






Prevalencia e intensidad de tricodínidos y monogeneos en tilapia cultivada en el suroeste de México

Prevalence and intensity of trichodinids and monogeneans on farmed tilapia in southwestern Mexico

Juan M. Osuna-Cabanillas^{1,2} ,
 Rosa M. Medina-Guerrero¹ ,
 Selena Camacho-Zepeda^{1,2} ,
 Francisco N. Morales-Serna³ ,
 Emma J. Fajer-Ávila^{1*} 

¹Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C., Av. Sábalo-Cerrito s/n. CP. 82112. Mazatlán, Sinaloa, México.

²Facultad de Ciencias del Mar, Universidad Autónoma de Sinaloa. P. Claussen s/n, Centro. CP. 82000. Mazatlán, Sinaloa, México.

³Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México. Av. Joel Montes Camarena s/n, Playa Sur. CP. 82040. Mazatlán, Sinaloa, México.

*Autor de correspondencia: efajer@ciad.mx

Artículo científico

Recibido: 19 de febrero 2022

Aceptado: 18 de junio 2022

Como citar: Osuna-Cabanillas JM, Medina-Guerrero RM, Camacho-Zepeda S, Morales-Serna FN, Fajer-Ávila EJ (2022) Prevalencia e intensidad de tricodínidos y monogeneos en tilapia cultivada en el suroeste de México. *Ecosistemas y Recursos Agropecuarios* 9(2): e3290. DOI: 10.19136/era.a9n2.3290

RESUMEN. Las granjas pequeñas de tilapia contribuyen al desarrollo rural sostenible; pero los parásitos pueden afectar su productividad. El objetivo del presente estudio fue determinar la prevalencia e intensidad de tricodínidos y monogeneos en granjas de tilapia de Guerrero, Oaxaca y Chiapas. Se identificaron seis especies de tricodínidos: *Trichodina centrostrigeata*, *T. compacta*, *T. heterodentata*, *T. magna*, *T. nigra* y *Trichodina* sp.; y nueve de monogeneos: *Cichlidogyrus cirratus*, *C. dossoui*, *C. halli*, *C. mbirizei*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae*, *C. tilapiae*, *Gyrodactylus cichlidarum* y *Scutogyrus longicornis*. Siendo los registros de *C. mbirizei* y *C. cirratus* nuevos para México. Los tricodínidos y monogeneos se presentaron, respectivamente, en 73 y 93% de las granjas muestreadas, tanto en regiones montañosas, valles y costas. La prevalencia de tricodínidos fue alta (60-100%) en 30% de las granjas, pero la intensidad mediana fue menor a 10 parásitos por pez. Mientras que la prevalencia de monogeneos fue alta en la mayoría de las granjas, pero la intensidad mediana fue baja (1 a 30). Estos resultados sugieren que los parásitos tienen el potencial de distribuirse en cualquier granja, por lo que las prácticas de manejo deben ser mejoradas y reducir así posibles brotes parasitarios que afecten la salud de los peces.

Palabras clave: Acuicultura, Ciliophora, *Oreochromis*, Parásitos, Platyhelminthes.

ABSTRACT. Small-scale tilapia production contributes to sustainable rural development; however, it can be stagnated due to parasite diseases. This work aimed to determine the prevalence and intensity of infection of trichodinids and monogeneans on farmed tilapia in rural areas of Guerrero, Oaxaca and Chiapas, located in southwestern Mexico. A total of six trichodinid (*Trichodina centrostrigeata*, *T. compacta*, *T. heterodentata*, *T. magna*, *T. nigra* y *Trichodina* sp.) and nine monogenean (*Cichlidogyrus cirratus*, *C. dossoui*, *C. halli*, *C. mbirizei*, *C. sclerosus*, *C. thurstonae*, *C. tilapiae*, *Gyrodactylus cichlidarum* y *Scutogyrus longicornis*) species were identified. The findings of *C. mbirizei* y *C. cirratus* represent new geographic records for Mexico. Trichodinid and monogenean infections occurred, respectively, at 73 and 93% of farms, distributed in coastal areas and mountain valleys. The prevalence of trichodinids was high (60-100%) in 30% of farms, whereas the median intensity was <10 trichodinids per fish. The prevalence of monogeneans was high and median intensities ranged between 1 and 30 at most farms. These results suggest that parasites can potentially occur everywhere; therefore, better management practices should be implemented to prevent parasite outbreaks.

Key words: Aquaculture, Ciliophora, *Oreochromis*, parasites, Platyhelminthes.

INTRODUCCIÓN

La tilapia, particularmente la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus 1757), es de los principales peces de agua dulce que se cultivan con éxito alrededor del mundo. Aunque este tipo de acuicultura puede ser remuneradora sin importar el tamaño de la granja, las ganancias son mayores en las granjas grandes (Yuan *et al.* 2017). No obstante, las granjas pequeñas hacen una contribución importante al desarrollo rural sostenible, favoreciendo la seguridad alimentaria, el uso eficiente de agua y la generación de empleo (Zongli *et al.* 2017).

Al igual que otros sistemas de producción animal, la tilapia en cultivo no está exenta de enfermedades infecciosas causadas por virus, bacterias, hongos o parásitos (Abdel-Latif *et al.* 2020). La diversidad de parásitos que la tilapia puede albergar es amplia, entre los más comunes están los ciliados que bajo condiciones ambientales específicas llegan a ser patógenos y causar enfermedades letales, como la tricodiniasis (Abdel-Meguid 2001). Esta enfermedad es causada por protozoarios de la familia Trichodinidae, cuyo género más diverso es *Trichodina* con más de 300 especies, encontradas principalmente en piel y branquias de una gran cantidad de especies de invertebrados y vertebrados de diferentes ambientes alrededor del mundo (Asmat y Sultana 2005, Tang *et al.* 2013). Particularmente en México, se han registrado 18 especies de este género en peces de agua dulce (Aguilar-Aguilar e Islas-Ortega 2015).

Otro grupo común de parásitos es el de los monogéneos, pertenecientes al filo Platyhelminthes. Estos parásitos pueden causar hemorragias, inflamación, hiperplasia y fusión de lamelas branquiales (Cala-Delgado *et al.* 2018), lo cual desencadena problemas tales como estrés, crecimiento lento e incluso la muerte de los peces, con las consecuentes pérdidas económicas (Ogawa 2015, Shinn *et al.* 2015). Además, las infecciones por monogéneos pueden facilitar las invasiones de bacterias patógenas y aumentar los niveles de mortalidad de los peces (Zhang *et al.* 2015). En México, se ha reconocido que los monogéneos, en particular algunas especies de *Cichlidogyrus* y *Gyrodactylus*, pueden impactar nega-

tivamente el cultivo de tilapia (Aguirre-Fey *et al.* 2015, Grano-Maldonado *et al.* 2018, Paredes-Trujillo *et al.* 2021).

A pesar de que el cultivo de tilapia se extiende por todo el territorio mexicano, la información relacionada con la distribución de parásitos es limitada, especialmente en zonas rurales. Uno de los pocos trabajos es el de Paredes-Trujillo *et al.* (2016), quienes observaron que los parásitos se distribuyen ampliamente en granjas de Yucatán. En el suroeste de México, particularmente en Guerrero, Oaxaca y Chiapas hay registradas más de 800 granjas acuícolas produciendo aproximadamente 34 688 toneladas de tilapia anualmente (CONAPESCA 2017). La mayoría son granjas pequeñas distribuidas en una amplia variedad de ambientes tanto en zonas costeras como montañosas, en donde la tilapia se cultiva ya sea en estanques o en jaulas dentro de presas o lagunas. Por lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue determinar la prevalencia e intensidad mediana de tricodínidos y monogéneos parásitos de *O. niloticus* en 63 granjas de tilapia en diferentes regiones de Guerrero, Oaxaca y Chiapas.

MATERIALES Y MÉTODOS

Entre agosto 2018 y noviembre 2019 se muestrearon 63 granjas de tilapia: 24 en Guerrero, 21 en Oaxaca y 18 en Chiapas, algunas de ellas hasta en dos ocasiones. Las granjas se seleccionaron tratando de abarcar diferentes regiones de los estados. En cada granja se capturaron entre 6 y 15 tilapias. En el sitio de muestreo, cada tilapia se sacrificó mediante punción cerebral, enseguida el mucus de la piel y aletas se removió con la hoja de un bisturí y depositó en portaobjetos, dejándose secar a temperatura ambiente. Los arcos branquiales del lado derecho y aletas se removieron y preservaron en alcohol al 96%.

En el laboratorio, las muestras de mucus se tiñeron con la técnica de impregnación argéntica de Klein (Lom y Dyková 1992) para después observarlas bajo un microscopio Olympus BX-51 a una magnificación de 1000X. Los cuatro arcos branquiales

y aletas se pusieron en cajas de Petri para su observación bajo un estereomicroscopio. Todos los tricodínidos y monogeneos encontrados se cuantificaron. El análisis taxonómico se enfocó en las muestras de 2018. Sólo aquellos tricodínidos bien preservados y teñidos se identificaron a nivel de especie. Para lo cual se tomaron fotografías con una cámara QColor-5 (Olympus, Japón) acoplada al microscopio y se realizaron mediciones con el programa Q-Capture Pro-7 (QImaging, Surrey, BC, Canadá). Las estructuras medidas fueron los dentículos y disco adhesivo (Van-As y Basson 1989, Lom y Dyková 1992). En el caso de los monogeneos, de cada granja se tomó aleatoriamente una submuestra de 50 individuos. Cada individuo se colocó en un portaobjetos y se le añadió 3 μ L de proteinasa K para digerir el tejido blando y exponer las estructuras duras (Harris y Cable 2000). La digestión se detuvo añadiendo 3 μ L de una solución hecha a base de glicerina y formalina (50:50). Enseguida, se colocó un cubreobjetos y las estructuras se observaron bajo un microscopio Olympus BX-51 a una magnificación de 1000X. La identificación de especies se realizó de acuerdo con el análisis morfológico propuesto por Huyse y Volckaert (2002) y Gillardin *et al.* (2012). El material tipo se depositó en la colección de parásitos de peces (CPPNP) del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, Unidad Mazatlán, Sinaloa, México.

Para ambos grupos de parásitos se determinaron la prevalencia e intensidad mediana, incluyendo sus intervalos de confianza al 95%, utilizando el programa QPweb (Reiczigel *et al.* 2019). La prevalencia se cuantificó como la proporción de peces infectados en la muestra y se expresa en porcentaje. La intensidad mediana se cuantificó como la mediana del número de parásitos en cada pez infectado (Reiczigel *et al.* 2019). Aunque usualmente se recurre a la intensidad promedio, la intensidad mediana es más adecuada para describir el nivel típico de infección en una muestra (Reiczigel *et al.* 2019). Para visualizar gráficamente la presencia de las especies de parásitos en las granjas, se construyeron diagramas de cuerdas con el paquete circlize 0.4.14 en R (Gu *et al.* 2014).

RESULTADOS

Los tricodínidos estuvieron presentes en 46 de las 63 granjas muestreadas (Tabla 1). Su prevalencia fue baja (6.7 a 26.7%) en 19 granjas (siete en Guerrero, seis en Oaxaca y seis en Chiapas), moderada (30 a 46.7%) en ocho granjas (dos en Guerrero, cinco en Oaxaca y una en Chiapas), y alta (60 a 100%) en 19 granjas (una en Guerrero, 10 en Oaxaca y ocho en Chiapas). En la mayoría de las granjas (40) la intensidad mediana fue menor a 10 tricodínidos por pez. Hubo un caso extremo, en Malpaso, Chiapas, en el que la intensidad mediana fue 155 tricodínidos por pez. De las 17 granjas sin estos parásitos, 13 estuvieron en Guerrero, dos en Oaxaca y dos en Chiapas.

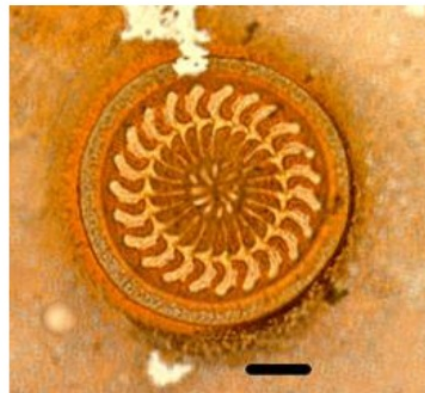
Se identificaron seis especies de tricodínidos: *Trichodina centrostrigeata* (CPPNP 01380), *T. compacta* (CPPNP 01381), *T. heterodentata* (CPPNP 01382), *T. magna* (CPPNP 01383), *T. nigra* (CPPNP 01384) y *Trichodina sp.* (CPPNP 01385) (Figura 1). En la Figura 2 se observa que la especie más común fue *T. compacta*, encontrándose en tres granjas de Guerrero, cinco de Oaxaca y cuatro de Chiapas. Por el contrario, *Trichodina sp.* apareció sólo en una granja de Guerrero.

Los monogeneos se encontraron en 59 de las 63 granjas muestreadas (Tabla 1). La prevalencia fue baja (13 a 26.7%) en ocho granjas (siete en Guerrero y una en Oaxaca), moderada (33.3 a 50%) en siete granjas (cuatro en Guerrero, una en Oaxaca y dos en Chiapas), y alta (60 a 100%) en 44 granjas (10 en Guerrero, 20 en Oaxaca y 14 en Chiapas). La intensidad mediana fue de 1 a 30 monogeneos por pez en la mayoría de las granjas (46). Sin embargo, hubo casos en los que la intensidad mediana fue mayor de 200 monogeneos por pez.

Se identificaron nueve especies de monogeneos: *Cichlidogyrus cirratus* (CPPNP 01386), *C. dossoui* (CPPNP 01387), *C. halli* (CPPNP 01388), *C. mbirizei* (CPPNP 01389), *C. sclerosus* (CPPNP 01390), *C. thurstonae* (CPPNP 01391), *C. tilapiae* (CPPNP 01392), *Gyrodactylus cichlidarum* (CPPNP 01393) y *Scutogyrus longicornis* (CPPNP 01394) (Figura 3). En la Figura 4 se observa que las es-

Tabla 1. Prevalencia (P) e intensidad mediana (IM) de tricodínidos y monogéneos en granjas de tilapia de Guerrero (G), Oaxaca (O) y Chiapas (C). Para cada parámetro de infección se da el intervalo de confianza al 95% entre paréntesis. TI = tipo de infraestructura. DI = datos insuficientes para calcular IM, en este caso el número de parásitos encontrado se presenta entre paréntesis.

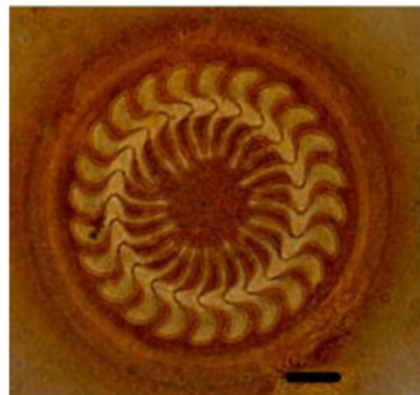
Granjas n = 63	No. peces	TI	Localidad	Fecha	P (%)		IM	
					Tricodínidos	Monogéneos	Tricodínidos	Monogéneos
1	15	Jaula	Acapulco, G	Ago-18	80 (53.4-94.3)	18 (4-57)	13.3 (2.4-39.4)	7
2	15	Jaula	Acapulco, G	Ago-18	0	0	0 (0-21.5)	0
3	15	Jaula	Acapulco, G	Ago-18	0	0	20 (5.7-46.5)	2
	6			Oct-19	0	0	16.7 (0.9-59.4)	DI (4)
4	15	Tanque	Centro, G	Ago-18	13.3 (2.4-39.7)	23	93.3 (69.8-99.7)	250 (148-392)
5	15	Tanque	Centro, G	Ago-18	0	0	6.7 (9.7-53.5)	DI (2)
6	15	Jaula	Acapulco, G	Ago-18	0	0	26.7 (9.7-53.5)	3
7	15	Tanque	Costa Chica, G	Ago-18	0	0	0 (0-21.5)	0
8	15	Jaula	Costa Grande, G	Sept-18	13.3 (2.4-39.7)	8.5	46.7 (21.5-71)	4 (2-8)
9	15	Jaula	Costa Grande, G	Sept-18	46.7 (22.2-70.6)	5 (1-54)	40 (18.6-66.8)	2 (2-10)
10	15	Jaula	Costa Grande, G	Sept-18	26.7 (9.7-53.4)	3.45	0 (0-21.5)	0
11	15	Jaula	Costa Grande, G	Sept-18	26.7 (9.7-53.4)	15.5	26.7 (9.7-53.5)	5
12	15	Jaula	Tierra Caliente, G	Sept-18	40 (7.6-81.1)	2.5	80 (60.3-87.5)	2 (2-6)
13	15	Jaula	Tierra Caliente, G	Ago-18	10 (0.5-44.7)	DI (2)	60 (18.9-92.4)	2
14	6	Jaula	Acapulco, G	Oct-19	16.7 (0.4-64.1)	DI (9)	33.3 (6.3-72.9)	6
15	6	Jaula	Acapulco, G	Oct-19	0	0	16.7 (0.9-59.4)	DI (2)
16	6	NR	Costa Grande, G	Oct-19	16.7 (0.9-59.4)	DI (1)	100 (58.9-100)	15 (6-20)
17	6	Jaula	Costa Grande, G	Oct-19	0	0	100 (58.9-100)	6 (2-14)
18	6	Jaula	Costa Grande, G	Oct-19	0	0	100 (58.9-100)	14 (6-28)
19	6	Jaula	Tierra Caliente, G	Oct-19	0	0	100 (58.9-100)	14 (10-22)
20	6	Jaula	Tierra Caliente, G	Oct-19	0	0	100 (58.9-100)	5 (2-28)
21	6	Jaula	Tierra Caliente, G	Oct-19	0	0	100 (58.9-100)	6 (2-18)
22	6	Jaula	Tierra Caliente, G	Oct-19	0	0	33.3 (6.3-72.9)	3
23	6	Jaula	Tierra Caliente, G	Nov-19	0	0	83.3 (40.6-99.1)	2
24	6	Tanque	Tierra Caliente, G	Nov-19	0	0	33.3 (6.3-72.9)	3
25	15	Tanque	Valles Centrales, O	Nov-18	6.7 (0.3-30.2)	DI (1)	86.7 (60.6-97.6)	130 (42-166)
	6			Ago-19	0	0	100 (59.4-100)	50 (30-60)
26	15	Tanque	Sierra Sur, O	Nov-18	60 (33.2-80.9)	1 (1-2)	86.7 (60.6-97.6)	24 (6-58)
27	15	Tanque	Sierra Sur, O	Nov-18	26.7 (9.7-53.4)	2.5	100 (78.5-100)	48 (30-66)
28	15	Tanque	Istmo, O	Nov-18	73.3 (46.6-90.3)	2 (1-3)	80 (53.5-94.3)	4 (2-8)
29	15	Tanque	Valles Centrales, O	Nov-18	26.7 (9.7-53.4)	3.5	80 (53.5-94.3)	33 (8-54)
	6			Ago-19	33.3 (6.3-72.9)	15	100 (59.7-100)	70 (4-160)
30	15	Tanque	Mixteca, O	Nov-18	60 (33.2-80.9)	2 (1-3)	100 (78.5-100)	24 (6-44)
31	15	Tanque	Mixteca, O	Nov-18	6.7 (0.3-30.2)	DI (2)	93.3 (69.8-99.7)	12 (4-18)
32	15	Tanque	Mixteca, O	Nov-18	0	0	80 (53.5-94.3)	4 (2-10)
	6			Ago-19	0	0	100 (59.4-100)	50 (26-64)
33	10	Jaula	Papaloapan, O	Nov-18	50 (22.2-77.8)	4	100 (78.5-100)	57 (34-66)
34	10	Jaula	Papaloapan, O	Nov-18	20 (3.7-55.3)	5	70 (38.1-91.3)	21.8 (8.86-56.4)
35	10	Jaula	Papaloapan, O	Nov-18	30 (8.7-61.9)	2	80 (44.4-96.3)	12 (6-26)
36	10	Tanque	Papaloapan, O	Nov-18	40 (15-70.9)	4.5	100 (78.5-100)	80 (44-244)
37	6	Tanque	Mixteca, O	Ago-19	100 (59.4-100)	34.5 (17-699)	100 (59.4-100)	298 (152-678)
38	6	Tanque	Mixteca, O	Ago-19	66.7 (27.1-93.7)	41	50 (15.3-84.7)	4
39	6	Tanque	Mixteca, O	Ago-19	100 (59.4-100)	13 (3-22)	100 (59.4-100)	13 (2-76)
40	6	Tanque	Papaloapan, O	Ago-19	83.3 (40.6-99.1)	11	66.7 (27.1-93.7)	3
41	6	Tanque	Valles Centrales, O	Ago-19	50 (15.3-84.7)	2	100 (59.4-100)	6 (2-30)
42	6	Tanque	Mixteca, O	Ago-19	83.3 (40.6-99.1)	22	16.7 (27.1-93.7)	DI (6)
43	6	Tanque	Mixteca, O	Ago-19	66.7 (27.1-93.7)	3	66.7 (27.1-93.7)	4
44	6	Tanque	Papaloapan, O	Ago-19	66.7 (27.1-93.7)	1	100 (59.4-100)	86 (22-152)
45	6	Jaula	Papaloapan, O	Ago-19	16.7 (0.9-59.4)	DI(1)	100 (59.4-100)	11 (6-28)
46	15	Jaula	Ocozacoautla, C	Oct-18	60 (33.2-80.9)	4 (2-7)	100 (78.5-100)	44 (32-46)
	6			Ago-19	66.7 (27.1-93.7)	3	50 (15.3-84.7)	4
47	15	Jaula	Ocozacoautla, C	Oct-18	46.7 (22.2-70.6)	3 (2-15)	100 (78.5-100)	38 (32-50)
48	15	Jaula	Ocozacoautla, C	Oct-18	60 (33.2-80.9)	2 (1-2)	60 (33.2-81.4)	4 (2-10)
	6			Ago-19	0 (0-40.6)	0	66.7 (27.1-93.7)	2
49	15	Tanque	Depresión Central, C	Oct-18	13.3 (2.4-39.7)	1	100 (78.5-100)	140 (108-162)
50	15	Tanque	Depresión Central, C	Oct-18	6.7 (0.3-30.2)	1	6.7 (0.3-30.2)	DI (2)
51	15	Tanque	Malpasos, C	Oct-18	80 (53.4-94.3)	6.5 (4-19)	33.3 (14.2-60.6)	2
	6			Ago-19	66.7 (27.1-93.7)	6.5 (4-19)	0 (0-40.6)	0
52	15	Jaula	Malpasos, C	Oct-18	100 (77.8-100)	155 (101-462)	100 (78.5-100)	18 (12-24)
	6			Ago-19	33.3 (6.3-72.9)	2	50 (15.3-84.7)	4
53	15	Tanque	Bloque Macizo, C	Oct-18	0	0	33.3 (14.2-60.6)	4
54	15	Tanque	Bloque Macizo, C	Oct-18	60 (33.2-80.9)	20 (3-54)	100 (78.5-100)	14 (8-36)
55	15	Jaula	Montañas del Norte, C	Oct-18	73.3 (46.6-90.3)	5 (1-21)	93.3 (69.8-99.7)	36 (24-48)
	6			Ago-19	66.7 (27.1-93.7)	1	83.3 (40.6-99.1)	0
56	15	Jaula	Montañas del Norte, C	Oct-18	26.7 (9.7-53.4)	2.5	100 (69.8-99.7)	40 (14-100)
	6			Ago-19	33.3 (6.3-72.9)	3	100 (78.5-100)	15 (6-24)
57	15	Tanque	Depresión Central, C	Oct-18	73.3 (46.6-90.3)	3 (173.3-7)	100 (78.5-100)	38 (26-48)
58	6	Tanque	Llanura Costera del Pacífico, C	Ago-19	0 (0-40.6)	0	100 (59.4-100)	55 (26-166)
59	6	Tanque	Llanuras Aluviales del Norte, C	Ago-19	16.7 (0.9-59.4)	DI (1)	100 (59.4-100)	2754 (866-13870)
60	6	Tanque	Llanuras Aluviales del Norte, C	Ago-19	33.3 (6.3-72.9)	1.5	100 (59.4-100)	57 (30-1362)
61	6	Tanque	Depresión Central, C	Ago-19	16.7 (0.9-59.4)	DI (1)	100 (59.4-100)	23 (10-32)
62	6	Tanque	Sierra Madre, C	Ago-19	16.7 (0.9-59.4)	DI (2)	0 (0-40.6)	0
63	6	Jaula	Depresión Central, C	Ago-19	83.3 (40.6-99.1)	4	83.3 (40.6-99.1)	6



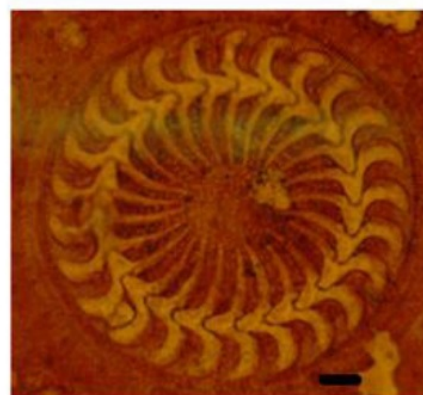
T. centrostrigeata



T. compacta



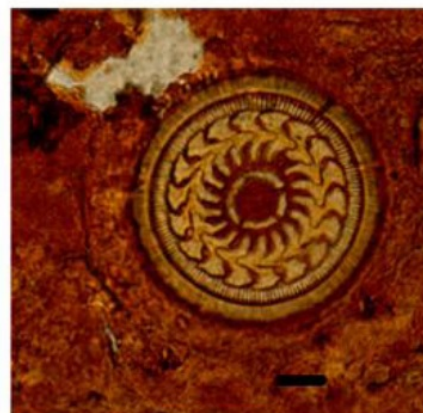
T. heterodentata



T. magna



T. nigra



Trichodina sp.

Figura 1. Microfotografías de las especies de *Trichodina* encontradas en tilapia cultivada en granjas rurales de Guerrero, Oaxaca y Chiapas. Barra de escala: 10 μ m.

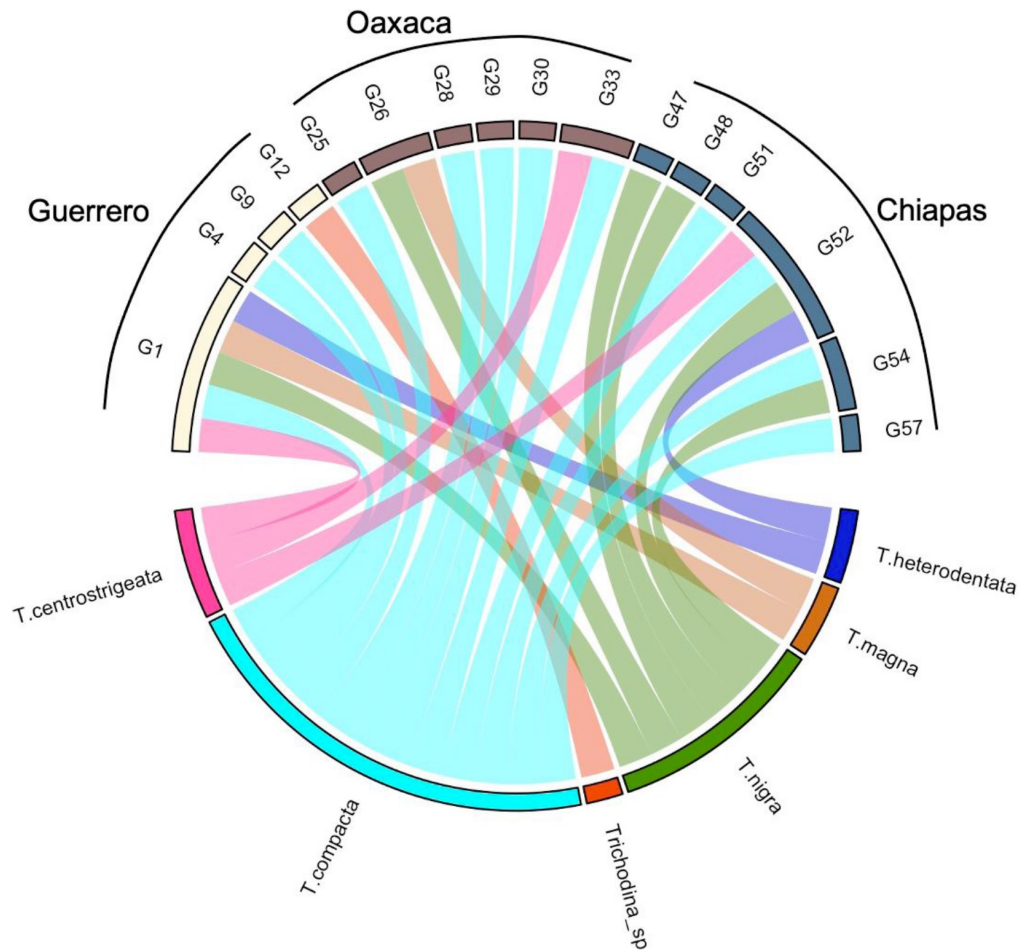


Figura 2. Especies de tricodínidos encontradas en la tilapia cultivada en granjas rurales de Guerrero, Oaxaca y Chiapas. El número junto a la letra G se refiere al número de granja enlistado en la Tabla 1.

pecies más comunes fueron *C. tilapiae*, encontrándose en tres granjas de Guerrero, 12 de Oaxaca y seis de Chiapas, y *C. sclerosus* en dos granjas de Guerrero, ocho de Oaxaca y nueve de Chiapas. Por el contrario, *C. cirratus* y *C. dossoui* aparecieron sólo en una granja en Oaxaca.

DISCUSIÓN

La presencia de tricodínidos y monogeneos en la mayoría de las granjas refleja la capacidad de dispersión geográfica que tienen estos parásitos. Este hecho también fue observado por Paredes-Trujillo et

al. (2016) en Yucatán, donde los ectoparásitos fueron encontrados en todas (29) las granjas muestreadas. De acuerdo con Paredes-Trujillo et al. (2016), la transmisión de ectoparásitos en las granjas de tilapia es favorecida por el transporte de peces vivos, densidad alta de siembra y falta de limpieza de los tanques y equipos de pesca. Además, señalan que la adquisición de alevines infectados es quizá la principal amenaza para la transmisión de ectoparásitos. En los criaderos de tilapia, no es raro que los alevines se infecten con tricodínidos y monogeneos (Aly et al. 2020, Jiménez-García et al. 2020). Entonces, si los alevines no son desinfectados antes de ser enviados a las granjas y si las granjas no aplican las estrategias

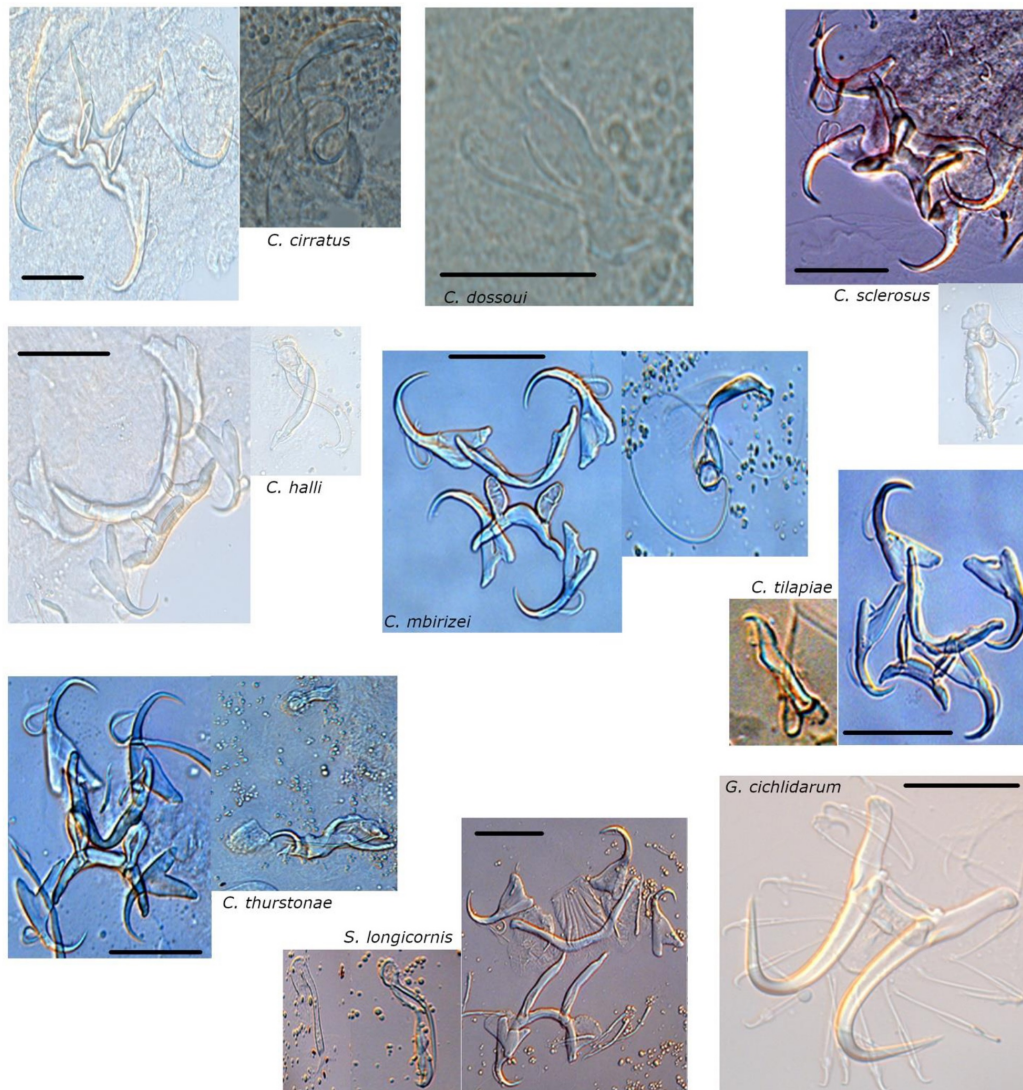


Figura 3. Microfotografías de las estructuras esclerotizadas de las especies de monogeneos encontradas en tilapia cultivada en granjas rurales de Guerrero, Oaxaca y Chiapas. Se muestran ganchos, barras y órgano copulador de *C. cirratus*, *C. halli*, *C. mbrizei*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *C. thurstonae* y *S. longicornis*; órgano copulador de *C. dossoui*; y ganchos de *G. cichlidarum*. Barra de escala: 40 μ m.

de cuarentena, posiblemente habrá una propagación de parásitos.

Las variaciones en prevalencia e intensidad observadas en el presente estudio podrían estar asociadas a factores como la calidad de agua, densidad de siembra, tamaño y nutrición de los peces, entre otros (Paredes-Trujillo *et al.* 2016, Suliman y Al-Harbi 2016, Ojwala *et al.* 2018, Areda *et al.* 2019). Por ejemplo, en las granjas de Yucatán, Paredes-Trujillo *et al.* (2016) observaron que la abundancia

de *Cichlidogyrus* se asoció con concentraciones altas de amonio y poco recambio de agua. Mientras que Ojwala *et al.* (2018) observaron que la prevalencia de algunos parásitos, incluyendo tricodínidos y monogeneos, se asoció de forma positiva con la concentración de oxígeno disuelto, pH y temperatura del agua. En nuestro caso, no fue posible registrar de manera consistente datos de las condiciones de cultivo, por lo que no realizamos un análisis estadístico para determinar los factores que más in-

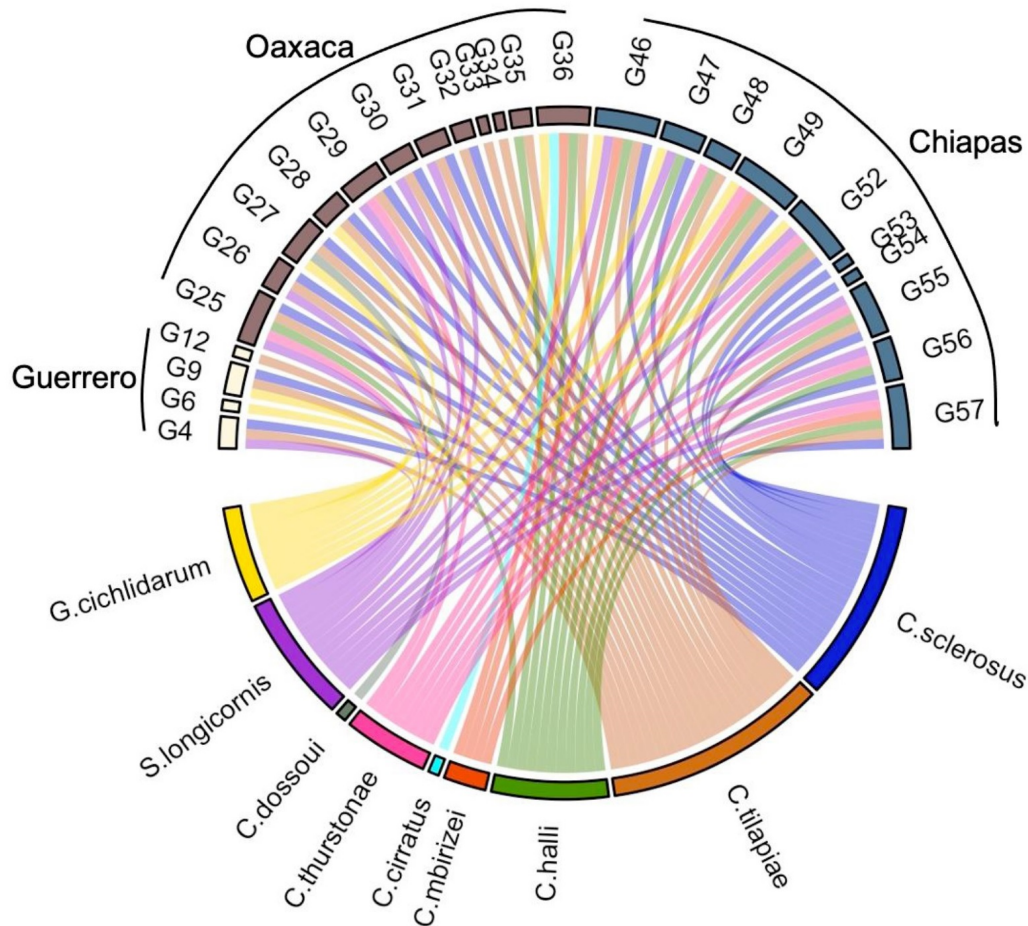


Figura 4. Especies de monogéneos encontradas en la tilapia cultivada en granjas rurales de Guerrero, Oaxaca y Chiapas. El número junto a la letra G se refiere al número de granja enlistado en la Tabla 1.

fluyen en los niveles de infección. Los resultados de los trabajos citados previamente son variables, lo que sugiere la necesidad de diseñar protocolos de muestreo estandarizados, en cuanto a los parámetros bióticos y abióticos a registrar y los análisis estadísticos a realizar, para entender la complejidad de las interacciones hospedero-parásito en las granjas rurales de tilapia.

En el presente estudio, excepto por *Trichodina* sp., las especies de tricodínidos encontradas son de origen africano y se han establecido en México debido a la introducción de especies de peces exóticos (Rodríguez-Santiago *et al.* 2019, Islas-Ortega *et al.* 2020). Las características morfológicas de *Trichodina* sp. no coinciden con las de alguna otra especie del

género. Pero no fue posible describirla en este estudio debido a que los especímenes estaban dañados y fueron insuficientes. La granja donde se encontró esta especie, en Guerrero, se visitó nuevamente para conseguir más especímenes. Desafortunadamente, esto no fue posible porque la granja dejó de operar.

Las especies de monogéneos encontradas han sido registradas previamente en varias localidades de México (Mendoza-Garfías *et al.* 2017, Mendoza-Franco *et al.* 2018, Jiménez-Sánchez *et al.* 2019); excepto por *C. mbirizei* y *C. cirratu*. Hasta donde se sabe *C. mbirizei* se ha registrado en África y algunas partes de Asia (Bukinga *et al.* 2012, Mohd-Agos *et al.* 2016, Lerssutthichawal *et al.* 2016), mientras que *C. cirratu* ha sido registrada en África, Asia

e Israel (Pariselle y Euzent 2009, Jorissen *et al.* 2018, Zhang *et al.* 2019). Por lo tanto, el presente estudio representa el primer registro de estas dos especies en México. A pesar de que existen estudios morfológicos que separan a *C. mbirizei* y *C. cirratus* por la forma de la punta de su órgano copulador masculino, Zhang *et al.* (2019) sugieren que estas dos son la misma especie; pero señalan que el establecimiento de su sinonimia depende de un estudio molecular que permita esclarecer este problema taxonómico.

El registro de especies de *Trichodina* y *Cichlidogyrus* no debe pasar desapercibido dado su potencial de afectar negativamente el cultivo de tilapia. Si bien estas afectaciones no son responsables directas de mortalidad, pueden causar daños a nivel subclínico y exacerbar las enfermedades causadas por otros estresores. Por ejemplo, *T. compacta*, uno de los tricodínidos que apareció con más frecuencia, es capaz de causar severas alteraciones histopatológicas, como hipertrofia, hiperplasia y fusión de lamelas, lo que resulta en asfixia, falta de alimentación, nado errático y alteración de los mecanismos de defensa (Abdelkhalek *et al.* 2018, Khallaf *et al.* 2020). Asimismo, algunas especies de *Cichlidogyrus* como *C. philander* también pueden causar lesiones, que producen hiperplasia, incremento de mucus e infiltración celular en las branquias (Igeh y Avenant-Oldewage 2020). Particularmente, *C. sclerosus*, uno de los monogéneos más comunes en este estudio, es capaz de inducir anemia (Aguirre-Fey *et al.* 2015). Al respecto, Paredes-Trujillo *et al.* (2021) demostraron que los tricodínidos y monogéneos afectan de forma negativa el factor de condición de la tilapia en las granjas de Yucatán. Al igual que en el presente estudio, en las granjas de Yucatán los monogéneos que aparecen comúnmente son *C. sclerosus* y *C. tilapiae* (Paredes-Trujillo *et al.* 2016).

Aunque los niveles de infección de *G. cichlidarum* fueron bajos, los productores deben estar atentos a la evolución de esta parasitosis, ya que *G. cichlidarum* es causante de enfermedades

severas en juveniles de tilapia (García-Vásquez *et al.* 2010). También se ha demostrado que la coinfección de *G. cichlidarum* y *C. sclerosus* puede causar inmunosupresión (Zhi *et al.* 2018). En México, *G. cichlidarum* es uno de los principales causantes de mortalidad de juveniles en los criaderos de tilapia. Al respecto, Grano-Maldonado *et al.* (2018) describieron un evento de mortalidad masiva causado por *G. cichlidarum* en una granja de Sinaloa, en el noroeste de México. Además, la distribución de *G. cichlidarum* se ha extendido por todo el territorio mexicano, infectando no solamente tilapia en cultivo sino también peces nativos, lo cual podría tener un impacto negativo en la biodiversidad (García-Vásquez *et al.* 2021).

CONCLUSIONES

Los tricodínidos y monogéneos se distribuyen ampliamente en las granjas de tilapia de zonas rurales del suroeste de México, ya sea en regiones montañosas, valles o costas. Los niveles de prevalencia e intensidad de la infección son variables y la determinación de sus causas es aún un tema pendiente. Las especies más comunes son *T. compacta*, *C. sclerosus* y *C. tilapiae*, las cuales, en otros estudios, han sido asociadas a desmejoras en la salud de los peces. Estos resultados pueden ser referencia para otros trabajos que busquen mejorar las estrategias de prevención o control de parásitos en los cultivos de tilapia.

AGRADECIMIENTOS

A los comités de sanidad acuícola de Guerrero (COSAEG), Oaxaca (COSIA) y Chiapas (CESACH), por su apoyo para la realización de los muestreos. Financiamiento otorgado por CONACYT mediante el proyecto FORDECYT - 292474.

LITERATURA CITADA

Abdel-Latif HMR, Dawood MAO, Menanteau-Ledouble S, El-Matbouli M (2020) The nature and consequences of

- co-infections in tilapia: a review. *Journal of Fish Diseases* 43: 651-664.
- Abdel-Meguid M (2001) Trichodiniasis as a cause of mortality among infected *Tilapia zillii* with special emphasis on its control using earthtec. *Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries* 5: 95-104.
- Abdelkhalek NK, El-Adl MA, Salama FM, Elmishmishy B, Ali MO, El-Asharam A, et al. (2018) Molecular identification of *Trichodina compacta* Van As and Basson, 1989 (Ciliophora: Peritrichia) from cultured *Oreochromis niloticus* in Egypt and its impact on immune responses and tissue pathology. *Parasitology Research* 117: 1907-1914.
- Aguilar-Aguilar R, Islas-Ortega AG (2015) A checklist of ciliate parasites (Ciliophora) of fishes from Mexico. *Zootaxa* 4027: 270-280.
- Aguirre-Fey D, Benítez-Villa GE, Pérez-Ponce de León G, Rubio-Godoy M (2015) Population dynamics of *Cichlidogyrus* spp. and *Scutogyrus* sp. (Monogenea) infecting farmed tilapia in Veracruz, México. *Aquaculture* 443: 11-15.
- Aly S, Fathi M, Youssef EM, Mabrok M (2020) Trichodinids and monogeneans infestation among Nile tilapia hatcheries in Egypt: prevalence, therapeutic and prophylactic treatments. *Aquaculture International* 28: 1459-1471.
- Arede TA, Mitiku MA, Woldearegay YH, Teklu A, Getachew S (2019) Prevalence of major parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in south west Showa zone selected fish farms, Oromia region, Ethiopia. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies* 7: 165-170.
- Asmat GSM, Sultana N (2005) Four new species of *Trichodina* Ehrenberg, 1830 (Ciliophora Trichodinidae) from Bangladeshi Fish. *Pakistan Journal of Biological Sciences* 8: 895-900.
- Bukinga FM, Vanhove MPP, Steenberge MV, Pariselle A (2012) Ancyrocephalidae (Monogenea) of lake Tanganyika: III: *Cichlidogyrus* infecting the world's biggest cichlid and the non-endemic tribes Haplochromini, Oreochromini and Tylochromini (Teleostei, Cichlidae). *Parasitology Research* 11: 2040-2061.
- Cala-Delgado DL, Álvarez Rubio NC, Muñoz Rodríguez FA, Blanco Torres CA, Yunis Aguinaga J (2018) Diagnóstico clínico de monogéneos en alevinos de piscicultura intensiva en Arauca. *Intropica* 13: 57-63.
- CONAPESCA (2017) Anuario estadístico de acuicultura y pesca. https://www.conapesca.gob.mx/work/sites/cona/dgppe/2017/ANUARIO_ESTADISTICO_2017.pdf. Fecha de consulta: 10 de Noviembre de 2021
- García-Vásquez A, Hansen H, Christison K, Rubio-Godoy M, Bron J, Shinn A (2010) Gyrodactylids (Gyrodactylidae, Monogenea) infecting *Oreochromis niloticus niloticus* (L.) and *O. mossambicus* (Peters) (Cichlidae): a pan-global survey. *Acta Parasitologica* 55: 215-229.
- García-Vásquez A, Pinacho-Pinacho CD, Guzmán-Valdivieso I, Calixto-Rojas M, Rubio-Godoy M (2021) Morpho-molecular characterization of *Gyrodactylus* parasites of farmed tilapia and their spillover to native fishes in Mexico. *Scientific Reports* 11: 13957. DOI: 10.1038/s41598-021-93472-6.
- Gillardin C, Vanhove M, Pariselle A, Huyse T, Volckaert F (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.
- Grano-Maldonado MI, Rodríguez-Santiago MA, 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 of Aquatic Research* 46: 961-968.

- Gu Z, Gu L, Eils R, Schlesner M, Brors B (2014) Circlize implements and enhances circular visualization in R. *Bioinformatics* 30: 2811-2812.
- Harris PD, Cable J (2000) *Gyrodactylus poeciliae* n. sp. and *G. milleri* n. sp. (Monogenea: Gyrodactylidae) from *Poecilia caucana* (Steindachner) in Venezuela. *Systematic Parasitology* 47: 79-85.
- Huysse T, Volckaert FA (2002) Identification of a host-associated species complex using molecular and morphometric analyses, with the description of *Gyrodactylus rugiensoides* n. sp. (Gyrodactylidae, Monogenea). *International Journal for Parasitology* 32: 907-919.
- Igeh PC, Avenant-Oldewage A (2020) Pathological effects of *Cichlidogyrus philander* Douëllou, 1993 (Monogenea, Ancyrocephalidae) on the gills of *Pseudocrenilabrus philander* (Weber, 1897) (Cichlidae). *Journal of Fish Diseases* 43: 177-184.
- Islas-Ortega AG, Marcotegui PS, Basson L, Aguilar-Aguilar R (2020) A checklist of trichodinid species (Ciliophora: Trichodinidae) on tilapia fishes (Cichlidae), with new records from Mexico and the first data from Argentina. *Zootaxa* 4896: 451-484.
- Jiménez-García I, Rojas-García CR, Mendoza-Franco EF (2020) Ecto-parasitic infection in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fry during male reversal in Veracruz, México. *International Aquatic Research* 12: 197-207.
- Jiménez-Sánchez A, Sánchez-Nava P, Rodríguez-Romero FJ, 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: e902750. DOI: 10.22201/ib.20078706e.2019.90.2750.
- Jorissen MWP, Pariselle A, Vreven EJ, Snoeks J, Volckaret FAM, Chocha Manda A, Kasembele GK, Artois T, Vanhove MPM (2018) Diversity and host specificity of monogenean gill parasites (Platyhelminthes) of cichlid fishes in the Bangweulu-Mweru ecoregion. *Journal of Helminthology* 92: 417-437.
- Khallaf M, El-Bahrawy A, Awad A, Elkhatam A (2020) Prevalence and histopathological studies of *Trichodina* spp. infecting *Oreochromis niloticus* in Behera Governorate Egypt. *Journal of Current Veterinary Research* 2: DOI: 10.21608/JCVR.2020.90213.
- Lerssutthichawal T, Maneepitaksanti W, Purivirojkul W (2016) Gill monogenean of potentially cultured tilapias and first record of *Cichlidogyrus mbirizei* Bukinga *et al.*, 2016, in Thailand. *Walailak Journal of Science and Technology* 13: 543-553.
- Lom J, Dyková I (1992) *Protozoan Parasites of Fishes*. Elsevier. Amsterdam. 566p.
- Mendoza-Franco EF, Caspeta-Mandujano JM, Osorio MT (2018) Ecto- and endo-parasitic monogeneans (Platyhelminthes) on cultured freshwater exotic fish species in the state of Morelos, South-Central Mexico. *ZooKeys* 776: 1-12. DOI: 10.3897/zookeys.776.26149.
- Mendoza-Garfias B, García-Prieto L, Pérez-Ponce de León G (2017) Checklist of the Monogenea (Platyhelminthes) parasitic in Mexican aquatic vertebrates. *Zoosystema* 39: 501-598.
- Mohd-Agos S, Shaharom HF, Ihwan-Zaka M, Hassan M (2016) Morphological study of *Cichlidogyrus mbirizei* (Ancyrocephalidae) monogenean gill parasite on red tilapia (*Oreochromis* sp.) from Como River Kenyir Lake, Terengganu Malaysia. *Journal of Fisheries and Aquatic Science* 11: 432-436.
- Ogawa K (2015) Diseases of cultured marine fishes caused by Platyhelminthes (Monogenea, Digenea, Cestoda). *Parasitology* 142: 178-195.
- 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: 3459-3471.

- Paredes-Trujillo A, Velázquez-Abunader I, Papiol V, del Rio-Rodríguez E, Vidal-Martínez V (2021) Negative effects of ectoparasite burdens on the condition factor from farmed tilapia *Oreochromis niloticus* in the Yucatan, Mexico. *Veterinary Parasitology* 292: 109393. DOI: 10.1016/j.vetpar.2021.109393.
- Paredes-Trujillo A, Velázquez-Abunader I, Torres-Irineo E, Romero D, Vidal-Martínez VM (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.
- Pariselle A, Euzet L (2009) Systematic revision of dactylogyridean parasites (Monogenea) parasitizing cichlid fishes in Africa, the Levant and Madagascar. *Zoosystema* 31: 849-898.
- Reiczigel J, Marozzi M, Fábíán I, Rózsa L (2019) Biostatistics for parasitologists - A primer to quantitative parasitology. *Trends in Parasitology* 35: 277-281.
- Rodríguez-Santiago MA, García-Magaña L, Grano-Maldonado MI, Silva-Martínez EN, Guerra-Santos J, Gelabert R (2019) First record of *Trichodina centrostrigeata* Basson, Van As & Paperna, 1983 (Ciliophora: Trichodinidae) from *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) cultures in southeastern Mexico. *Latin American Journal of Aquatic Research* 47: 367-370.
- Shinn A, Pratoomyot J, Bron J, Paladini G, Brooker E, Brooker A (2015) Economic impacts of aquatic parasites on global finfish production. *Global Aquaculture Advocate*, September/October: 58-61.
- Suliman EM, Al-Harbi AH (2016) Prevalence and seasonal variation of ectoparasites in cultured Nile tilapia *Oreochromis niloticus* in Saudi Arabia. *Journal of Parasitic Diseases* 40: 1487-1493.
- Tang FH, Zhao J, Warren A (2013) Phylogenetic analyses of trichodinids (Ciliophora, Oligohymenophora) inferred from 18S rRNA gene sequence data. *Current Microbiology* 66: 306-313.
- Van-As JG, Basson L (1989) A further contribution to the taxonomy of the Trichodinidae (Ciliophora: Peritrichia) and a review of the taxonomic status of some fish ectoparasitic trichodinids. *Systematic Parasitology* 14: 157-179.
- Yuan Y, Yuan Y, Dai Y, Gong Y (2017) Economic profitability of tilapia farming in China. *Aquaculture International* 25: 1253-1264.
- Zhang C, Li D, Chi C, Ling F, Wang G (2015) *Dactylogyrus intermedius* parasitism enhances *Flavobacterium columnare* invasion and alters immune-related gene expression in *Carassius auratus*. *Diseases of Aquatic Organisms* 116: 11-21.
- Zhang S, Zhi T, Xu X, Zheng Y., Bilong Bilong CF, Pariselle A, Yang T (2019) Monogenean fauna of alien tilapias (Cichlidae) in South China. *Parasite* 26: 4. DOI: 10.1051/parasite/2019003.
- Zhi T, Xu X, Chen J, Zheng Y, Zhang S, Peng J, Brown ChL, 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.
- Zongli Z, Yanan Z, Feifan L, Hui Y, Yongming Y, Xinhua Y (2017) Economic efficiency of small-scale tilapia farms in Guangxi, China. *Aquaculture Economics & Management* 21: 283-294.