Parasitology*. 180(3-4), 323-331. DOI: [10.1016/j.vetpar.2011.03.004](https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401711001713). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401711001713>

Grano-Maldonado, M.I., Bron, J.E., Longshaw, M. & Shinn, A. (2011b). The accidental transfer of *Gyrodactylus* (monogenea) during short duration fish transportation. *Fish Pathology*, 46 (3), 71-79. DOI: [10.3147/jsfp.46.71](https://www.jstage.jst.go.jp/article/jsfp/46/3/46_3_71/article/-char/ja/). https://www.jstage.jst.go.jp/article/jsfp/46/3/46_3_71/article/-char/ja/

Grano-Maldonado, M.I. (2014a). Ultrastructure of the external sensory apparatus of *Gyrodactylus gasterostei* Gläser, 1974. *Microscopy Research and Technique*, 77, 740-747. DOI: [10.1002/jemt.22396](https://analyticalsciencejournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1002/jemt.22396). <https://analyticalsciencejournals.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1002/jemt.22396>

Grano-Maldonado, M. I. (2014b). *Gyrodactylus gasterostei* a difficult meal to swallow for the 3-spined sticklebacks, *Gasterosteus aculeatus* L., *Scanning*, 36, 614-621. DOI: [10.1002/sca.21162](https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1002/sca.21162). <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1002/sca.21162>

Grano-Maldonado, M. I., Rodríguez-Santiago, M. A., García-Vargas, F., Nieves-Soto, M., & Soares, F. (2018). An emerging infection caused by *Gyrodactylus cichlidarum* Paperna, 1968 (Monogenea: Gyrodactylidae) associated with massive mortality on farmed tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) on the Mexican Pacific coast. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 46(5), 961-968. DOI: [10.3856/vol46-issue5-fulltext-9](https://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-560X2018000500961&script=sci_arttext&tlng=pt). https://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-560X2018000500961&script=sci_arttext&tlng=pt

Harris, P.D., Bachmann, L. & Bakke, T.A. (2011). The parasites and pathogens of the Atlantic salmon: lessons from *Gyrodactylus salaris*. *Atlantic salmon ecology*. Chichester (United Kingdom): Wiley - Blackwell, 221-252. https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=9IMZnUdUGZUC&oi=fnd&pg=PA221&dq=gyrodactylus+fish+disease&ots=62PdqnXAsL&sig=HITia1TH_GkGVBVD3hQIFNPpPro#v=onepage&q=gyrodactylus%20fish%20disease&f=false

Hernández-Sandoval, P., Ruíz-García, J. D., Díaz-Camacho, S. P., Ávila-Díaz, J. A., Rentería, K. M., Padilla-Serrato, J. G. & Rábago-Quiroz, C. H. (2023). Dinámica poblacional y modelación del crecimiento de *Oreochromis aureus* en la presa Josefa Ortiz de Domínguez, Sinaloa, México. *Revista Bio Ciencias*, 10, 1-25. DOI: [10.15741/revbio.10.e1454](https://revistabiociencias.uan.edu.mx/index.php/BIOCIENCIAS/article/view/1454/1433) - <https://revistabiociencias.uan.edu.mx/index.php/BIOCIENCIAS/article/view/1454/1433>

Huang, A.G., Yi, Y.L., Ling, F., Lu, L., Zhang, Q.Z. & Wang, G.X. (2013). Screening of plant extracts for anthelmintic activity against *Dactylogyrus intermedius* (Monogenea) in goldfish (*Carassius auratus*). *Parasitology research*, 112, 4065-4072. DOI: [10.1007/s00436-013-3597-7](https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-013-3597-7). <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-013-3597-7>



Hu, Y., Ji, J., Ling, F., Chen, Y., Lu, L., Zhang, Q. & Wang, G. (2014). Screening medicinal plants for use against *Dactylogyrus intermedius* (Monogenea) infection in goldfish. *Journal of aquatic animal health*, 26(3), 127-136. DOI: [10.1080/08997659.2014.902872](https://doi.org/10.1080/08997659.2014.902872). <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/08997659.2014.902872>

Instituto Nacional de Pesca (INAPESCA). (2022). *Acuicultura de Tilapia*. <https://www.gob.mx/inapesca/acciones-y-programas/acuicultura-tilapia>

Jatobá, A., Stockhausen, L., da Silva, L.R. & de Andrade, J.I.A. (2023). Therapeutic bath of mint hydrolate in the control of monogenea for four tilapia species. *Boletim do Instituto de Pesca*, 49, 1-7. DOI: [10.20950/1678-2305/bip.2023.49.e706](https://doi.org/10.20950/1678-2305/bip.2023.49.e706). <https://institutodepesca.org/index.php/bip/article/view/1724/1567>

Jerônimo, G.T., Speck, G.M. & Martins, M.L. (2010). First report of *Enterogyrus cichlilarum* Paperna 1963 (Monogenoidea: Ancyrocephalidae) on Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Neotropical Helminthology*, 4(1), 75-80. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4765128>

Jiang, B., Chi, C., Fu, Y.W., Zhang, Q.Z. & Wang, G.X. (2013). In vivo anthelmintic effect of flavonol rhamnosides from *Dryopteris crassirhizoma* against *Dactylogyrus intermedius* in goldfish (*Carassius auratus*). *Parasitology research*, 112, 4097-4104. DOI: [10.1007/s00436-013-3600-3](https://doi.org/10.1007/s00436-013-3600-3). <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-013-3600-3>

Jiménez-Sánchez, A., Sánchez-Nava, P., Rodríguez-Romero, F.J. & Flores-Nava, B. (2019). Monogéneos de *Astyanax aeneus* (Characidae) y *Oreochromis niloticus* (Cichlidae) en la cuenca del río Ixtapan, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 90, 902750. DOI: [10.22201/ib.20078706e.2019.90.2750](https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2019.90.2750). https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S1870-34532019000100624&script=sci_abstract&tlng=pt

Jiménez-García, I., Rojas-García, C.R. & Mendoza-Franco, E.F. (2020). Ecto-parasitic infection in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fry during male reversal in Veracruz, México. *International Aquatic Research*, 12, 197-207. DOI: [10.22034/IAR.2020.1898558.1046](https://doi.org/10.22034/IAR.2020.1898558.1046). https://intelaquares.tonekabon.iau.ir/article_675342.html

Jiménez-García, M.I., Vidal-Martínez, V.M., López-Jiménez, S. (2001). Monogeneans in introduced and native cichlids in México: Evidence for transfer. *J. Parasitol*, 87 (4), 907-909. DOI: [10.1645/0022-3395\(2001\)087\[0907:MIIANC\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[0907:MIIANC]2.0.CO;2). <https://meridian.allenpress.com/journal-of-parasitology/article-abstract/87/4/907/5738/Monogeneans-in-Introduced-and-Native-Cichlids-in>

Jorissen, M.W., Pariselle, A., Huyse, T., Vreven, E.J., Snoeks, J., Volckaert, F.A. & Vanhove, M.P.M. (2018). Diversity and host specificity of monogenean gill parasites (Platyhelminthes) of cichlid fishes in the Bangweulu-Mweru ecoregion. *Journal of Helminthology*, 92(4), 417-437. DOI: [10.1017/S0022149X17000712](https://doi.org/10.1017/S0022149X17000712). <https://www.cambridge.org/core/journals/journal-of-helminthology/article/abs/diversity-and-host-specificity-of-monogenean-gill-parasites-platyhelminthes-of-cichlid-fishes-in-the-bangweulumweru-ecoregion/1B5CACEBDC6670FEB3DE75856D486E51>



Kaiqi, L.I.A., Zhang, M., Lingling, Z.H.O.U., Yuwei, S.O.N.G. & Xianjun, G.U.A.N. (2020). Screening of Chinese Medicinal Herbs for Anthelmintic Efficacy Against *Gyrodactylus kobayashii* (Monogenea) in Goldfish (*Carassius auratus*). Kafkas Universitesi Veteriner Fakültesi Dergisi, 26(3), 357-363. DOI: 10.9775/kvfd.2019.23196.

https://vetdergikafkas.org/uploads/pdf/pdf_KVFD_2673.pdf

Kolarova, J., Zuskova, E. & Velisek, J.O.S. (2022). Efficacy of a therapeutic bath with selected antiparasitic drugs on a *Dactylogyrus anchoratus* infection in juvenile common carp (*Cyprinus carpio*). Veterinární medicína, 67(12), 620-627. DOI: 10.17221/66/2022-VETMED.

https://www.old-aj.cz/web/vetmed.htm?type=article&id=66_2022-VETMED

Le-Roux, L. & Avenant-Oldewage, A. (2010). Check list of the fish parasitic genus *Cichlidogyrus* (Monogenea), including its cosmopolitan distribution and host species. Afr. J. Aquat. Sci., 35(1), 21-36. DOI: 10.2989/16085914.2010.466632.

<https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.2989/16085914.2010.466632>

Leyva, R. G., Bautista-Rosales, P. U., Rosas-Ulloa, R. U., Silva-Carrillo, Y. & Ramírez-Acevedo, E. A. (2020). Evaluación de la producción intensiva de juveniles de tilapia en invernadero: Análisis de rentabilidad y aspectos de su aplicabilidad. Revista Bio Ciencias, 7, 1-23. DOI: 10.15741/revbio.07.e584

<https://revistabiociencias.uan.edu.mx/index.php/BIOCIENCIAS/article/view/584/pdf>

Ling, F.E.I., Jiang, C., Liu, G., Li, M. & Wang, G. (2015). Anthelmintic efficacy of cinnamaldehyde and cinnamic acid from cortex cinnamon essential oil against *Dactylogyrus intermedius*. Parasitology, 142(14), 1744-1750. DOI: 10.1017/S0031182015001031.

<https://www.cambridge.org/core/journals/parasitology/article/abs/anthelmintic-efficacy-of-cinnamaldehyde-and-cinnamic-acid-from-cortex-cinnamon-essential-oil-against-dactylogyrus-intermedius/6472E8E65EC8A042F68A914B3FFE95EA>

Liu, Y., Tan, X., Zhang, Y., Ling, F., Liu, T. & Wang, G. (2022). Isoimperatorin: A promising anti *Gyrodactylus kobayashii* natural compound from *Angelica dahurica*. Aquaculture, 560, 738552. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2022.738552.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848622006688>

Mandeng, F.D.M., Bilong, C.F.B., Pariselle, A., Vanhove, M.P., Nyom, A.R.B. & Agnès, J.F. (2015). A phylogeny of *Cichlidogyrus* spp. (Monogenea, *Dactylogyridae*) clarifies a host-switch between fish families and reveals an adaptive component to attachment organ morphology of this parasite genus. Parasit Vectors, 8, 582.

<https://parasitesandvectors.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13071-015-1181-y>

Martins, M., Azevedo, T., Ghiraldelli, L. & Bernardi, N. (2010). Can the parasitic fauna on Nile tilapias be affected by different production systems?. Anais da Academia Brasileira de Ciências, 82, 493-500. DOI: 10.1590/S0001-37652010000200024.

<https://www.scielo.br/j/aabc/a/5x8pC4ifs7pMq5XnpWbvHvv/?lang=en>



Mendoza-Garfias, B., García-Prieto, L. & Pérez-Ponce de León, G. (2017). Checklist of the Monogenea (Platyhelminthes) parasitic in Mexican aquatic vertebrates. *Zoosystema*, 39, 501–599. DOI: [10.5252/z2017n4a5](https://doi.org/10.5252/z2017n4a5). <https://bioone.org/journals/Zoosystema/volume-39/issue-4/z2017n4a5/Checklist-of-the-monogenea-Platyhelminthes-parasitic-in-mexican-aquatic-vertebrates/10.5252/z2017n4a5.short>

Mendoza-Palmero, C.A., Blasco-Costa, I. & de León, G.P.P. (2019). Morphological and molecular characterisation of a new species of *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Monogeneoidea: Gyrodactylidae) of cichlid fishes (Perciformes) from Mexico. *Parasitology international*, 70, 102–111. DOI: [10.1016/j.parint.2019.02.009](https://doi.org/10.1016/j.parint.2019.02.009) <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1383576918302757>

Mendoza, R., Ramírez-Martínez, C., Aguilera, C. & Meave-Del Castillo, M. E. (2014). Principales vías de introducción de las especies exóticas, en R. Mendoza & P. Koleff (coords.), *Especies acuáticas invasoras en México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. 43-73. https://www.researchgate.net/profile/Roberto-Mendoza-6/publication/273143230_Principales_vias_de_introduccion_de_las_especies_exoticas/links/54fa0c800cf20b0d2cb63465/Principales-vias-de-introduccion-de-las-especies-exoticas.pdf

Meneses, J.O., do Couto, M.V.S., Sousa, N.C., Cunha, F.D.S., Abe, H.A., Ramos, F.M. & Fujimoto, R.Y. (2018). Efficacy of *Ocimum gratissimum* essential oil against the monogenean *Cichlidogyrus tilapiae* gill parasite of Nile tilapia. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 70, 497–504. DOI: [10.1590/1678-4162-9667](https://doi.org/10.1590/1678-4162-9667). <https://www.scielo.br/j/abmvz/a/CjvwvzJhVjHCL3Tm8Fk7t/>

Montoya-Mendoza, J., Lango-Reynoso, F. & Castañeda-Chávez, M.R. (2016). Monogéneos parásitos de *Oreochromis* spp., en punto de venta. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 7(4), 949-952. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-09342016000400949&lng=es&tlng=es.

Moolulungo, K., Tuiyo, R. & Juliana, J. (2019). Effect of Betel Leaf Decoction against Ectoparasites Intensity of Monogenea. *The NIKe Journal*, 7(2). DOI: [10.37905/v7i2.4876](https://doi.org/10.37905/v7i2.4876). <https://ejournal.ung.ac.id/index.php/nike/article/view/4876>

Núñez, H., Vargas, R., Guerra, I. & Ramos, E. (2021). Efecto de la temperatura sobre el consumo de oxígeno en tilapias del Nilo con diferentes fenotipos de comportamiento. *Centros: Revista Científica Universitaria*, 10(2), 1-18. <https://matriculapre.up.ac.pa/index.php/centros/article/view/2245>

Oliveira-Hashimoto, G. S., Neto, F. M., Ruiz, M. L., Acchile, M., Chagas, E. C., Chaves, F. C. M. & Martins, M. L. (2016). Essential oils of *Lippia sidoides* and *Mentha piperita* against monogenean parasites and their influence on the hematology of Nile tilapia. *Aquaculture*, 450, 182–186. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2015.07.029](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.07.029). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848615301113>



Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2022). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022. Contribuir a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos. -<https://www.fao.org/3/cc0461en/online/cc0461en.html>

Overton, K., Dempster, T., Oppedal, F., Kristiansen, T. S., Gismervik, K., & Stien, L. H. (2019). Salmon lice treatments and salmon mortality in Norwegian aquaculture: a review. *Reviews in Aquaculture*, 11(4), 1398-1417. DOI: [10.1111/raq.12299](https://doi.org/10.1111/raq.12299). <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/raq.12299>

Pádua, S. B., de Menezes-Filho, R. N., de Andrade-Belo, M.A., & Nagata, M.M. (2014). A nutritional additive increases survival and reduces parasitism in Nile tilapia during masculinisation. *Aqua Culture Asia Pacific*, 10(5), 24-27. https://www.researchgate.net/publication/266392000_A_nutritional_additive_increases_survival_and_reduces_parasitism_in_Nile_tilapia_during_masculinisation

Pantoja, M.F.W., Fishing-Engineer, L.N.R., Fishing-Engineer, M.D.R., Zoo-Technician, D. M. & Tavares-Dias, M. (2012). Protozoan and metazoan parasites of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* cultured in Brazil. *Revista MVZ Córdoba*, 17(1), 2812-2819. <http://www.scielo.org.co/pdf/mvz/v17n1/v17n1a02.pdf>

Paredes-Trujillo, A., Velázquez-Abunader, I., Torres-Irinea, E., Romero, D. & Vidal-Martínez, V.M. (2016). Geographical distribution of protozoan and metazoan parasites of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) (Perciformes: Cichlidae) in Yucatán, México. *Parasites & Vectors*, 9, 66. DOI: [10.1186/s13071-016-1332-9](https://doi.org/10.1186/s13071-016-1332-9). <https://link.springer.com/article/10.1186/s13071-016-1332-9>

Paredes-Trujillo, A., Velázquez-Abunader, I., Papiol, V., del Río-Rodríguez, R., Vidal-Martínez, V. (2021). Negative effect of ectoparasite burdens on the condition factor from farmed tilapia *Oreochromis niloticus* in the Yucatan, Mexico. *Vet Parasitol*, 292, 109393. DOI: [10.1016/j.vetpar.2021.109393](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109393). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401721000534>

Peeler, E.J., Gardiner, R. & Thrush, M.A. (2004). Qualitative risk assessment of routes of transmission of the exotic fish parasite *Gyrodactylus salaris* between river catchments in England and Wales. *Preventive veterinary medicine*, 64(2-4), 175-189. DOI: [10.1016/j.prevetmed.2004.05.005](https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2004.05.005). <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0167587704001163>

Pérez, M., Sáenz, M., & Martínez, E. (2015). Crecimiento de las tilapias *Oreochromis niloticus* en cultivo Monosexual y ambos sexos, en sistemas de producción semi-intensivos. *Universitas (León). Revista Científica de la UNAN-León. Vicerrectoría de Investigación, Postgrados y Proyección Social*, 6(1132-2016-92372), 6 (1), 66-70. DOI: [10.22004/ag.econ.232908](https://doi.org/10.22004/ag.econ.232908) - <https://ageconsearch.umn.edu/record/232908>



Pérez-Ponce de León, G., Rosas-Valdez, R., Aguilar-Aguilar, R., Mendoza-Garfias, B., Mendoza-Palmero, C., García-Prieto, L., Rojas-Sánchez, A., Briosio-Aguilar, R., Pérez-Rodríguez, R. & Domínguez-Domínguez, O. (2010). Helminth parasites of freshwater fishes, Nazas River basin, northern Mexico. Checklist, 6 (1), 26–35. DOI: [10.15560/6.1.026](https://doi.org/10.15560/6.1.026).
<https://www.biotaxa.org/cl/article/view/6.1.026>

Pinacho-Pinacho, C.D., Sánchez-Angeles, J., Martínez-Ramírez, E., Calixto-Rojas, M. & Rubio-Godoy, M. (2023). Feral parasites: African monogeneans recorded in ferine Nile tilapia in Oaxaca, Mexico. Aquaculture, 739974. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2023.739974](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.739974).
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848623007482>

Razo-Mendivil, U., García-Vásquez, A., & Rubio-Godoy, M. (2016). Spot the difference: two cryptic species of *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Platyhelminthes: Monogenea) infecting *Astyanax aeneus* (Actinopterygii, Characidae) in Mexico. Parasitology International, 65(5), 389–400. DOI: [10.1016/j.parint.2016.05.009](https://doi.org/10.1016/j.parint.2016.05.009).
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1383576916301295>

Rocha, L.G., Almeida, J.R.G.S., Macedo, R.O. & Barbosa-Filho, J.M. (2005). A review of natural products with antileishmanial activity. Phytomedicine, 12(6-7), 514-535. DOI: [10.1016/j.phymed.2003.10.006](https://doi.org/10.1016/j.phymed.2003.10.006).
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0944711305000358>

Rodríguez-Montes De Oca, G. A., Román-Reyes, J. C., Alaniz-Gonzalez, A., Serna-Delval, C. O., Muñoz-Cordova, G., & Rodríguez-González, H. (2015). Effect of salinity on three tilapia (*Oreochromis* sp.) strains: hatching rate, length and yolk sac size. Int. J. of Aquatic Science, 6(1), 96-106. - https://www.researchgate.net/profile/Hervey-Rodriguez-Gonzalez/publication/278677267_Effect_of_salinity_on_three_tilapia_Oreochromis_sp_strains_hatching_rate_length_and_yolk_sac_size/links/5582f05808ae89172b85d0f1/Effect-of-salinity-on-three-tilapia-Oreochromis-sp-strains-hatching-rate-length-and-yolk-sac-size.pdf

Příkrylová, I., Blažek, R., & Vanhove, M. P. (2012). An overview of the *Gyrodactylus* (Monogenea: *Gyrodactylidae*) species parasitizing African catfishes, and their morphological and molecular diversity. Parasitology Research, 110, 1185-1200. DOI: 10.1007/s00436-011-2612-0. <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-011-2612-0>

Příkrylová, I., Matějsová, I., Musilová, N. & Gelnar, M. (2009). *Gyrodactylus* species (Monogenea: *Gyrodactylidae*) on the cichlid fishes of Senegal, with the description of *Gyrodactylus ergensi* n. sp. from Mango tilapia, *Sarotherodon galilaeus* L. (Teleostei: *Cichlidae*). Parasitology Research, 106, 1-6. DOI: 10.1007/s00436-009-1600-0. <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-009-1600-0>

Sandoval-Gío, J.J., Rodríguez-Canul, R. & Vidal-Martínez, V.M. (2008). Humoral antibody response of the tilapia *Oreochromis niloticus* against *Cichlidogyrus* spp. (Monogenea). Journal of Parasitology, 94(2), 404-409. DOI: [10.1645/GE-1382.1](https://doi.org/10.1645/GE-1382.1).
<https://meridian.allenpress.com/journal-of-parasitology/article-abstract/94/2/404/7792/Humoral-Antibody-Response-of-the-Tilapia>



- Sandoval-Gío, J.J., Rodríguez-Canul, R.P., Vidal-Martínez, V.M., Fájér-Ávila, E.J. & Améndola-Pimenta, M. (2019). Formalin toxicity to *Oreochromis niloticus*; its effectiveness against *Cichlidogyrus* spp. and host stress response. Latin american journal of aquatic research, 47(1), 34-41. DOI: 10.3856/vol47-issue1-fulltext-5. https://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0718-560X2019000100034&script=sci_arttext
- Smallbone, W., Van-Oosterhout, C. & Cable, J. (2016). The effects of inbreeding on disease susceptibility: *Gyrodactylus turnbulli* infection of guppies, *Poecilia reticulata*. Experimental Parasitology, 167, 32-37. DOI: 10.1016/j.exppara.2016.04.018. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0014489416300807>
- Tu, X., Ling, F., Huang, A., Zhang, Q. & Wang, G. (2013). Anthelmintic efficacy of *Santalum album* (Santalaceae) against monogenean infections in goldfish. Parasitology research, 112, 2839-2845. DOI: 10.1007/s00436-013-3455-7. <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-013-3455-7>
- Tu, X., Ling, F., Huang, A., & Wang, G. (2015). An infection of *Gyrodactylus kobayashii* Hukuda, 1940 (Monogenea) associated with the mortality of goldfish (*Carassius auratus*) from central China. Parasitology Research, 114, 737-745. DOI: 10.1007/s00436-014-4241-x. <https://link.springer.com/article/10.1007/s00436-014-4241-x>
- Tu, X., Huang, A., Hu, Y., Ling, F. & Wang, G. (2018). Arctigenin: An emerging candidate against infections of *Gyrodactylus*. Aquaculture, 495, 983-991. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2018.06.064. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848618300073>
- Valladão, G.M.R., Gallani, S.U. & Pilarski, F. (2015). Phytotherapy as an alternative for treating fish disease. Journal of veterinary pharmacology and therapeutics, 38(5), 417-428. DOI: 10.1111/jvp.12202. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/jvp.12202>
- Valladão, G.M.R., Alves, L.D.O. & Pilarski, F. (2016). Trichodiniasis in Nile tilapia hatcheries: diagnosis, parasite: host-stage relationship and treatment. Aquaculture, 451, 444-450. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2015.09.030. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848615301897>
- Vidal-Martínez, V. M., Jiménez-Cueto, A. M., & Simá-Álvarez, R. (2002). Parasites and symbionts of native and cultured shrimps from Yucatán, Mexico. Journal of Aquatic Animal Health, 14(1), 57-64. DOI: 10.1577/1548-8667(2002)014<0057:PASONA>2.0.CO;2. [https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1577/1548-8667\(2002\)014%3C0057%3APASONA%3E2.0.CO%3B2](https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1577/1548-8667(2002)014%3C0057%3APASONA%3E2.0.CO%3B2)
- Wang, L., Zhang, D., Xie, J., Chang, O., Wang, Q., Shi, C. & Pan, H. (2023). Do ectoparasites on fish gills “talk” with gut microbiota far away?. Aquaculture, 562, 738880. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2022.73888. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848622009978>



Xu, D.H., Shoemaker, C.A. & Klesius, P.H. (2007). Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Journal of fish diseases*, 30(4), 233-238. DOI: [10.1111/j.1365-2761.2007.00806.x](https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1365-2761.2007.00806.x). <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1365-2761.2007.00806.x>

Yang, Z., Tan, X., Zhang, Z., Han, J., Qu, S., Liu, T. & Wang, G. (2022). Ononin: A candidate anti-parasitic drug isolated from *Spatholobi caulis* against infections of *Dactylogyrus intermedius* (Monogenea). *Parasitology International*, 88, 102535. DOI: [10.1016/j.parint.2021.102535](https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1383576921002531). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1383576921002531>

Yavuzcan-Yildiz, H. & Bekcan, S. (2020). Control of ectoparasitosis in carp (*Cyprinus carpio*) induced by *Gyrodactylus elegans* (Monogenea) with garlic (*Allium sativum*) and onion (*Allium cepa*) extracts. *Ecocycles*, 6(1), 10-17. DOI: [10.19040/ecocycles.v6i1.157](http://real.mtak.hu/108491/). <http://real.mtak.hu/108491/>

Zahradníčková, P., Barson, M., Luus-Powell, W. J., & Příkrylová, I. (2016). Species of *Gyrodactylus* von Nordmann, 1832 (Platyhelminthes: Monogenea) from cichlids from Zambezi and Limpopo river basins in Zimbabwe and South Africa: evidence for unexplored species richness. *Systematic Parasitology*, 93, 679-700. DOI: [10.1007/s11230-016-9652-x](https://link.springer.com/article/10.1007/s11230-016-9652-x). <https://link.springer.com/article/10.1007/s11230-016-9652-x>

Zambrano, L., Martínez-Meyer, E., Menezes, N. & Peterson, A. T. (2006). Invasive potential of common carp (*Cyprinus carpio*) and Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in American freshwater systems. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 63 (9), 1903-1910. DOI: [10.1139/f06-088](https://cdnsiencepub.com/doi/abs/10.1139/f06-088). - <https://cdnsiencepub.com/doi/abs/10.1139/f06-088>

Zanolo, R., Leonhardt, J. H., Souza, Â.T.S. & Yamamura, M.H. (2009). Influência do parasitismo por monogeeas no desenvolvimento de tilápias-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*)(Linnaeus, 1757) criadas em sistemas de tanques-rede na represa de Capivara. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 18 (1), 47-52. DOI: [10.4322/rbpv.01801009](https://www.scielo.br/j/rbpv/a/mC8BMtfd7VsPx4hQvj4hL7s/?lang=pt). <https://www.scielo.br/j/rbpv/a/mC8BMtfd7VsPx4hQvj4hL7s/?lang=pt>

Zhang, S., Zhi, T., Xu, X., Zheng, Y., Bilong-Bilong, C.F., Pariselle, A., Yang, T. (2019) Monogenean fauna of alien tilapias (Cichlidae) in South China. *Parasite*, 26 (4), 1-16. DOI: [10.1051/parasite/2019003](https://www.parasite-journal.org/articles/parasite/pdf/2019/01/parasite180107.pdf). <https://www.parasite-journal.org/articles/parasite/pdf/2019/01/parasite180107.pdf>

Zhang, X.P., Li, W.X., Ai, T.S., Zou, H., Wu, S.G. & Wang, G. T. (2014). The efficacy of four common anthelmintic drugs and traditional Chinese medicinal plant extracts to control *Dactylogyrus vastator* (Monogenea). *Aquaculture*, 420, 302-307. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2013.09.022](https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848613004808). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848613004808>



Zhang, Y., Tan, X., Tu, X., Ling, F. & Wang, G. (2020). Efficacy and antiparasitic mechanism of curdione from *Curcuma zedoaria* against *Gyrodactylus kobayashii* in goldfish. *Aquaculture*, 523, 735186. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2020.735186](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735186). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848619332557>

Zhi, T., Xu, X., Chen, J., Zheng, Y., Zhang, S., Peng, J., Brown, C.L. & Yang, T. (2018) Expression of immune-related genes of Nile tilapia *Oreochromis niloticus* after *Gyrodactylus cichlidarum* and *Cichlidogyrus sclerosus* infections demonstrating immunosuppression in coinfection. *Fish & Shellfish Immunology*, 80, 397-404. DOI: [10.1016/j.fsi.2018.05.060](https://doi.org/10.1016/j.fsi.2018.05.060). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1050464818303309>

Zhou, S., Li, W.X., Wang, Y.Q., Zou, H., Wu, S.G. & Wang, G.T. (2017). Anthelmintic efficacies of three common disinfectants and extracts of four traditional Chinese medicinal plants against *Gyrodactylus kobayashii* (Monogenea) in goldfish (*Carassius auratus*). *Aquaculture*, 466, 72-77. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2016.09.048](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.09.048). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848616305804>

Zhou, S., Dong, J., Liu, Y., Yang, Q., Xu, N., Yang, Y. & Ai, X. (2020). Anthelmintic efficacy of 35 herbal medicines against a monogenean parasite, *Gyrodactylus kobayashii*, infecting goldfish (*Carassius auratus*). *Aquaculture*, 521, 734992. DOI: [10.1016/j.aquaculture.2020.734992](https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.734992). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0044848619314875>

Zhou, S., Dong, J., Liu, Y., Yang, Q., Xu, N., Yang, Y. & Ai, X. (2021). Antiparasitic efficacy of herbal extracts and active compound against *Gyrodactylus kobayashii* in *Carassius auratus*. *Frontiers in Veterinary Science*, 8, 665072, 1-11. DOI: [10.3389/fvets.2021.665072](https://doi.org/10.3389/fvets.2021.665072). <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2021.665072/full>

Zhou, S., Yang, Q., Dong, J., Liu, Y., Xu, N., Yang, Y. & Ai, X. (2022). Anthelmintic Efficacy of Palmarosa Oil and Curcuma Oil against the Fish Ectoparasite *Gyrodactylus kobayashii* (monogenean). *Animals*, 12(13), 1685. DOI: [10.3390/ani12131685](https://doi.org/10.3390/ani12131685). <https://www.mdpi.com/2076-2615/12/13/1685>

Zhu, S., Ling, F., Zhang, Q., Liu, G., Tu, X., Jiang, C. & Wang, G. (2014). Anthelmintic activity of saikosaponins a and d from radix bupleuri against *Dactylogyrus* spp. infecting goldfish. *Diseases of Aquatic Organisms*, 111(2), 177-182. DOI: [10.3354/dao02789](https://doi.org/10.3354/dao02789). <https://www.int-res.com/abstracts/dao/v111/n2/p177-182>

Zoral, M.A., Futami, K., Endo, M., Maita, M. & Katagiri, T. (2017). Anthelmintic activity of *Rosmarinus officinalis* against *Dactylogyrus minutus* (Monogenea) infections in *Cyprinus carpio*. *Veterinary parasitology*, 247, 1-6. DOI: [10.1016/j.vetpar.2017.09.013](https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.09.013). <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304401717304028>