



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS VERACRUZ

POSTGRADO EN AGROECOSISTEMAS TROPICALES

**CARGA ECTOPARASITARIA Y CALIDAD DE CRÍA DE TILAPIA
(*Oreochromis niloticus* L.) EN GRANJAS DE LA REGIÓN
CENTRO GOLFO DE VERACRUZ**

EMMANUEL GARDUÑO VIVEROS

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

TEPETATES, MANLIO FABIO ALTAMIRANO, VERACRUZ

2019

La presente tesis titulada: **CARGA ECTOPARASITARIA Y CALIDAD DE CRÍA DE TILAPIA (*OREOCHROMIS NILOTICUS* L.) EN GRANJAS DE LA REGIÓN CENTRO GOLFO DE VERACRUZ**, realizada por el alumno **Emmanuel Garduño Viveros**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRÍA EN CIENCIAS
AGROECOSISTEMAS TROPICALES

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERA _____


DRA. MÓNICA DE LA CRUZ VARGAS MENDOZA

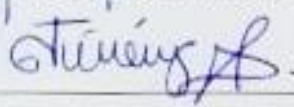
ASESOR _____


DR. ALBERTO ASIAIN HOYOS

ASESOR _____


DR. JOSÉ LÓPEZ COLLADO

ASESOR _____


DRA. MARÍA ISABEL JIMÉNEZ GARCÍA

Tepetates, Manlio Fabio Altamirano, Veracruz, 26 de Mayo de 2019

CARGA ECTOPARASITARIA Y CALIDAD DE CRÍA DE TILAPIA (*oreochromis niloticus* L.) EN GRANJAS DE LA REGIÓN CENTRO GOLFO DE VERACRUZ

Emmanuel Garduño Viveros, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2019

Se propuso evaluar la calidad de crías de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) en relación a la carga ectoparasitaria, dentro de los primeros diez días posteriores a su salida de granjas de cría. Se realizó un muestreo de invierno y uno de verano, en granjas productoras de alevines, de la región Golfo Centro del estado de Veracruz, tomando de cada granja 60 crías próximas a su venta. Se empacaron, en bolsas de polietileno infladas con oxígeno y se transportaron al laboratorio, en donde se colocaron en peceras de cristal de 20 L⁻¹ de agua, habilitadas con un sistema de aireación continua, sin interconexión entre ellas. Las crías se sacrificaron para su valoración microscópica. El muestreo de invierno, incluyó seis granjas en virtud de que solo estas tenían crías disponibles para venta; el muestreo de verano, el número de granjas se pudo ampliar a diez. Las variables parasitarias se determinaron a los días uno y diez, después de la toma de la muestra. Los ectoparásitos identificados fueron: *Trichodina* spp. (T), *Gyrodactylus* spp. (G), y *Apiosoma* spp; este último, al sólo haberse detectado en tres peces de una sola granja, no fue considerado en el análisis posterior. El peso de las crías en ambas épocas, día uno y diez, fue dentro de un rango promedio de 0.69 a 2.0 g. El número de parásitos por cría fue para *Gyrodactylus* de 0.6 a 3.9. El parásito con mayor abundancia fue *Trichodina* (56.2 a 685.4). Parecido entre granjas, el índice de condición corporal (1.21 ± 0.035 a 1.83 ± 0.19). No se observaron correlaciones significativas entre variables parasitarias y morfométricas. Se discute la capacidad de tilapia en esa etapa productiva, en cuanto a resistencia a ectoparásitos, y sobre el mantenimiento de su calidad y beneficio para los productores de tilapia.

Palabras clave: *Gyrodactylus*, *Trichodina*, *Apisoma*, prevalencia, condición corporal.

ECTOPARASITIC INFESTATION AND TILAPIA (*Oreochromis niloticus* L.) FRY QUALITY IN FARMS OF THE CENTRAL GULF REGION OF VERACRUZ.

Emmanuel Garduño Viveros, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2019

The aim was to evaluate the Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fry quality, in relation to their ectoparasitic infestation, within the first ten days after they leave their hatchery farms. A winter sample, and a summer sample of 60 fry ready for sale, were taken from hatchery farms of the Central Gulf region of the state of Veracruz, México. Fry were packed in transparent plastic bags, inflated with oxygen and taken to the laboratory, where they were placed in 20 l⁻¹ glass aquaria, equipped with a continuous aeration system, without interconnection among them. The fry were sacrificed and observed under a microscope. Winter sample comprised only six hatcheries were included because only these farms had available fry; summer sample comprised ten hatcheries. Ectoparasitic variables were determined on the day 1, and the day 10, after sample was taken. The identified ectoparasites were: *Trichodina* spp. (T), *Gyrodactylus* spp. (G) and *Apisosoma* spp.; this last one was not considered for further analysis, because it was found only on three fishes of one farm. Body weight of fry was similar for winter and summer samples, ranging from 0.69 to 2.0 g. Number of *Gyrodactylus* per fish was 0.6 to 3.9. *Trichodina* was the most abundant ectoparasite in number of 56.2 to 685.4. The body fry condition was similar among all farms (1.21 to 1.83). In fry there were not observed ($P>0.05$) correlations among morphometric traits and parasitic variables. In this document is discussed the capacity of the tilapia on this stage, to resist on ectoparasitic infestations and maintain its quality in benefit of the growth of tilapia farmers.

Key words: *Gyrodactylus*, *Trichodina*, *Apisosoma*, prevalence, body condition.

DEDICATORIA Y AGRADECIMIENTOS

Dedico en primer lugar esta tesis a Dios por estar conmigo en todos mis logros y “fracasos” sinónimo de oportunidades, que me han permitido formarme como una persona consiente de las necesidades de la humanidad y sobre todo por darme la capacidad de llegar hasta este punto, muchas gracias Señor.

Al Colegio de Postgraduados, en particular al Campus Veracruz, porque en esta Alma Mater, he continuado mi formación profesional otorgada en los estudios de maestría que he concluido.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para realizar mis estudios de Maestría.

A mis padres por todo el apoyo brindado durante toda mi vida, a mi madre Araceli porque siempre se preocupa por mí. A mi padre Mario Garduño por inculcarme el gusto por tratar de hacer la combinación entre la ciencia y producción. Has sido mi máximo ejemplo de superación.

¡Gracias papá por enseñarme el camino de la rectitud y de la ayuda al prójimo!

A mi esposa Yannin, gracias amor porque en los peores momentos me has alentado a seguir adelante y porque nunca has tirado la toalla y siempre has permanecido conmigo en las buenas y en las malas. Tus palabras de aliento siempre han sido mi fuerza para seguir adelante TE AMO. A mi pequeña Daniela, que cada vez que te miro me alientas a seguir adelante, eres mi pequeño gran motor que me inspira a seguir adelante, y por ti hija siempre luchare hasta el último suspiro que Dios me preste en este mundo. TE AMO MI PEQUEÑA.

Gracias a mi consejera, la Dra. Mónica. Al Dr. Alberto aparte de ser mi asesor lo considero un amigo y colega de la acuicultura muchas gracias “Doc” Por su infinita amistad, a la Dra. Isabel Jiménez, al Dr. José López Collado por enseñarme nuevos mundos de la estadística y gracias por alentarme a terminar, gracias Dr. También quiero agradecerle al

Dr. Juan Reta por las largas charlas y consejos que me brindó durante este tiempo, por extenderme la mano y darme consejos cuando me sentía presionado gracias Dr.

A cada uno de los Doctores y Doctoras que me dieron clases (Felipe, Pablo, Silvia, Chevo, Octavio, Juan Villanueva, Landeros, Osorio, Alejandra Soto, etc.). ¡Muchas gracias a todos!

A mis compañeros del colegio por hacer más amena la estadía en Jula, serán momentos que recordare toda mi vida, si pongo los nombre no termino, pero mil gracias a todos, todas y todos jejeje por su amistad.

“LA PERSEVERANCIA HACE LA DIFERENCIA ENTRE EL ÉXITO Y EL FRACASO”

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1 Teoría General de Sistemas	4
2.2 Agroecosistema	5
2.3 Concepto de acuicultura	6
2.4 La acuicultura en México	8
2.5. Cultivo de la tilapia	9
2.6 La finalidad del cultivo de tilapia	11
2.7 El cultivo de tilapia en México	11
2.8 Calidad de la tilapia en acuicultura	12
2.9 Calidad de la cría de tilapia.....	13
2.10 Enfermedades en la cría de la tilapia	14
2.12 Interacciones parasitarias	16
2.13 Parásitos de mayor importancia en la etapa de cría de tilapia.....	18
2.13.1 Monogenea	19
2.13.2 Trichodina spp.....	20
2.14 Reproducción de parásitos	21
2.15 Definición de carga parasitaria o Intensidad de infección	22
3. HIPÓTESIS	23
3.1. Hipótesis General.....	23
3.2. Hipótesis específicas	23
4. OBJETIVOS	23
4.1 Objetivo General	23

4.2. Objetivos Específicos.....	23
5. MATERIALES Y MÉTODOS	24
5.1. Regiones de estudio	24
5.2 Colecta de muestras	24
5.3. Transporte, aclimatación y alimentación de las crías.....	25
5.4 Muestreos	26
5.4.1 Muestreo de invierno	26
5.4.2 Muestreo de verano.....	27
5.5 Determinación de las variables parasitarias.....	27
5.6 Determinación de calidad biológica y abundancia parasitaria.....	29
5.7 Parámetros de infección	30
5.8. Determinación de la carga parasitaria inicial.....	30
5.9 Determinación de la calidad inicial y final de las crías	31
5.10. Determinación del crecimiento y supervivencia	31
5.11. Coeficiente de condición corporal (K)	32
5.12 Análisis fisicoquímicos de agua	32
5.13. Análisis estadísticos.....	33
6. RESULTADOS	34
6.1. Muestreo de invierno.....	34
6.1.1 Parásitos identificados.....	34
6.2 Muestreo de verano	36
6.2.1 Parásitos identificados, día uno.....	36
6.2.2. Parásitos identificados y abundancia, día 10	39
6.3 Condición corporal y variables parasitarias.....	40

6.4. Composición química del agua	41
6.5. Supervivencia y crecimiento	42
7. DISCUSIÓN.....	43
7.1 Subsistema Cría de Tilapia	43
7.2 Variables morfométricas de las crías	44
7.3 Influencia del ambiente	45
7.4 Infestación de <i>Trichodina</i> spp.	46
8. CONCLUSIONES	47
9. LITERATURA CITADA	48
10. ANEXOS.....	58

LISTA DE CUADROS

		Pagina
Cuadro 1	Relación y ubicación regional de las granjas de tilapia muestreadas en dos estaciones del año en Veracruz	25
Cuadro 2	VARIABLES MORFOMÉTRICAS DE LAS CRÍAS DE TILAPIA DE GRANJAS DE VERACRUZ, MUESTREO DE INVIERNO	35
Cuadro 3	Abundancia, intensidad y prevalencia de ectoparásitos en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de invierno	35
Cuadro 4	Correlación entre variables morfométricas y parasitarias (<i>Gyrodactylus</i> spp.) en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de invierno.	36
Cuadro 5	VARIABLES MORFOMÉTRICAS DE LAS CRÍAS DE TILAPIA DE GRANJAS DE VERACRUZ, MUESTREO DE VERANO, DÍA 1	37
Cuadro 6	Abundancia, intensidad y prevalencia de ectoparásitos en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de verano, día 1	38
Cuadro 7	Correlación entre variables morfométricas y parasitarias (<i>Gyrodactylus</i> spp.), muestreo de verano, día 1	38
Cuadro 8	VARIABLES MORFOMÉTRICAS DE LAS CRÍAS DE TILAPIA DE GRANJAS DE VERACRUZ, MUESTREO DE VERANO, DÍA 10	39
Cuadro 9	Abundancia, intensidad y prevalencia de ectoparásitos en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de verano, día 10	40
Cuadro 10	Correlación entre variables morfométricas de crías de tilapia y parasitarias referentes a <i>Gyrodactylus</i> spp., muestreo de verano, día 10	41
Cuadro 11	Correlación de variables morfométricas de crías de tilapia y parasitarias referentes a <i>Trichodina</i> spp., muestreo de verano, día 10	41
Cuadro 12	Supervivencia, crecimiento y eficiencia alimenticia (ICA), de crías de tilapia del Nilo, muestreo de verano	42

LISTA DE FIGURAS

		Página
Figura 1	Ejemplo gráfico de un agroecosistema acuícola.....	6
Figura 2	Ejemplar de <i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758).....	10
Figura 3	Morfología de <i>Gyrodactylus</i> spp.....	20
Figura 4	Morfología de <i>Trichodina</i> spp.....	21
Figura 5	Zonas de muestreos de crías de tilapia Nilotica en Veracruz.....	24
Figura 6	Sistema de peceras para muestreo de invierno.....	26
Figura 7	Sistema de peceras para el muestreo de verano.....	27
Figura 8	Zonas de inspección de crías de tilapia: 1 Cefálica, 2 Tronco, 3 Aletas.....	28
Figura 9	Cría de tilapia preparada para identificación y cuantificación de ectoparásitos.....	28
Figura 10	Ejemplares del trematodo monogéneo <i>Gyrodactylus</i> spp.....	29
Figura 11	Ejemplares del protozoario <i>Trichodina</i> spp.....	29
Figura 12	Identificación y cuantificación microscópica de ectoparásitos.....	30
Figura 13	Pesaje de cría de tilapia en una báscula digital.....	31
Figura 14	<i>Gyrodactylus</i> spp. (a) y <i>Apiosoma</i> spp. (b y c), en crías de tilapia (800x).	34
Figura 15	Vista común de infestación de <i>Trichodina</i> spp. Y <i>Gyrodactylus</i> spp.....	37

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es la actividad que permite obtener diversos productos y subproductos acuícolas como: algas, crustáceos, peces, etc., tanto para fines de alimentación y otros de importancia para el hombre (Stickney, 2005). Esta actividad, coadyuva en contrarrestar algunos efectos negativos del impacto que ha generado la sobreexplotación en los diferentes ecosistemas acuáticos naturales (SENASICA, 2001; Lucas *et al.*, 2019). En 2008, la acuicultura contribuyó con el 46% del suministro total de pescado comestible, y en 2009 se alcanzó la producción de 55.1 millones de toneladas de pescado por medio de la acuicultura (FAO, 2018).

Sin embargo ese importante crecimiento en la producción de pescado, ha generado también retos nuevos. Por ejemplo, los sistemas artificiales, en comparación con los naturales, generan hacinamiento y mayor concentración de agentes patógenos, así como factores abióticos: deficiencias de oxígeno, acumulación de metabolitos, nutrición deficiente, manejo inapropiado de los organismos (Bhujel, 2014; Lucas *et al.*, 2019), todo lo cual en lo particular o en conjunto, elevan no solo el estado de estrés de los organismos en cautiverio, sino las tasas de transmisión de patógenos, y la probabilidad de contraer infecciones y diseminarlas (Johnsen y Jensen, 1986; Meyer, 1991; Boungou *et al.*, 2008). Con base en diversos estudios, se estima que un 25% de la producción de peces, se puede perder a causa de enfermedades transmisibles, comúnmente asociadas con altos índices de morbilidad y mortalidad (Guo y Woo, 2009; OIE, 2012).

Aunque diversos problemas de salud en los peces son a causa de enfermedades virales, bacterianas o fungosas, una parte importante, son causadas directa o indirectamente por parásitos como los protozoarios y tremátodos (Jiménez-Guzmán *et al.*, 1988; Meyer, 1991; Melhorn, 2015; Hofman, 2016; Melhorn, 2016). Estos últimos, representan uno de los grupos de parásitos más abundantes en el planeta, con cerca de 25,000 especies reconocidas y distribuidas en alrededor de 50 familias (Cribb *et al.*, 2002). La falta de estrategias de bioseguridad acuícola y ausencia de tratados internacionales y aplicación seria de los mismos, facilitan la diseminación de enfermedades, en donde los parásitos

tienen un papel preponderante sobre esa diseminación (Meyer, 1991; Thoney y Hargis, 1991; Subasinghe, 2005; Bartley *et al.*, 2006; OIE, 2012).

El efecto negativo de infecciones masivas de parásitos, ha afectado seriamente poblaciones de peces de cultivo y silvestres, como es el caso de infestaciones del tremátodo monogéneo *Gyrodactylus salaris* que dañó severamente la acuicultura de salmón en Noruega (*Salmo trutta trutta*) e incluso a poblaciones silvestres del salmón del Atlántico (*Salmo salar*) (Bakke *et al.*, 2002).

La presencia de ectoparásitos en criaderos comerciales de tilapia, suele ser frecuente, sin embargo, esto no necesariamente es motivo de preocupación, al menos en las etapas de desarrollo y engorda, esto partiendo de días posteriores de la llegada de crías a las unidades de engorda (Rubio-Godoy *et al.*, 2012). Contrario a estos autores, existe también información en cultivos de tilapia que infestaciones elevadas (cientos) con trichodinas o decenas, en el caso de girodactílicos, pueden ocasionar pérdidas considerables en algunos cultivos de peces, que impactan negativamente diferentes aspectos de la producción como el crecimiento y actúan también como transmisores de virus (El-Azez, 1999; Bakke *et al.*, 2002), y afectan la inocuidad para el consumo humano (Cusak y Cone, 1986; Xu *et al.*, 2007), aunado a la salud de entornos acuáticos silvestres, como la transfaunación de parásitos (Jiménez-García *et al.*, 2001), al grado de provocar devastaciones de poblaciones (Wurtsbaugh y Alfaro, 1998). En el estado de Veracruz, México, productores de engorda de tilapia (comunicación personal), manifiestan constantemente la preocupación de que entre los 30 a 60 días posteriores del arribo de crías que compran, se pierden hasta más del 30% de ellas. Esto lo determinan durante la práctica del “desdoble” de crías cuando seccionan la cantidad original de crías que adquirieron entre varios estanques, para su posterior desarrollo y finalización. Esta situación, genera ciertas dudas y conflictos entre el comprador de crías y el vendedor de ellas, debido a la evidente pérdida económica inherente a esa “desaparición” o pérdida de crías (García-Ortega y Calvario-Martínez, 2008). En función a lo anterior, dentro de un enfoque de Agroecosistemas Tropicales y en este caso del Sistema de Producción Tilapia, los productores perciben que algo pasa con el lote de crías comprado entre el momento de su llegada a la granja al día del desdoble arriba mencionado. Con respecto

a esto, parece que en el proceso de producción de tilapia en donde los productores conciben el sistema de producción de tilapia en cuatro fases generales: reproducción, incubación e inversión sexual, desarrollo y engorda. Parece que dentro o entre esas etapas generales de cultivo de tilapia pudiese haber ciertos periodos en los cuales se pierde parte del inventario de las crías adquiridas, en donde factores como la presencia de parásitos además de otros como el estrés. Puntualmente para el caso de la presente tesis se considera que, entre la etapa de término de la inversión sexual, transporte y primeros días de llegada a la granja, lo cual comprende un aproximado de 10 días, pudiese haber una pérdida considerable de las crías adquiridas. Lo anterior basado en comunicación personal con engordadores de tilapia de Veracruz y expertos en el cultivo de estos peces, parece que dentro del subsistema cría, en el lapso que comprende desde la preparación de la cría para la venta dentro de las granjas productoras de estas, el transporte a las unidades de engorda y los primeros diez días de arribo a las granjas de engorda, puede ser cuando se tiene una pérdida significativa de crías, esta problemática debe ser abordada, la cual a su vez, requiere que el sector productivo se sensibilice a participar en la investigación dentro y entre granjas, lo cual debería repercutir en mejoras en la producción estatal. Se ha considerado que la desaparición de crías, puede estar significativamente asociada con prácticas de manejo inapropiadas y posibles infestaciones parasitarias dentro de eso primeros días de la venta de crías. Algunas prácticas que se han adoptado por ambos productores de crías y compradores de las mismas, son el buen cuidado en el transporte y evitar tener en ayuno a las crías por más de 12 h, previamente a su empaque, hasta la llegada a la granja, y recibir a las crías con alimento inmediatamente a su arribo. Lo cual al parecer ha disminuido considerablemente ese tipo de pérdidas del inventario adquirido. Sin embargo y con el afán de optimizar aún más la eficiencia productiva en ese periodo, se considera importante investigar si la presencia de ectoparásitos influye sobre la supervivencia y condición corporal de las crías en esos diez días “críticos” de manejo. De manera tal que la finalidad del presente estudio, consistió en relacionar la calidad de las crías de tilapia que se venden en la Zona Centro de Veracruz, en las dos principales épocas anuales de venta: invierno y verano,

con las cargas parasitarias con que proceden de las unidades de producción de crías de tilapia.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Teoría General de Sistemas

En 1972 Bertalanffy documentaba la historia y estatus de la Teoría General de Sistemas y menciona que esta consiste en la exploración científica del todo y de la totalidad, que hace no mucho tiempo, eran consideradas nociones metafísicas que trascienden los límites de la ciencia, en donde conceptos novedosos, métodos y campos matemáticos se desarrollaron para tratar con estos. Al mismo tiempo, la natural interdisciplinariedad de conceptos, modelos y principios aplicados a sistemas, proveen de un posible enfoque hacia la unificación de la ciencia. Para 1976, el mismo autor señalaba que la ciencia de ese momento seguía una tendencia hacia la especialización en cada una de sus ramas, generando a su vez sub-disciplinas nuevas. Estos conceptos pueden aplicarse también al cultivo sistemático de tilapia.

Un ejemplo de esta fragmentación del conocimiento es el señalado por Córdón (1991) quien al describir las épocas históricas de la biología postdarwinista menciona que para el cuarto periodo (de 1950 en adelante) los avances en la investigación biológica habían caído cada vez más en la especialización a través de lo que las nuevas herramientas y técnicas les habían permitido alcanzar, momento en el cual, empezaba a existir una tendencia hacia el olvido de su significancia para el progreso del pensamiento, señalando que existía un abismo creciente entre las teorías científicas parciales, especializadas y el pensamiento general.

En este sentido, Bertalanffy (1972) sugiere que sin importar la naturaleza de los fenómenos que se observen, es necesario estudiar no solo cada una de sus partes y los procesos aislados que entre ellos ocurren, sino también los problemas que se generan por las interacciones y que conducen a un comportamiento diferente cuando se estudian aislados o dentro de un todo.

2.2 Agroecosistema

Un agroecosistema (AES), es el lugar en donde la producción de una granja es comprendida como un sistema. Hernández-Xolocotzi (1977) consideró el AES como ecosistemas modificados para producir alimento y fibra para satisfacer las necesidades del hombre. Entonces cuando se examina una granja desde el punto de vista de agroecosistema, la producción de alimentos se puede entender como un todo, incluyendo la complejidad en los tipos de materiales que entran y salen del mismo (Gliessman, 2004).

Es importante señalar que los sistemas (agroecosistemas) no son cosas, sino una interpretación de la realidad (Herrscher, 2005). Goode y Hatt (1972) señalan que los conceptos como agricultura, agroecosistema y acuicultura no son más que abstracciones de realidades complejas. Asimismo, Rojas-Soriano (2002) establece que los conceptos son una reproducción en el pensamiento de algún aspecto concreto de la realidad objetiva. Ruiz-Rosado (2006) define al agroecosistema como una actividad en la que el hombre, en un ambiente determinado, maneja los recursos disponibles (naturaleza, energía e información) para producir los alimentos que satisfagan sus necesidades. Sin embargo, Gliessman (1990a) mencionó que el AES debe ser expandido, restringido o alterado como una respuesta de las culturas humanas y su medio ambiente físico, biológico y social; y que se consideran más complejos que los ecosistemas naturales, principalmente por la interacción del hombre (Gliessman, 1990b).

El AES requiere de un análisis, diseño, manejo y evaluación, a fin de administrar los recursos naturales. Este manejo incluye la política local, nacional e internacional. Por lo tanto, un agroecosistema representa la realidad compleja de todas aquellas actividades que se desarrollan en el campo, en donde existe intercambio energético e interrelaciones entre los componentes, un controlador y límites definidos, y sirve además como base conceptual, teórica y metodológica para abordar estudios desde un enfoque de sistemas. Considerando lo anterior, se puede definir al sistema de producción acuícola como un AES compuesto por varios elementos que interactúen entre sí, a nivel supra sistema (comercialización de peces, precios de los insumos) sistema (estanques de cultivo, granja acuícola) y subsistema (todas las interacciones que ocurren a nivel pez, por ejemplo, las

relaciones de los parásitos con el pez, y el pez con la calidad del agua, temperatura, pH, alimentación.

Dentro del sistema granja existen subsistemas que interactúan entre sí, como el subsistema agua, peces e interacciones parasitarias. Por tanto, un agroecosistema acuícola, tiene una relación dentro y fuera de la granja y dentro como se muestra en la Figura1, hay una relación entre todos sus componentes. Dentro de la granja los peces están contenidos en estanques, pero puede haber flujo de agua entre ellos, y comparten un mismo ambiente biótico y abiótico; regionalmente, las granjas de engorda pueden comprar sus crías en las mismas granjas de cría y pueden estar sujetas a un mismo ambiente biótico y abiótico regional.

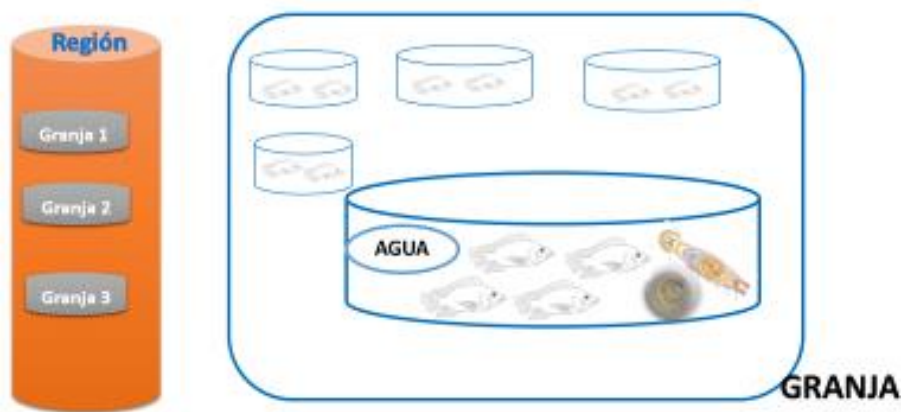


Figura 1.- Ejemplo de un agroecosistema acuícola.

2.3 Concepto de acuicultura

La FAO (2018) define a la acuicultura como el cultivo de organismos acuáticos que se desarrolla tanto en las zonas costeras como en el interior de los continentes. La cual implica intervenciones en los procesos de cría para aumentar la producción. El mismo organismo señala que es el sector de producción de alimentos de mayor crecimiento y actualmente representa el 50% del pescado destinado a la alimentación a nivel mundial. Shumway *et al.*, (2013) señalan que acuicultura es un término muy amplio que abarca el

cultivo de muchas especies acuáticas tales como, peces, crustáceos y plantas acuáticas, no solo para la alimentación, sino también para propósitos medicinales y nutraceúticos.

Troell *et al.* (2004), consideran una definición de la sola definición de acuicultura relacionada con los de diferentes organismos cultivados, peces, moluscos, crustáceos, entre otros y consideran también que la acuicultura implica algunas formas de intervención en los procesos de crianza para mejorar la producción, tales como: regular la producción, la alimentación y proveer protección contra los depredadores, además el cultivo también implica figuras de propiedad que pueden ser individuales o corporativas de la producción que se cultiva.

Desde una perspectiva industrial el objetivo de la acuicultura es maximizar la producción de algunas especies demandadas a fin de alcanzar máximos beneficios económicos (Bhujel, 2014). Bostock *et al.* (2010), mencionan que los organismos que se cultivan en la acuicultura son muy diversos, a pesar de que a menudo se piensa, en relación a que la producción se basa en el cultivo de mariscos y peces omnívoros y herbívoros; la producción actual incluye también a diferentes especies carnívoras tales como el salmón, el camarón y el pez gato, lo cuales han generado mercados internacionales y economías favorables a partir de cultivos a gran escala.

Actualmente la producción acuícola en estanques de agua dulce representa una fuerte dominancia y es probable que continúe destacando como uno de los principales sectores de producción de alimentos acuáticos a nivel mundial (Edwards, 2015). En este sentido Frankic y Hershner (2003) mencionan en que la acuicultura es una industria global de rápido crecimiento. Sánchez-Jerez *et al.* (2016) sugieren que un tipo de acuicultura costa afuera, también llamada maricultura, a pesar de presentar algunas limitaciones por las diferentes actividades que desarrollan, por ejemplo, la pesca de captura por parte de las comunidades que viven en las cercanías y sus complejas interacciones las cuales dejan pocos espacios para la acuicultura, particularmente por los requerimientos en cuanto a las características de calidad de agua. En el futuro, con el mejoramiento de las tecnologías, la acuicultura de aguas interiores pasará a establecerse hacia zonas marítimas.

Lingüísticamente hablando, Gutierrez-Yurrita (1999) menciona que, aunque en español es más conocido el término acuicultura que acuicultura el primero es incorrecto, ya que parece más la traducción del inglés de la palabra aquaculture, que una palabra en español proveniente del latín. El autor menciona textualmente que “El término Acuicultura viene de una palabra del latín (aqua = agua) y otra del bajo latín (cultvare = cultivar). En español, cuando se unen dos palabras, si la primera termina en vocal, dicha vocal puede transformarse en i, por ejemplo, rojo y negro = rojinegro. Por otro lado, también son correctos los términos ‘Acuicultivo’ y ‘Acuocultivo’, pero nunca ‘Acuacultivo’” (Gutiérrez-Yurrita, 1999).

2.4 La acuicultura en México

La acuicultura en México representa un importante sector en cuanto a la producción de alimentos. Es una de las actividades con mayor potencial y desarrollo en los últimos años, lo que al mismo tiempo ha permitido la obtención de beneficios sociales y económicos, que básicamente consisten en una fuente de alimentación para el humano. De elevado valor nutricional que pueden encontrarse a precios accesibles (Campos *et al.*, 2012). De acuerdo al CONAPESCA, en México, en 2017 se obtuvo un total de 2,154 855 toneladas de productos derivados de la acuicultura, provenientes tanto de sistemas controlados como de pesquerías. Esa oficina así mismo también informa en cuanto a volumen de producción, que las especies más importantes son: tilapia, camarón, ostión, carpa, atún, trucha, charal, bagre, lobina, peces de ornato y langostino, entre otras. Blanco (2018) señaló que de 2010 a 2017 el sector acuícola de México creció más del 16% en promedio, siete veces más que el Producto Interno Bruto en ese mismo periodo. Situaciones como la anterior muestran la importancia que tiene el sector en la economía mexicana. Los estados que destacan en la producción se tilapia, basados en su volumen de producción son Jalisco, Chiapas, Michoacán, Sinaloa, Nayarit, Veracruz, Tabasco, Guerrero y el Estado de México.

2.5. Cultivo de la tilapia

O. niloticus, también conocida como “Tilapia” representa a un abundante número de peces de agua dulce dentro de la familia Cichlidae, a pesar de que más de 70 especies de tilapia han sido descritas, aún hay argumentos considerables sobre si estas especies son verdaderamente especies separadas (El-Sayed, 2006). Junto a los géneros *Cichlasoma*, *Haplochromis*, *Melanochromis* y *Tilapia*, se distribuyen desde la parte sur de Norte América a Sudamérica, África, Madagascar, el medio oeste e India, ha sido introducida en otros cuerpos de agua dulce (Hastings *et al.*, 2014). De acuerdo con el Sistema Integrado de Información Taxonómica (2018) *O. niloticus* (Linneo, 1758) se describe bajo la siguiente jerarquía taxonómica:

Subreino	Bilateria
Infrareino	Deuterostomia
Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebrata
Infraphylum	Gnathostomata
Superclase	Actinopterygii
Clase	Teleostei
Superorden	Acanthopterygii
Orden	Perciformes
Suborden	Labroidei
Familia	Cichlidae
Género	<i>Oreochromis</i>
Especie	<i>O. niloticus</i>

El-Sayed (2006) menciona que a pesar de las extensas revisiones que se han realizado en cuanto a la clasificación taxonómica de la tilapia no se han resuelto las confusiones entre los géneros que la conforman, por los taxónomos prefieren agrupar a todas las especies bajo el género *Tilapia*.

La FAO (2016) menciona que la tilapia es un pez teleósteo, del orden Perciforme perteneciente a la familia Cichlidae, Originario de África. Habita la mayor parte de las regiones tropicales del mundo, en donde las condiciones son favorables para su reproducción y crecimiento, que fenotípicamente tiene un cuerpo comprimido, la profundidad del pedúnculo caudal es igual a su longitud. Escamas cicloideas. Protuberancia ausente en la superficie dorsal del hocico. La longitud de su quijada superior no muestra dimorfismo sexual. El primer arco branquial tiene entre 27 y 33 filamentos branquiales. La línea lateral se interrumpe. Espinas dorsales rígidas y caudales, blandas y continuas. Aleta dorsal con 16 o 17 espinas y entre 11 y 15 rayos. La aleta anal tiene tres espinas y de 10 a 11 rayos. Aleta caudal trunca. Las aletas pectoral, dorsal y caudal adquieren una coloración rojiza en temporada de desove; aleta dorsal con numerosas líneas negras (Figura 2).

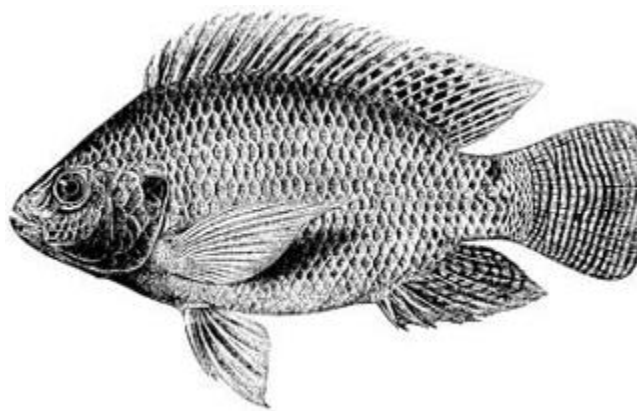


Figura 2. Ejemplar de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758).

La tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) (Linneo, 1758) es una de las especies más generalizadas e importantes en la acuicultura tropical de agua dulce (Peña-Mendoza *et al.*, 2005). Actualmente, *O. niloticus* es la especie más importante en México, social y comercialmente hablando.

2.6 La finalidad del cultivo de tilapia

El cultivo de tilapia fue inicialmente orientado a la producción de alimentos en zonas tropicales y subtropicales de países en donde los alimentos de origen animal eran escasos (McAndrew y Majumdar, 1989; Hulata, 1995) y ha sido considerada alguna vez como “el pez milagroso”, por la relativa facilidad de su cultivo y debido a ello fue distribuida en regiones tropicales de varios países desde los años 50s del siglo XX (Lovshin, 1975); también fue considerado como el pez de los 90s, gracias a su aceptación en mercados como el de Estados Unidos (Fitzsimmons, 2000).

2.7 El cultivo de tilapia en México

De igual manera, con el objetivo de producir alimentos de elevado valor biológico a precios accesibles para las clases sociales mexicanas más desfavorecidas y contribuir con la reducción de la presión ejercida sobre los recursos naturales, es como se importan las tilapias a México (Morales, 1974), lo que al mismo tiempo permite mejorar la economía de las comunidades bajo una producción denominada “Acuicultura Rural” (Vega-Villasante *et al.*, 2010), por lo que de 2008 al 2017 se incrementó de manera constante sobre todo en lo que respecta a los valores de producción generados por la acuicultura teniendo para 2017 una producción total de 179,919 toneladas, de las cuales 149,095 se generaron por acuicultura, de ello se deriva su importancia para México (CONAPESCA, 2017).

Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy (2014) mencionan que la llegada de *O. niloticus* a México se remonta hasta el año de 1964, provenientes de África y Costa Rica. Durante ese mismo año Morales (1974) menciona que se importaron de la Universidad de Auburn,

Alabama, EUA, las especies: *Oreochromis aureus*, *O. mossambicus* y *Tilapia rendalli*. Siendo las primeras formas de cultivo de tilapia en México las desarrolladas en pequeños estanques bajo condiciones extensivas de cultivo y cuya introducción estuvo relacionada a los programas estatales que buscaban producir crías a fin de que estas pudieran ser proporcionadas a productores de subsistencia para aumentar la ingesta de proteína en sus dietas (Fitzsimmons, 2000).

Para 1986, nuevamente se introduce a México una línea nueva, esta vez las líneas de color rosa de *O. niloticus*, procedente de la Universidad de Stirling, Escocia, confinándose en el Centro de Investigaciones y Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional, Unidad Mérida. En 1987 se introdujo por primera vez *Tilapia zilli*, junto con lotes de *O. urolepis hornorum* y *O. mossambicus* (Arredondo-Figueroa y Lozano-Gracia, 1996).

En México, los géneros *Tilapia* y *Oreochromis* son reconocidos por su adaptabilidad a variadas condiciones ambientales; se reproducen y se desarrollan bien en estanques y otras diferentes instalaciones de cultivo y al establecerse apropiadamente en numerosos embalses, se ha constituido con ellos, una significativa pesquería continental en un número cada vez mayor de países (Contreras *et al.*, 2014).

El-Sayed (2006) señala que otros factores que han hecho que la introducción de la tilapia sea exitosa son la existencia de nichos ecológicos vacíos y la presencia de especies ecológicamente complementarias, si bien la introducción de especies de la familia Cichlidae ha sido exitosa, en algunos casos, en otros, no lo ha sido tanto, y además la introducción de este tipo de peces ha causado cierto impacto ecológico que puede ir desde la destrucción del hábitat a la desaparición de especies nativas.

2.8 Calidad de la tilapia en acuicultura

La piedra angular para incrementar la productividad en el cultivo de tilapia, es mejorar continuamente la calidad de los especímenes producidos de estos peces (Perschbacher y Sticney, 2017). Lo cual resulta relevante, bajo el contexto de sistema de producción (Little, 2004). En México, La norma ISO 9000 define también la calidad como el grado en el conjunto de características inherentes a un producto que cumple con los requisitos de los clientes y consumidores. Ello aunado con el concepto de Little (2004) esta norma hace

referencia a calidad, relacionada con: buenas prácticas de producción como la calidad sanitaria e inocuidad que son necesarias de llevar a cabo, para evitar riesgos en la salud humana debido a la contaminación por agentes biológicos, químicos o físicos.

Otros autores, relacionan la calidad de productos acuícolas con la composición química de la carne de los peces (DeWandel, 1995; Garduño-Lugo *et al.*, 2003) y también con sus atributos o características sensoriales (Garduño-Lugo *et al.*, 2007). Por lo que, al parecer, la calidad como se comenta previamente debe ser encaminada a concertar el beneficio al productor y consumidor, sin olvidarse del impacto ambiental de la producción *per se*.

2.9 Calidad de la cría de tilapia

Puntualmente sobre la calidad de las crías de tilapia, Penman y McAndrew (2000) en concordancia con Little (2004), mencionan que la calidad de la cría de tilapia es importante y la clasifican sobre dos conceptos: 1. Basado en acciones puntuales como la genética y reproducción y 2. Incrementables, en donde se puede incluir, medidas que mejore el manejo para lograr una mayor supervivencia, como el transporte mismo de las crías.

Otra medida de control de calidad de crías de tilapia, consiste en que en esa etapa del ciclo biológico la cría tenga un tamaño uniforme para disminuir el canibalismo, ya que el autor de la presente tesis, ha observado que los vendedores de cría y compradores, suspenden la alimentación un día antes de su transporte a las unidades de engorda y los engordadores las privan también de alimento el día de la llegada a la granja, lo cual como se comenta previamente, propicia el canibalismo que puede provocar una disminución en la supervivencia, incluso superior al 30%.

En el cultivo de tilapia en cuanto a la incursión de razas mejoradas como la tilapia sintética intra-específica, GIFT (Tilapia Genéticamente Mejorada, por sus siglas en inglés) que desarrolla una mayor velocidad de crecimiento que su especie ancestral (*Oreochromis niloticus*) (Bentsen *et al.*, 1998) y la tilapia roja genéticamente mejorada inter-específica conocida como Pargo-UNAM (Ramírez-Paredes *et al.*, 2012). Estos nuevos grupos genéticos, relacionados con su mayor velocidad de crecimiento, pueden ser más

susceptibles a las agresiones ambientales relacionadas precisamente con sus mayores requerimientos metabólicos.

2.10 Enfermedades en la cría de la tilapia

Las enfermedades infecciosas son consideradas como una de las causas más importantes de mortalidades y considerables pérdidas económicas, es por esto que este fenómeno pasó a ser un problema socio-económico importante (INTERVET, 2005). Los brotes de mortalidades, así como la emergencia y reemergencia de enfermedades de organismos acuáticos cultivados son cada vez más frecuentes. Algunas infecciones parasitarias en tilapias son causadas por ectoparásitos como protozoarios y gusanos monogéneos (Conroy y Conroy, 2004).

En estudios recientes destinados a evaluar el problema sobre las enfermedades de mayor importancia de tilapia del Nilo y su afectación a la producción en los criaderos de esta con altos índices de mortalidad, se han relacionado a infecciones ocasionadas por *Gyrodactylus* sp. (Jiménez-García *et al.*, 2007; Jiménez-García *et al.*, 2012). Las enfermedades parasitarias son uno de los principales obstáculos para el desarrollo de la acuicultura debido a las considerables pérdidas de alevines lo que pueden provocar un desabasto de cría para el desarrollo de esa industria y pérdidas asociadas por el bajo crecimiento. (El-Amin *et al.*, 2016).

2.11 Enfermedades parasitarias en la tilapia

El-Sayed (2006) señala que la tilapia, como cualquier otro animal acuático puede estar sujeto a padecimientos infecciosos y no infecciosos; y en años recientes las enfermedades de la tilapia han atraído la atención por las siguientes razones:

- La rápida expansión del cultivo de tilapia, lo que incrementa el riesgo de brotes de enfermedades.
- La movilización de tilapias a diferentes localidades e incluso países, lo que aumenta el riesgo de contagio de enfermedades.
- El incremento de la conciencia pública del papel que tiene el cultivo de peces en la diseminación de enfermedades de humanos.

- Aumento de la conciencia pública sobre la protección ambiental.

De manera general, Paperna (1991) señala que las enfermedades parasitarias son las que causan los mayores problemas en los peces de aguas tropicales, particularmente los que se encuentran bajo cultivo. Igualmente, este autor agrupó a los principales órdenes parasitarios en de la manera siguiente:

- Protozoarios: incluye algunos de los ectoparásitos con mayor patogenicidad en peces: flagelados del genero *Ichthyobodo*; *Chilodonella*; sésiles como *Ambyphrya* y *Trichodina*. Este último un ciliado con un alto grado de especialización que afecta a la familia Cichlidae, a la cual pertenecen las tilapias.
- Dinoflagelados: causantes del aumento de epizootias en peces cultivados marinos y de agua dulce tropicales, principalmente de los géneros: *Amyloodinium* y *Piscioodinium*.
- Myxosporea: comprende un numeroso conjunto de organismos multinucleares, también llamados multicelulares, que habitan en el tejido de los peces o en la cavidad interna. Cuando se sitúan en los tejidos el proceso de desarrollo es completado en un quiste que contiene muchas esporas, mientras que para las especies que se desarrollan en la cavidad interna, se forman menos esporas en el plasmodio adherido al epitelio que reviste la vejiga.
- Monogenea: en peces silvestres, estos parecen no causar un efecto negativo significativo sobre sus hospederos, debido a la resistencia de estos últimos han desarrollado a través de su evolución. Algunos de los géneros que se encuentran en este grupo como: *Dactylogyrus* y *Gyrodactylus*. Pueden causar daños severos en peces cultivados como la tilapia. El primero causante de hiperplasia del epitelio de las branquias, afectando la función respiratoria, incluso puede ser causa directa de muerte; y en el caso de *Gyrodactylus cichlidarum*, considerado como una especie invasora en México (Salgado-Maldonado y Rubio-Godoy, 2014), también causan daños en la piel, lo cual puede desencadenar infecciones secundarias, de igual manera el *Gyrodactylus* se presenta en peces silvestre, el cual causa lesiones hemorrágicas en las zonas delicadas del cuerpo (Wootten, 2012).

- Trematodos: metacercarias en zonas tropicales y subtropicales estos parásitos representan las infecciones parasitarias más abundantes en peces, particularmente en estadios juveniles. Un aspecto que se debe remarcar en cuanto a las infecciones de metacercarias es el posible riesgo para la salud humana, sin embargo, el riesgo de infección ocurre solo cuando el pescado se consume crudo o insuficientemente cocido o asado. Algunos de los principales géneros que afectan a los cíclidos son *Diplostomulum* y *Neascus* (Paperna, 1991).
- Nemátodos: infecciones causadas por estadios larvales de gusanos redondos. La presencia de *Contracaecum*, uno de los géneros principales de este orden, en sus estados más avanzados de desarrollo, produce una fuerte disminución en la comercialización. La infección es común en cíclidos de los géneros *Oreochromis*, *Tilapia* y *Haplochromis* (Paperna, 1991)..
- Crustáceos: para el género característico *Ergasilus*, solo las hembras son parasitarias y se pueden encontrar en las branquias de los peces. La ausencia de ergasilidos en estanques de cultivo puede deberse a sus requerimientos ambientales específicos, como su alimentación. *Lernea* spp. es otro de los géneros más comunes y peligrosos de peces tropicales, tanto en granjas como en ambientes silvestres de Asia, África y América, causantes de pérdidas económicas no necesariamente por el daño directo al pez, si no por las malformaciones de los peces cultivados (Paperna, 1991).

2.12 Interacciones parasitarias

Los parásitos son organismos que viven sobre o dentro de otro organismo de especie diferente, del que obtiene parte o todos sus nutrientes, en muchos casos, los parásitos dañan o causan enfermedades al organismo hospedante (Hatcher y Dunn, 2011; Goater *et al.*, 2014; Hofman, 2016; Lucius *et al.*, 2017; Florin-Christensen y Schnittger, 2018).

Existen en la naturaleza diferentes tipos de parásitos y los podemos distinguir según su relación con el huésped de la siguiente manera:

- a. Ectoparásitos: Los que viven en la superficie del huésped.

b. Endoparásitos: Los que viven en el interior.

c. Temporales: Viven en el huésped solo para alimentarse.

Dentro de un ecosistema, los peces aportan una multitud de beneficios, a partir de su respuesta biológica ante las condiciones del medio acuático, en algunos casos reflejadas en una mayor calidad ambiental. Pequeños cambios en las condiciones “normales” dentro del ecosistema, bien de origen natural o provocado por el ser humano, pueden dar lugar a que un organismo asuma el carácter patógeno, y que se produzcan brotes epidémicos que puedan desencadenar importantes mortalidades. En efecto, algunos parásitos (los macroparásitos), adquieren su carácter de patogénico cuando alcanzan determinada carga parasitaria, afectando en algunos casos a su metabolismo o disminuyendo su resistencia a ciertos parámetros de calidad de agua, e inclusive llegar a ser causal de mortalidad. Mediante el daño que causan en su superficie corporal y órganos internos, además, favorecen la entrada y proliferación de otros organismos patógenos, afectando su morfología, fisiología, comportamiento, crecimiento y supervivencia.

Los métodos de producción de alevines varían por liberación en embalses a métodos intensivos en estanques, jaulas, tanques y estanques de camarón (Watanabe *et al.*, 2001), sin embargo, la intensificación de la densidad de los cultivos de tilapia, prácticas de manejo deficientes y falta de planes de bioseguridad definidos han conducido a la difusión y establecimiento de enfermedades parasitarias no nativas (Berthe *et al.*, 2014; Conroy y Conroy, 2004). Algunos estudios han identificado malas condiciones de manejo tales como densidad de población, procedencia de peces, altas concentraciones de nitratos y baja frecuencia de intercambio de agua en cultivos de tilapia como los factores asociados a presencia de parásitos (*Cichlidogyrus* spp., *Coccidia*, *Trichodina* sp., y *Gyrodactylus* sp.) y enfermedades bacterianas (Florio *et al.*, 2009).

Las granjas acuícolas dedicadas a la producción de tilapia, poseen una serie de características que afectan a la biología de los peces. Mientras que, en el medio natural, los peces tienen cierta libertad, moviéndose en busca de las condiciones más adecuadas, e incluso desplazándose hacia áreas más templadas para aumentar su tasa de respuesta inflamatoria (Roberts, 2001). Por otra parte, en condiciones de cultivo, las oportunidades

de migración de los peces a zonas con condiciones favorables son limitadas o propiamente nulas (Roberts, 2001). En los estanques, su capacidad para alejarse de condiciones perjudiciales y acceder a las fuentes de alimento son también limitados y los peces están sometidos a una mayor frecuencia de manejo (Munro, 1982).

Los agentes estresantes comúnmente encontrados en las granjas acuícolas pueden inhibir el sistema inmune de los teleósteos, haciéndoles menos resistentes a las infecciones por parásitos (Wedemeyer, 1970). Cuando un pez estresado produce altos niveles de cortisol y otras hormonas, éstas afectan a la síntesis de inmunoglobulinas y otros mediadores intercelulares, mientras que la catecolamina parece que suprime la actividad de los macrófagos (Reddy y Leatherland, 1998). El estudio de Wood y Mattheus (1987) demostró que la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), a la que se le inyectó cortisol, fue más susceptible a *Cryptobia salmositica* y presentó menores títulos de anticuerpos que el control.

La prevalencia, intensidad y abundancia relativa de parásitos de peces se pueden emplear como un marcador de estrés ambiental. Los ectoparásitos están en contacto con el agua y serán menos abundantes si son sensibles a la contaminación (Madanire-Moyo y Barson, 2010). El-Amin, *et al.* (2016), demostraron una evidente relación entre ectoparásitos, calidad del agua y nivel de nutrición.

Aunque no hay suficientes estudios sobre ectoparásitos de peces en nuestro país. Se puede mencionar la contribución de Paredes-Trujillo *et al.* (2016) quién observó la distribución geográfica de ectoparásitos en el estado de Yucatán, cuantificó 11 especies de ellos; *Gyrodactylus cichlidarum* fue el más abundante.

2.13 Parásitos de mayor importancia en la etapa de cría de tilapia

Las lesiones en los epitelios que ocasionan los parásitos pueden ser fuentes potenciales para la entrada de bacterias patógenas (Thomas *et al.*, 2005). Los ectoparásitos en las granjas acuícolas pueden ocasionar estrés en los organismos y disminuir los índices de producción, como las ganancias diarias de peso, la densidad poblacional y presentar cuadros de enfermedades bacterianas que pueden causar brotes epidémicos, como la

hepatitis sincicial causada por el virus de la tilapia lacustre (TiLV) (Del Pozo *et al.*, 2016) y con ellos diseminar los parásitos a otras unidades de producción ocasionado por el mal manejo sanitario de los alevines (Zaccone *et al.*, 2009).

Los peces afectados por monogéneos presentan retardo en el crecimiento, disminución de peso y una marcada reducción de la tasa de fertilidad, que provoca un descenso general en los volúmenes de producción, lo que pone en riesgo la rentabilidad económica del cultivo (Flores-Crespo y Flores, 2003).

En la naturaleza es posible encontrar una alta riqueza de especies parasitarias en una muestra de peces examinada sin provocar, aparentemente, problemas patológicos en su hospedero. Esto es debido generalmente a que los parásitos se encuentran en abundancias relativamente bajas, y solo en ciertos hospederos se alcanzan las abundancias máximas, es decir, las poblaciones de parásitos se distribuyen de forma agregada (Bush *et al.*, 2001).

Con respecto a lo anterior, los sistemas parásito-hospedero suelen guardar una relación en equilibrio entre el hospedero, el parásito y el medio ambiente, el sistema inmune suele tener una función vital regulando la interacción (Plumb, 1999), este es usualmente el caso en organismos viviendo en estado silvestre. Cuando este equilibrio se rompe, por razones ya sea naturales, como las climáticas, o de origen antropogénico, principalmente las relacionadas con la intensificación y el manejo en la acuicultura, aumenta la probabilidad de que se rompa el equilibrio arriba mencionado, y que se manifiesten patologías asociadas con enfermedades de origen infeccioso trayendo como consecuencia diversos problemas (Florio *et al.*, 2009).

2.13.1 Monogenea

Los miembros de la clase monogenea son ectoparásitos de especies acuáticas, generalmente se ubican en la piel y branquias de peces marinos y de agua dulce, existen alrededor de 3000 especies, las cuales mantiene una estrecha relación con sus hospederos en ambientes naturales, sin embargo este equilibrio se pierde muy a menudo en acuicultura, los cuales pueden afectar el crecimiento e incluso pueden provocar altas

mortalidades, pudiéndose asociar a pérdidas económicas de importancia (Noga *et al.*, 2010).

Los monogéneos pueden representar un problema serio cuando hay una alta densidad poblacional en virtud a que se alimentan principalmente del moco de los peces, el cual forma parte de un sistema de protección e inmunidad, en virtud a que el moco contiene compuestos antimicrobianos y probablemente antiparasitarios (Rubio-Godoy, 2010). Los alevines y crías suelen ser más vulnerables a esto, debido a que su sistema inmune es menos desarrollado que el de los adultos. Al alimentarse del moco provocan en los peces una irritación y lesiones en la piel, dichas lesiones pueden servir como puerta de entrada para algunas bacterias oportunistas (Noga *et al.*, 2010). Otra característica importante de estos ectoparásitos es que son hermafroditas y vivíparos, que pueden presentar en un único individuo hasta tres generaciones, en donde un gusano puede contener en su interior a su hija y ésta, a su vez, a su nieta (Bakke *et al.*, 2002) (Figura 3).

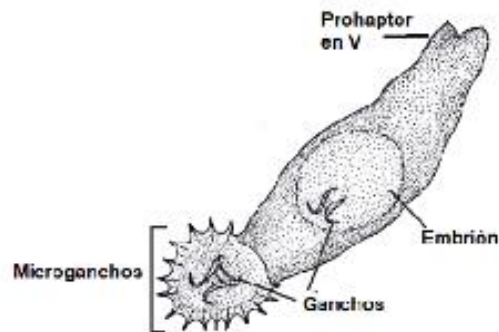


Figura 3. Morfología de *Gyrodactylus* sp. Fuente: Noga, 2010.

2.13.2 *Trichodina* spp.

Es uno de los ectoparásitos más comunes presentes en la superficie de la piel de peces silvestres y cultivados, puede causar graves pérdidas económicas en la acuicultura, las infecciones por *Trichodina* sp. son graves en crías y han causado pérdidas económicas.

Los peces con tricodiniasis manifiestan signos clínicos como letargia y excesiva producción de moco. Las infestaciones severas sobre peces jóvenes provocan estrés y este a su vez se traduce en mortalidades (Noga *et al.*, 2010). *Trichodina* es circular con tres anillos de cilios (pequeños, similares a proyecciones de cabellos) que rodean su cuerpo y cavidad oral, los cuales utiliza para su locomoción y alimentación. Su cuerpo está soportado por un anillo rígido de discos interconectados llamado anillo denticular (Figura 4).

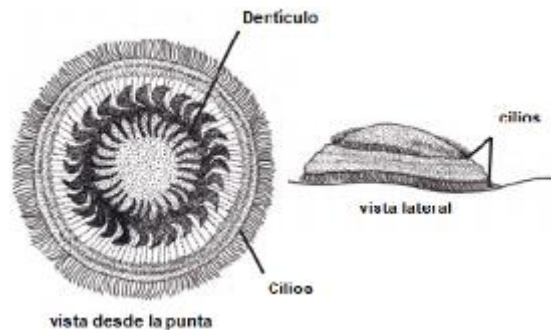


Figura 4. Morfología de *Trichodina* spp. Fuente: Noga, 2010.

Las infecciones masivas son típicamente causadas por altas densidades de siembra y tasas de alimentación bajas o bien por las condiciones de mala calidad del agua, sin embargo, elevadas tasas de alimentación, densidad de cultivo, fallas en los biofiltros, pueden conducir a altas concentraciones de amoníaco, creándose un ambiente ideal para la reproducción de *Trichodina* (Jiménez-García *et al.*, 2012).

2.14 Reproducción de parásitos

Los ciclos de vida y ecología de los parásitos dependen tanto de factores bióticos, como su biología, comportamiento, historia de vida, así como los del hospedero (estado fisiológico, historia de exposición a los patógenos), como abióticos e históricos, (biogeográficos, coevolución) (Plumb, 1999; Pérez-Ponce *et al.*, 2010). Sin embargo, bajo condiciones de cautiverio o cultivo, los parámetros de infección parasitaria también dependen del manejo y manipulación de los organismos en las unidades de producción (El-Sayed, 2006).

2.15 Definición de carga parasitaria o Intensidad de infección

La carga parasitaria se puede definir como números promedio de parásitos de una especie en particular tanto internos como externos que habitan sobre o dentro del hospedero. Sirve para evaluar la intensidad de infección de algunos parásitos como: protozoarios, helmintos y trematodos, entre otros grupos.

3. HIPÓTESIS

3.1. Hipótesis General

La carga de ectoparásitos afecta negativamente la calidad de las crías de tilapia producidas en la Región Centro del estado de Veracruz.

3.2. Hipótesis específicas

1. La carga de ectoparásitos aumenta la mortalidad de las crías de tilapia.
2. La carga de ectoparásitos afecta el crecimiento las crías de tilapia.
3. La carga de ectoparásitos disminuye el índice de condición corporal de crías de tilapia.
4. La carga de ectoparásitos, se encuentra relacionada con las ganancias de peso, condición corporal y eficiencia alimenticia de crías de tilapia.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo General

Analizar la influencia de la carga de ectoparásitos sobre la calidad de las crías que se producen y venden en la Región Centro del estado de Veracruz.

4.2. Objetivos Específicos

1. Determinar la relación entre la carga de ectoparásitos y mortalidad de crías de tilapia.
2. Determinar la relación entre la carga de ectoparásitos y el crecimiento de crías de tilapia.
3. Determinar la relación entre la carga de ectoparásitos y el índice de condición corporal de crías de tilapia.
4. Evaluar la relación entre la carga parasitaria en crías de tilapia con las ganancias de peso, condición corporal y eficiencia alimenticia.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Regiones de estudio

Para el presente trabajo se consideraron cuatro regiones del estado de Veracruz, de acuerdo con la regionalización de 2005 del Instituto Nacional para el Federalismo y Desarrollo Municipal (INAFED, 2005). Las zonas de muestreo fueron: Capital, Papaloapan, Nautla y Sotavento. Dentro de las cuales se ubicaron los municipios; Actopan, Alvarado, Boca del Río, La Antigua, Emiliano Zapata, Martínez de la Torre, Medellín y Xalapa. Las granjas se seleccionaron de acuerdo con la disponibilidad de lotes de crías para su venta a engordadores de tilapia. En la Figura 5, se presentan los municipios de ubicaron de las unidades productivas participantes.

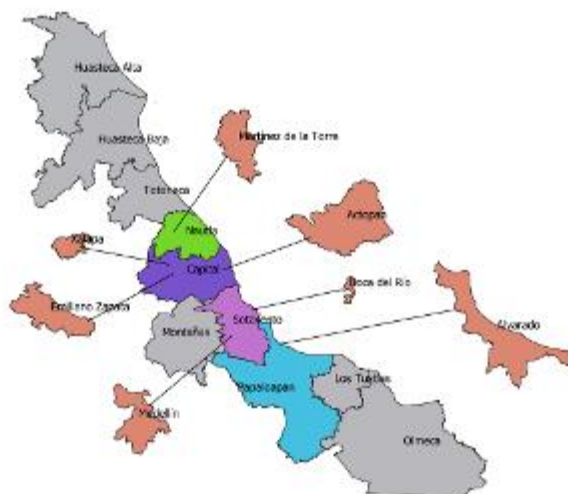


Figura 5.- Zonas de muestreo de crías de tilapia Nilótica en Veracruz.

5.2 Colecta de muestras

La colecta de las crías se realizó en las dos principales épocas anuales de venta de crías, invierno (enero-febrero, denominado en la región como parte de la época de nortes) y verano (mayo-junio), como parte de la época de verano. En la primera se muestrearon

seis granjas, las cuales contaban con disponibilidad de crías para venta; en la segunda, 10 granjas. En el Cuadro 1, se presenta la relación de las granjas participantes que, por razones de confidencialidad, no se mencionan sus nombres. De cada explotación, se tomaron 60 crías de peso promedio con que se venden comúnmente en la zona de estudio, de 0.84 a 4.0 g en invierno y en verano de 0.32 a 4.28 g.

Cuadro1. Relación y ubicación regional de las granjas de tilapia muestreadas en dos estaciones del año en Veracruz.

Épocas de muestreo					
Invierno			Verano		
Granja	Ubicación	Abreviatura	Granja	Ubicación	Abreviatura
G1	Medellín	TZI	G1	Cardel	PJV
G2	Alvarado	GAI	G2	Medellín	TZV
G3	Mandinga	TTI	G3	Mandinga	TTV
G4	Xalapa	AAI	G4	Xalapa	CUV
G5	Carrizal	CLI	G5	Playa de Vacas	RYV
G6	Cardel	PJI	G6	Mtz. de la Torre	CNV
G7	Farallón	CNP*	G7	Farallón	AAV
G8	Carrizal	CNP*	G8	Carrizal	CLV
G9	La Capilla	CNP*	G9	La Capilla	CPV
G10	Alvarado	CNP*	G10	Alvarado	GAV

* Crías no disponibles en esa época.

5.3. Transporte, aclimatación y alimentación de las crías

El traslado de crías de la granja al laboratorio en ambos muestreos, fue en bolsas transparentes de poliuretano de 60 x 90 cm, con 25 litros de agua de su respectivo estanque de colecta a las bolsas, se les infló con oxígeno. Las crías fueron recibidas en

peceras de 50x30x25 cm, con 20 litros de volumen de agua a las 24 horas del arribo de las crías cada laboratorio se realizó un análisis del agua, considerado como del día 1 para ambos muestreos. Adicionalmente, el día diez para el segundo muestreo. Los días de estancia en las peceras, equivalen al número de días que las crías pasarían en las granjas receptoras de las mismas. Las crías se alimentaron tres veces al día, con alimento balanceado con 50% de proteína cruda, de la marca Silver Cup con 32% de proteína cruda, bajo el régimen de saciedad.

5.4 Muestreos

5.4.1 Muestreo de invierno

El muestreo de invierno se realizó dentro de los meses de enero-febrero del 2018, se analizaron en total 360 crías de las seis granjas participantes de la época. Para el análisis de invierno, se utilizaron en el Laboratorio de Parasitología del Instituto Tecnológico de Boca del Río (ITBOCA) seis peceras de las medidas y volumen mencionados, habilitadas con aireación continua y sin interconexión entre ellas (Figura 6), conectadas al sistema general de aireación del laboratorio.



Figura 6. Sistema de peceras para el muestreo de invierno.

5.4.2 Muestreo de verano

En este muestreo, debido a la mayor disponibilidad de crías, la colecta se efectuó en diez granjas, con el mismo tamaño de muestra (60 crías/granja). El empaquetado y transporte fue igual al realizado para la época previa. En este muestreo, se realizó en el Laboratorio del Colegio de Posgraduados (Campus Veracruz), diez peceras con el mismo volumen que las empleadas en la fase anterior (Figura 7).



Figura 7 Sistema de peceras para muestreo de verano.

5.5 Determinación de las variables parasitarias

Para la identificación y cuantificación de ectoparásitos se empleó la preparación de las crías, después de ser sacrificadas, aplicando parte de la metodología empleada por Rubio-Godoy *et al.* (2012). La inspección de las mismas se efectuó desde la parte más anterior del pez (labios), hasta el extremo final de la aleta caudal. Dividiendo el cuerpo del pez en tres zonas anatómicas principales (Figura 8):

1. Zona cefálica: desde la boca, toda la cabeza, hasta el margen caudal del opérculo, incluyendo también los ojos.
2. Tronco. Comprendió tanto la parte anterior, como la posterior, abarcando toda esta estructura hasta las respectivas inserciones con las aletas. Longitudinalmente desde el perímetro del opérculo, hasta la base de la aleta caudal.
3. Aletas. Se revisaron las cinco aletas del pez: caudal, dorsal, pectorales, pélvicas y anal. En estas estructuras, se observaban las espinas y radios correspondientes.

Para identificar y cuantificar los ectoparásitos, principalmente *Gyrodactylus* spp. Y *Trichodina* spp.), se sacrificaron diez crías de cada granja, mediante una punción cerebral, para insensibilizarlos y posteriormente se efectuó un corte medular en la parte posterior de la cabeza, para separar el cerebelo de la medula espinal. Los cuerpos de los peces se colocaron sobre un portaobjetos, agregándoles gotas de agua de su respectiva pecera, para evitar su deshidratación y pérdida de parásitos (Figura 9). Los ectoparásitos encontrados fueron: *Gyrodactylus* spp. (Figura 10), *Trichodina* spp. (Figura 11).

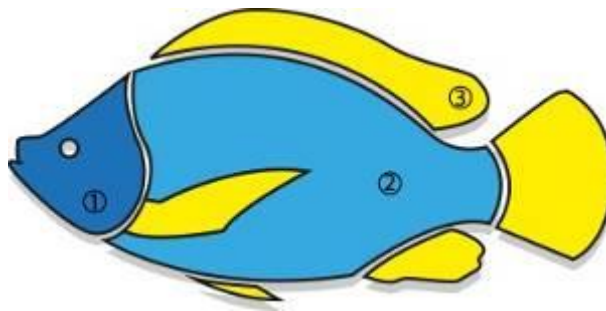


Figura 8. Zonas de inspección de crías de tilapia: 1, Cefálica, 2 Tronco, 3 Aletas.



Figura 9. Cría de tilapia preparada para la identificación y cuantificación de ectoparásitos.



Figura 10. Ejemplares del trematodo monogéneo *Gyrodactylus* spp. (Tomado de Petracini: www.elacuarista.com/secciones/gyrodac.htm)



Figura 11. Ejemplares del protozoario *Trichodina* spp.

5.6 Determinación de calidad biológica y abundancia parasitaria

Se obtuvo el peso promedio y desviación estándar de las crías de cada granja. La biomasa total de las 60 crías colectadas, empleándose medidas de tendencia central (media aritmética) y de dispersión (desviación estándar), descritas por Spiegel (1997). La identificación de los parásitos se realizó mediante un frotis de piel de cada pez con un portaobjetos y el empleo de un microscopio estereoscópico y otro compuesto, en aumentos de 6 a 40 x, respectivamente. Posterior al sacrificio, los parásitos encontrados,

se contaron sumándolos de cada zona anatómica, cada tipo de ectoparásito, mediante el empleo de un microscopio compuesto (Figura 12).



Figura 12. Identificación microscópica y cuantificación de ectoparásitos.

5.7 Parámetros de infección

Para los dos muestreos, los parámetros de infección se consideraron de acuerdo con la definición de Bush *et al.* (2001) y se determinaron los siguientes:

Prevalencia. Es el número de huéspedes infectados con uno o más individuos de una especie particular de parásito o grupo taxonómico dividido entre el número de hospederos examinados de la misma especie parasitada.

Intensidad media. Se calculó dividiendo el número total de individuos de cada tipo de parásito entre el total de hospederos parasitados.

Abundancia media. Se calculó dividiendo el número total de individuos de cada tipo de parásito entre el total de hospederos examinados (parasitados y no parasitados) por muestreo.

5.8. Determinación de la carga parasitaria inicial

Para el seguimiento de las infecciones parasitarias de las crías, se realizaron exámenes parasitológicos a las 24 horas posteriores de su arribo al laboratorio. Las crías se

capturan al azar de las peceras y se emplearon microscopios compuestos para cuantificarlas.

5.9 Determinación de la calidad inicial y final de las crías

Para determinar la calidad inicial de la cría por granja muestreada, se obtuvieron la media y la varianza del peso, longitud e índice de condición corporal a las 10 crías de la muestra de cada granja. Para el peso se utilizó una báscula Ohaus modelo Ya-100 con una precisión de 100 g - 0.01g (Figura 13), y se obtuvieron la longitud total y la longitud ponderada utilizando un calibrador digital milimétrico marca TRUPER para obtener con mejor exactitud las longitudes.



Figura 13. Pesaje de cría de tilapia en una báscula digital.

5.10. Determinación del crecimiento y supervivencia

Para determinar la supervivencia, crecimiento de las crías y su relación con la carga parasitaria, esto se realizó únicamente en el segundo muestreo. A las 24 h o día 1 se midieron y pesaron cada una de las crías muestreadas (n= 10), descontando por consiguiente diez de la muestra original de cada granja (60), diez más después de las mediciones iniciales de las variables parasitarias, de manera que para obtener la supervivencia final a los 10 días, esa variable se estimó sobre 40 crías, tomando en

cuenta solamente las crías que murieron sin ser sacrificadas. Las crías, se alimentaron bajo el mismo régimen de la etapa anterior y con alimento de la misma marca y composición químico proximal.

5.11. Coeficiente de condición corporal (K)

Es un indicador del estado de robustez de los organismos, describe la relación entre la longitud y el peso y se determina mediante la fórmula:

$$K= 100 * \text{Peso (g)} / \text{Longitud (cm)}^3$$

Supervivencia

Estima el porcentaje de peces que vivieron al final del estudio se contabilizaron las crías que se morían a diario durante el estudio y se iban descontando del total de crías que se mantenían vivas hasta finalizar el estudio.

$$S= 100 (NF/ NI)$$

En donde:

NF= Número de peces al finalizar el estudio.

NI = Número inicial de peces.

100 Constante para expresar el resultado en porcentaje

5.12 Análisis fisicoquímicos de agua

Las variables fisicoquímicas del agua se determinaron diariamente a las 8:00 h y se midieron: oxígeno O₂, temperatura °C, pH, amonio NH₃, nitritos NO₂ y nitratos NO₃, el oxígeno se midió con un oxímetro digital YSI modelo YSI 55, el pH con un potenciómetro digital marca grupo elite, y el resto de variables mediante colorimétricos Nutrafin®, de la marca Hagen.

5.13. Análisis estadísticos

Para las variables morfométricas: talla, peso, índice de condición corporal y abundancia de parásitos en ambos muestreos, se empleó estadística descriptiva con medidas de tendencia central como la media aritmética y de dispersión como la desviación estándar, de acuerdo con los procedimientos de Spiegel (1997). Se efectuó también un análisis de correlación múltiple entre las variables morfométricas y las parasitarias, mediante un análisis de correlación múltiple de Pearson.

6. RESULTADOS

6.1. Muestreo de invierno

6.1.1 Parásitos identificados

En esta etapa de colecta, se observó la presencia del monogéneo *Gyrodactylus* spp. (Figura 14 a), *Trichodina* spp. (Figura 14 b) y el protozoario ciliado *Apiosoma* sp. (Figura 14 c y d). En donde de las seis granjas muestreadas en el día uno de evaluación, en tres granjas se obtuvo la mayor prevalencia, del 60% para *Gyrodactylus* spp. En el Cuadro 3, se presentan las variables morfométricas de las crías de tilapia obtenidas. En el Cuadro 4, la cantidad de parásitos encontrados y en el Cuadro 5 los valores de correlación entre variables morfométricas y parasitarias, en donde se puede apreciar que estas no fueron diferentes ($P>0.05$). El segundo parásito, *Apiosoma* sp. no se consideró en su cuantificación, en virtud a que únicamente se registró en tres crías en una granja. *Gyrodactylus*, en cambio, tuvo una mayor presencia, sin embargo, no se presentaron diferencias entre explotaciones en relación a este trematodo ($P>0.05$).

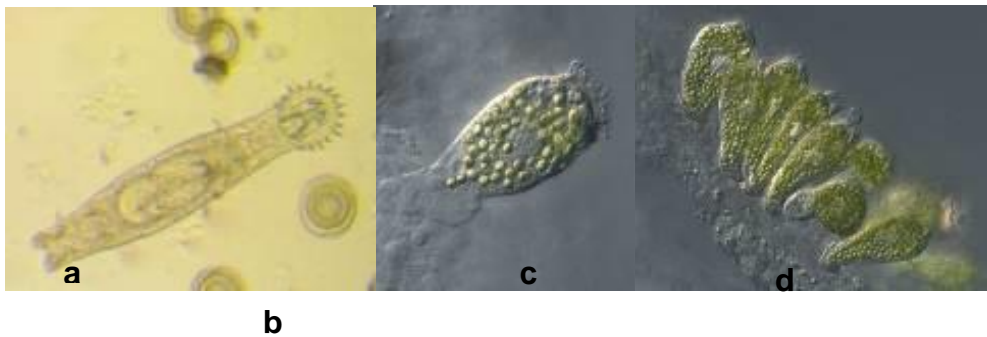


Figura 14. *Gyrodactylus* spp. (a), *Trichodina* spp. y *Apiosoma* sp. (b y c), en crías de tilapia. 800 X.

Cuadro 2. Variables morfométricas de las crías de tilapia de granjas de Veracruz, muestreo de invierno.

Granja	Peso (g)	Talla (cm)	¹ ICC
G1	1.55±0.74	4.62±0.0.74	1.49±0.27
G2	1.83±0.63	4.77±0.47	1.64±0.13
G3	1.29±0.87	4.42±0.80	1.44±0.39
G4	0.69±0.14	3.69±0.30	1.37±0.16
G5	1.42±0.70	4.68±0.57	1.41±0.80
G6	1.55±0.74	4.30±0.65	1.83±0.19
Promedio	1.38	4.41	1.53

¹Índice de condición corporal; valores promedio ± desviación estándar.

Cuadro 3. Abundancia, intensidad y prevalencia de ectoparásitos en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de invierno.

GRANJA	<i>Gyrodactilus spp.</i>			<i>Trichodina spp</i>		
	Abundancia	Intensidad	Prevalencia (%)	Abundancia	Intensidad	Prevalencia (%)
G1	0.30	0.50	20	11.1	0.110	90
G2	0.60	0.25	40	3.60	0.140	70
G3	1.00	0.17	60	4.60	0.130	80
G4	0.40	0.33	30	3.00	0.200	50
G5	1.00	0.20	50	58.6	0.100	100
G6	0.30	0.50	20	15.9	0.063	100

Cuadro 4. Coeficientes de correlación de Pearson (P-valores) entre variables morfométricas y parasitarias (*Gyrodactylus* spp.) en crías de tilapia, muestreo de invierno.

	Abundancia	Prevalencia	Intensidad
Peso	0.134 (0.799)	0.5875 (0.220)	-0.7301 (0.099)
Talla	0.367 (0.470)	0.6082 (0.200)	-0.7460 (0.088)
Índice de condición corporal	-0.1689 (0.749)	0.4081 (0.421)	-0.4446 (0.377)

6.2 Muestreo de verano

6.2.1 Parásitos identificados, día uno

En esta etapa, se observó la presencia ambos parásitos, el monogéneo *Gyrodactylus* spp. y el protozooario ciliado *Trichodina* spp. (Figura 15). En cuanto a las variables morfométricas, las cuales se presentan en el Cuadro 6, en donde se observa que el peso, tallas y condición corporal promedio, presentaron un rango de variación realmente estrecho. En lo relacionado al número de parásitos promedio por cría, la variación fue de 0.2, a casi 2.0 *Gyrodactylus* spp., y de *Trichodina* spp. de cerca de 50 hasta casi 700. No se observó que en las granjas hubiera coincidencia entre una mayor presencia de *Trichodina* spp. con una mayor presencia de *Gyrodactylus* (Cuadro 7).

En lo relacionado a la condición corporal de las crías, asociada con la infestación parasitaria (Cuadro 8), no se observó que la presencia de ambos parásitos afectara la condición corporal de las crías de tilapia, al menos en la cantidad determinada de estos.



Figura 15. Vista común de infestación de *Trichodina* spp. Y *Gyrodactylus* spp.

Cuadro 5. Variables morfométricas de las crías de tilapia de granjas de Veracruz, en muestreo de verano, día 1.

Granja	Peso (g)	Talla (cm)	Índice de condición corporal
G1	1.19±0.58	4.32±0.59	1.40±0.24
G2	1.25±0.29	4.18±0.41	1.39±0.19
G3	1.26±0.37	4.52±0.46	1.35±0.18
G4	1.43±1.16	4.64±1.11	1.33±0.47
G5	2.06±0.58	5.34±0.42	1.34±0.23
G6	1.36±0.37	4.64±0.48	1.34±0.18
G7	1.38±0.39	4.73±0.48	1.28±0.17
G8	1.38±0.64	4.77±0.48	1.21±0.35
G9	1.86±0.39	5.17±0.57	1.38±0.38
G10	0.91±0.32	4.08±0.31	1.30±0.32
Promedio	1.31	4.64	1.32

Cuadro 6. Abundancia, intensidad y prevalencia de ectoparásitos en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de verano, día 1.

GRANJA	<i>Gyrodactylus spp.</i>			<i>Trichodina spp</i>		
	Abundancia	Intensidad	Prevalencia (%)	Abundancia	Intensidad	Prevalencia (%)
G1	0.7	1.4	50	120.7	120.7	100
G2	0.6	1.5	40	685	685	100
G3	2.5	2.5	40	71.2	71.2	100
G4	0.7	1.75	40	93.3	93.3	100
G5	0.6	1.5	40	199.9	199.9	100
G6	1.9	2.1	90	245.9	245.9	100
G7	0.6	1.5	40	241.6	241.6	100
G8	0.2	1	20	234.4	234.4	100
G9	0.2	1	20	56.2	56.2	100
G10	1.8	1.4	70	243.9	243.9	100

Cuadro 7. Coeficientes de correlación de Pearson (P-valores) entre variables morfométricas y parasitarias (*Gyrodactylus spp.*), muestreo de verano, día 1.

	Abundancia	Prevalencia	Intensidad
Peso	-0.4210 (0.225)	-0.4040 (0.247)	-0.2062 (0.567)
Talla	-0.4188 (0.228)	-0.4344 (0.209)	-0.2186 (0.544)
Índice de condición corporal	0.1042 (0.775)	0.1467 (0.685)	0.2358 (0.511)

6.2.2. Parásitos identificados y abundancia, día 10

Para el día diez de evaluación de los parásitos (*Gyrodactylus* spp. y *Trichodina* spp.). En el Cuadro 9, puede observar que una variación de peso, talla y condición corporal similares entre las crías de las diez granjas. En cuanto al número de individuos de ambos parásitos (Cuadro 10), se observó, al igual que el día uno de esta etapa, un rango más estrecho (da una referencia, un comparativo breve de las cantidades entre ambos grupos de parásitos) porque no queda claro lo de un rango más estrecho, pero similar al del día uno, en donde no se observa una relación entre la cantidad de ambos parásitos.

Cuadro 8. Variables morfométricas de las crías de tilapia de granjas de Veracruz muestreo de verano, día 10.

Granja	Peso (g)	Talla (cm)	¹ ICC
G1	1.58±0.94	4.62±0.79	1.44±0.30
G2	1.47±0.46	4.56±0.42	1.52±0.22
G3	1.62±0.61	4.72±0.68	1.46±0.15
G4	1.22±0.87	4.17±0.80	1.46±0.14
G5	2.07±0.28	5.19±0.24	1.48±0.12
G6	1.48±0.54	4.56±0.62	1.50±0.12
G7	1.45±0.58	4.69±0.57	1.34±0.10
G8	1.29±0.43	4.62±0.50	1.29±0.20
G9	1.65±0.43	4.78±0.54	1.59±0.62
G10	1.48±0.60	4.75±0.53	1.34±0.30
Promedio	1.53	4.66	1.44

¹Índice de condición corporal

Cuadro 9. Abundancia, intensidad y prevalencia de ectoparásitos en crías de tilapia en granjas de Veracruz, muestreo de verano, día 10.

GRANJA	<i>Gyrodactylus spp.</i>			<i>Trichodina spp</i>		
	Abundancia	Intensidad	Prevalencia (%)	Abundancia	Intensidad	Prevalencia (%)
G1	0.3	0.6	50	329.7	329.7	100
G2	1.2	3	40	414.3	414.3	100
G3	7.7	7.7	100	508.4	508.4	100
G4	1.8	4.5	40	258.8	258.8	100
G5	0.3	0.75	40	36.82	36.82	100
G6	7.7	0.86	90	229.6	229.6	100
G7	1.9	0.48	40	305.8	305.8	100
G8	1.9	0.95	20	181	181	100
G9	0.9	0.45	20	75.3	75.3	100
G10	0.9	0.13	70	65.5	65.5	100

6.3 Condición corporal y variables parasitarias

Sobre las correlaciones entre la condición corporal y variables parasitarias para *Gyrodactylus spp.* y *Trichodina spp.*, no se observó una asociación entre el número de parásitos y la condición corporal de los peces (Cuadros 10 y 11).

Cuadro 10. Coeficientes de correlación de Pearson (P-valores) entre variables morfométricas de crías de tilapia y parasitarias referentes a *Gyrodactylus* spp., muestreo de verano, día 10.

	Abundancia	Prevalencia	Intensidad
Peso	-0.1211 (0.739)	0.0735 (0.840)	-0.1425 (0.694)
Talla	-0.1715 (0.635)	-0.0313 (0.931)	-0.3215 (0.365)
Índice de condición corporal	0.1192 (0.743)	0.0431 (0.905)	0.1915 (0.596)

Cuadro 11. Correlación de variables morfométricas de crías de tilapia y parasitarias referentes a *Trichodina* spp., muestreo de verano, día 10.

	Abundancia	Intensidad
Peso	-0.3046 (0.392)	-0.1790 (0.620)
Talla	-0.4178 (0.229)	-0.3327 (0.347)
Índice de condición corporal	0.0458 (0.900)	0.1493 (0.680)

6.4. Composición química del agua

El agua de las peceras en donde se mantuvieron las crías de tilapia correspondientes a cada granja, durante las primeras 24 horas en el muestreo de invierno, y del día 1 al día 10 en el muestreo de verano, se observó dentro de los valores apropiados para el mantenimiento de tilapia (Anexo 1; Balarin y Hatton 1979; Boyd, 1990).

6.5. Supervivencia y crecimiento

Sobre la mortalidad, crecimiento e índice de conversión alimenticia de las crías, variables determinadas en el muestreo de verano, en el Cuadro 12 se presentan sus valores promedio. Las ganancias de peso se observaron diferentes entre granjas. Al igual que la conversión alimenticia. En tres granjas (4, 8 y 9) incluso las crías perdieron peso.

Cuadro 12. Supervivencia, crecimiento y eficiencia alimenticia (ICA), de crías de tilapia del Nilo del muestreo de verano.

Granja	SUP (%)	PIN (g)	PFI (g)	GDP (g)	ICA*
1	80	1.19	1.58	3.90	1.40
2	78	1.25	1.47	2.20	1.80
3	80	1.26	1.62	3.60	1.60
4	72	1.43	1.22	-2.10	-
5	62	2.06	2.07	0-01	3.90
6	98	1.36	1.48	1.20	1.90
7	84	1.38	1.45	0.70	2.30
8	88	1.38	1.29	-0.09	-
9	76	1.86	1.65	-2.10	-
10	82	0.91	1.48	5.70	1.70

*Índice de conversión alimenticia

7. DISCUSIÓN

7.1 Subsistema Cría de Tilapia

Los productores de tilapia de la región Centro Golfo de Veracruz basan su criterio de calidad de la cría que compran, sobre conceptos generales como: peso inicial, supervivencia, y crecimiento de las mismas. Esto basado en el enfoque propio de estudios realizados por Penman y McAndrew (2000), autores, que consideran que la calidad se encuentra principalmente relacionada con: genética y reproducción y Little (2004) con medidas incrementables como el manejo y transporte. Sin embargo, al considerar el cultivo de tilapia como sistema de producción, parece que los productores de la zona de estudio, incluyendo a los autores mencionados, expresan un concepto un tanto simplificado de lo que entienden por sistema de producción de tilapia, e identifican de manera muy general cuatro etapas o “subsistemas” principales del proceso de producción de esos peces: Reproducción, cría, desarrollo y engorda. Sin embargo, un “sistema de producción” sensu Bertalanffy (1972), plantea que un sistema se debe explorar científicamente, el todo y en su totalidad, y estudiar cada una de las partes del mismo.

De manera que haciendo hincapié sobre el enfoque “sistema-tilapia”, parece que lo que se concibe como sistema “tilapia” es una forma general e incompleta que puede no evidenciar etapas importantes que pueden, en cierta manera, pasar desapercibidas y ocultar pérdidas económicas considerables para los productores de esos peces, principalmente engordadores. Por lo que en este estudio se consideró el subsistema (venta de cría, transporte y primeros días de arribo a la granja), eso sustentado por la evidencia de las fuertes pérdidas observadas por los productores en cuanto al inventario de las crías que adquieren, desde la compra de las mismas, hasta los dos meses o etapa de desdoble de la población. Pérdidas que pueden ascender a más del 30% del inventario inicial adquirido.

En el mismo tenor, mediante una óptica científica, Bertalanffy (1972), en concordancia con Cordón (1991), coinciden con la finalidad del presente estudio, en que la fragmentación de un sistema y en este caso por así decirlo el subsistema producción de

cría de tilapia, en sus componentes: venta de cría – transporte – arribo a la granja de engorda y los primeros 10 días de arribo, resulta apropiado para identificar la parte en que puede suceder la muerte o desaparición de ese importante porcentaje de peces. Por lo que fue interesante evaluar la relación de las variables de prevalencia abundancia e intensidad con la calidad de la cría de tilapia que se venden en la región Centro Golfo de estado de Veracruz.

7.2 Variables morfométricas de las crías

En cuanto a los conceptos de producción, peso, talla e índice de condición corporal, y de acuerdo a los que se maneja en la zona y en otras regiones de México con producción de cría de tilapia, las crías evaluadas presentaron un peso promedio de entre 0.7 a 2.0 g, el cual es apropiado tanto para soportar su transporte y registrar una supervivencia elevada \geq al 90 % como lo informan Ramírez-Paredes *et al.* (2012) en crías de tilapia Nilotica en una segunda etapa de desarrollo (30 días del nacimiento) de 1.5g a 35.5g. (peso de desdoble en granjas de Veracruz). Rubio-Godoy *et al.* (2012), también emplearon crías de talla similar a las del presente estudio para evaluar la prevalencia y abundancia de *Gyrodactylus spp.* a partir de un mes de edad. Las crías presentaron una buena condición corporal, sin diferencias entre las más pequeñas de 0.70 g (del muestreo de invierno) con condición corporal de 1.37, las cuales no se observaron diferentes con respecto a las más grandes de 2.06 g del muestreo de verano que presentaron una condición corporal de 1.34. Por lo que en función con la talla y peso de las crías en ambos muestreos, no se consideran como factores relacionados con la mortalidad y por lo tanto con la calidad de las crías. De la misma manera Rubio-Godoy *et al.* (2012), no encontraron afectación del peso asociado con la intensidad de ectoparásitos, de hecho, la carga parasitaria disminuyó paulatinamente hasta los doce meses de estudio. Esto atribuido a la respuesta inmune de los peces.

En el presente estudio, tal vez por del agua de las peceras, llenas con agua clara (oligotrófica), que no suele contener alimento natural, como las microalgas y que representan alimento adicional, por lo que las crías de algunas granjas, no crecieron. Esto puede ser incluso reflejado ocasiona o frecuentemente en las granjas, que puede ser un factor de mortalidad de crías. Por tal motivo al parecer se confirma que, dentro de los

días posteriores a la salida de los peces de las granjas reproductoras, son críticos sobre la supervivencia de los peces. Por lo que se deberá prestar más atención sobre este particular

7.3 Influencia del ambiente

A excepción de la temperatura del agua, el resto de las variables fisicoquímicas determinadas, presentaron niveles adecuados para el cultivo de tilapia, como lo informan Balarin y Hatton (1990) y Boyd (1990). El número de ectoparásitos por pez, no variaron acentuadamente entre granjas, sin embargo se registraron más en el muestreo de verano en relación con el de invierno, lo cual concuerda con estudios de otros autores, que observaron una relación directamente proporcional entre factores ambientales, principalmente temperatura, con la dinámica de *Gyrodactylus*, tanto en peces cultivados (Jansen y Bakke, 1991) y silvestres (Winger *et al.*, 2008). El efecto de la temperatura afecta a las tilapias, como lo informaron Medina-Romo *et al.* (2018) esto debido a su condición poiquiloterma. Estos autores, evaluaron que la tilapia sintética Pargo-UNAM, presentó su mejor eficiencia productiva a 29 °C, lo que puede también inferir en la defensa inmunológica de estos cíclidos. Otros factores que pueden influir sobre esas variables parasitarias son el sexo y edad de los peces, como lo informa (Bakke *et al.*, 2002), sin embargo, las crías que se muestrearon son propiamente machos y de la misma etapa y edad similar. Caso contrario fue el de Rubio-Godoy *et al.* (2012), quienes no encontraron influencia de la temperatura sobre los distintos indicadores parasitarios y esos autores, informaron en su estudio de un año, que la intensidad promedio de *Gyrodactylus* varió entre meses y entre grupos genéticos. En este sentido, el estudio de Rubio-Godoy *et al.* (2012), relacionaron el grado de infestación del trematodo *Gyrodactylus*, el cual se presentó en diferente intensidad de infestación en cuatro grupos genéticos de tilapia. Rubio-Godoy (2011), también asoció diferente resistencia de dos grupos genéticos rojos de tilapia con su resistencia al trematodo monogéneo *Neobenedenia* sp. en agua marina en Veracruz, México. Por lo cual parece importante en subsecuentes estudios valorar o comparar los distintos grupos genéticos de tilapia que se cultivan en Veracruz y su relación con los distintos ectoparásitos existentes en la zona.

7.4 Infestación de *Trichodina* spp.

Al igual que *Gyrodactylus*, este parásito se presentó también en mayor intensidad en la época de verano, concordando con la influencia estacionaria sobre su presencia, como lo informan Jansen y Bakke (1991) y de silvestres (Winger *et al.*, 2008). En especial este parásito, no debería estar presente en las crías que se expenden en las granjas reproductoras, porque su presencia es sinónimo de un descuido e higiene básica que no debería de pasar, toda vez que se puede eliminar fácilmente con baños cortos de sal.

Finalmente cabe recordar que la presencia de los ectoparásitos encontrados en las granjas de la zona centro norte del estado de Veracruz, en donde llevan a cabo la reproducción de tilapia en agua dulce, sobre todo *Gyrodactylus*, en los grados de infestación encontrados, no dañan la calidad de la cría como lo informó también Rubio-Godoy *et al.* (2012). Sin embargo, también es muy importante evitar que por medio del mismo parásito se puedan diseminar bacterias y virus como *Francicela* spp., y el virus del lago de la tilapia. Al mismo tiempo cuidar el manejo antes del empaque, durante el transporte, el arribo de las crías a la granja y su cuidado sobre todo en los primeros 10 días de estancia en las granjas de engorda.

8. CONCLUSIONES

La calidad de las crías de tilapia no se vio afectada por la presencia de ectoparásitos.

No se observó una influencia significativa de la presencia de los ectoparásitos sobre el crecimiento y talla de los peces.

Los niveles de abundancia de ectoparásitos registrados, no influyeron sobre la supervivencia de las crías de tilapia.

El índice de condición corporal, no se vio afectado por la presencia de ectoparásitos en crías de tilapia.

9. LITERATURA CITADA

- Arredondo-Figueroa J. L. y S. Lozano-Gracia. 1996. El cultivo de la tilapia en México. Primer Curso Internacional de Producción de Tilapia. Del 20 al 22 de junio de 1996: 7–18.
- Bakke T. A., P.D. Harris and J. Cable. 2002. Host specificity dynamics: observations on *Gyrodactylid* monogeneans. *International Journal for Parasitology* 32: 281–308.
- Balarin J.D. and J.P. Hatton. 1979. *Tilapia: A Guide to their biology and culture in Africa*, 174pp. University of Stirling, Scotland, UK.
- Bartley D. M., B.M.G. Reantaso and Subasinghe R. P. A. 2006. Risk analysis frame work for aquatic animal health management in marine stock enhancement programmes. *Fisheries Research* 80: 28–36.
- Bentsen H.B., A.E Eknath., M.S. Palada-de Vera., J.C. Danting., H.L. Bolivar., R.A. Reyes., E.E. Dionisio., F.M. Longalong., A.V. Circa., M.L. Tayamen and B. Gjerde. 1998. Genetic improvement of farmed tilapias: growth performance in a complete diallel cross experiment with eight strains of *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*, 160(1-2):145-173.
- Bertalanffy L. 1972. The history and status of general systems theory. *The Academy of Management Journal* 15(4): 407-426.
- Berthe F., H. Jie., V. Vidal-Martínez., I. Ernst., B. Hjeltnes., A. Gallardo-Lagno. 2014. *World Organization for Animal Health (OIE)*. Paris.
- Bhujel R.C. 2014. *A Manual for Tilapia Business Management*. CABI. 199p.
- Blanco D. (2018). <http://www.elfinanciero.com.mx/economia/acuacultura-crece-siete-veces-mas-que-el-pib-y-se-queda-con-hambre> (Consultado el 24 de noviembre de 2018).
- Bostock J. B., B.J. McAndrew., R. Richards., K. Jauncey., K. Telfer., K. Lorenzen., D. Little., L. Ross., N. Handisyde., I. Gatward I. and R. Corner. 2010. Aquaculture: global status and trends. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*. (2010) 365: 2897-2912. DOI: 10.1098/rstb.2010.0170
- Boungou M. K., G. Marques and Sawadogo B. 2008. L. Dynamics of population of five parasitic monogeneans of *Oreochromis niloticus* Linné, 1757 in the Dam of

- Loumbila and possible interest in intensive pisciculture. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 11:1317–1323.
- Boyd C.E. 1990. *Water quality in ponds for aquaculture*, 482 pp. Birmingham Publishing, USA.
- Bush A.O., J.C. Fernandez., G.W. Esch., R. Seed. 2001. *Parasitism: The diversity and ecology of animal parasites*. Cambridge University Press. UK.
- Campos N. P., L. Muñoz, L. Sánchez, L. Capurro-Filograsso y O. Llánes. 2012. Acuicultura: estado actual y retos de la investigación en México. *Revista AquaTIC*, 37: 20-25.
- CONAPESCA. 2017. *Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca México*. 192 p
- Conroy G., y D. Conroy. 2004. Importantes enfermedades detectadas en tilapias cultivadas en América Latina. *Panorama Acuícola*, 6:20–5.
- Conroy G., y D. Conroy. 2004. Importantes enfermedades detectadas en tilapias cultivadas en América Latina. *Panorama Acuicola*, 6:20–5.
- Contreras-MacBeath T., M.T. Gaspar-Dillanes., L. Huidobro-Campos., H. Mejía-Mojica. 2014. Peces Invasores en el centro de México. *Rev. Especies acuáticas invasoras en México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. pp. 413-424.
- Cordón B.F. 1991. *La naturaleza del hombre a la luz de su origen biológico*. Anthropos Editorial. Barcelona, España. 172 p.
- Cribb T. H., L.A. Chisholm and Bray, R. A. 2002. Diversity in the Monogenea and Digenea: does lifestyle matter? *International Journal for Parasitology*, 32: 321–328.
- Cusack R. and D.K. Cone. 1986. A review of parasites as vectors of viral and bacterial diseases of fish. *J. Fish Dis.* 9, 169-171.
- Del-Pozo J., N. Mishra., R. Kabuusu., S. Cheetham., A. Eldar., E. Bacharach., Lipkin W.I. and H.W. Ferguson. 2016. Syncytial hepatitis of tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) is associated with Orthomyxovirus-LikeVirions in hepatocytes. *Veterinary Pathology*. <https://doi.org/10.1177/0300985816658100>
- DeWandel R. 1995. Annual tilapia situation and outlook report. *Aquaculture Magazine* 25:6-11.

- Edwards P. 2015. Aquaculture environment interactions: Past, present and likely future trends. *Aquaculture*. 447 (1): 2-14.
- El-Amin M., H. Suliman-Ahmed. And J. Al-Harbi. 2016. Prevalence and seasonal variation of ectoparasites in cultured Nile tilapia *Oreochromis niloticus* in Saudi Arabia *Parasite Dis* 40(4):1487–1493.
- El-Azez H.H.M.A. 1999. Trichodiniasis in farmed freshwater tilapia in Eastern Saudi Arabia. *J. KAU: Marine Science*, 10: 157-168.
- El-Sayed A. 2006. *Tilapia Culture*. Oceanography Department, Faculty of Science, Alexandria University, Alexandria, Egypt. CABI Publishing. 277 p.
- FAO 2016. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. <http://www.fao.org/3/a-i5555s.pdf>
- FAO 2018. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. <http://www.fao.org/aquaculture/es/>
- Fitzsimmons K. 2000. Tilapia aquaculture in Mexico. *The World Aquaculture Society* 2. 171-183.
- Flores-Crespo J. y R. Flores-Crespo. 2003. Monogéneos, parásitos de peces en México: Estudio recopilativo. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 41, (2):175-192.
- Florin-Christensen M. y L. Schnittger (Editors). 2018. *Parasitic protozoa of farm animals and pets*. Springer. 438p.
- Florio Flores D., A. Gustinelli., M. Caffara M., F. Turci., F. Quaglio., R. Konecny., *et al.* 2009. Veterinary and public health aspects in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus niloticus*) aquaculture in Kenya, Uganda and Ethiopia. *Ittiopatol*, 6:51–93.
- Frankic A. C. Hershner. 2003. Sustainable aquaculture: developing the promise of aquaculture. *Aquaculture International* 11: 517-530.
- García-Ortega A. y O. Calvario-Martínez. 2008. *Manual de Buenas Prácticas de Producción Acuícola de Tilapia para la Inocuidad Alimentaria*. SENASICA-SAGARPA, México. 158p.
- Garduño-Lugo M., I. Granados-Álvarez and Olvera-Nova, M.A. 2003. Comparison of growth, fillet yield and proximate composition between Stirling Nile tilapia (wild

- type) (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus) and red hybrid tilapia (Florida red tilapia x Stirling red *O. niloticus*) males. *Aquaculture Research* 34 (12), 1023-1028.
- Garduño-Lugo M., J.R. Herrera- Solís., J.O. Angulo-Guerrero. 2007. Nutrient composition and sensory evaluation of fillets from wild-type Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus) and a red hybrid (Florida red tilapia x red *O. niloticus*). *Aquaculture Research* 38 (10), 1074-1081
- Gliessman S. R. 1990a. Integrating trees into agriculture: The home garden agroecosystem as an example of agroforestry in the tropics. In S. R. Gliessman. Gliessman S. R. (Eds.). 1990b. *Agroecology: Researching the Ecological Basis for Sustainable Agriculture*. Springer-Verlag: New York.
- Gliessman S.R. 2004. Agroecology and agroecosystems. In: Rickerl, D. and Francis, D. (Eds.) *Agroecosystems Analysis*. Agronomy Monograph No. 43.
- Goater T.M., C.P. Goater y G.W. Esch. 2014. *Parasitism. The diversity and ecology of animal parasites*. Second Ed. Cambridge University Press. 498p.
- Goode W.J. y P.K. Hatt. 1972. *Métodos de investigación social*. Editorial Trillas, México. 469 p.
- Guo F. C. and P.T.K. Woo, P. T. K. 2009. Selected parasitosis in cultured and wild fish. *Veterinary Parasitology*, 163: 207–216.
- Gutierrez-Yurrita P.J. 1999. *La acuicultura en México: Época prehispánica y colonial*.
- Hastings, P. H. Walker, R. Granty. 2014. *Fishes. A Guide to Their Diversity*. University of California Press.
- Hatcher M.J. y A.M. Dunn. 2011. *Parasites in Ecological Communities. From Interactions to Ecosystems*. Cambridge University Press. 445p.
- Hernández-Xolocotzi. 1977. *Agroecosistemas de México: contribuciones a la enseñanza, investigación y divulgación agrícola*. Colegio de Postgraduados. Chapingo, Estado de México. 559 p. Segunda edición 1981.
- Herrscher E.G. 2005. *Pensamiento sistémico. Caminar el cambio o cambiar el camino*. 1ª ed. 2ª reimp. Buenos Aires: Granica. 272 p.
- Hofman P. (Editor). 2016. *Infectious Disease and Parasites*. Springer Reference. 343p.

- Hulata G. 1995. A review of genetic improvement of the common carp (*Cyprinus carpio* L.) and other cyprinids by crossbreeding, hybridization and selection. *Aquaculture*, 129:143-155.
- INAFED. 2005. Instituto Nacional para el Federalismo y El Desarrollo Municipal.
- INTERVET. 2005. [URL:http://aqua.intevet.com/news/2005-11-16 - Disease-Tilapia.asp](http://aqua.intevet.com/news/2005-11-16 - Disease-Tilapia.asp).
- Jansen P.A. and T.A. Bakke. 1991. Temperature-dependent reproduction and survival of *Gyrodactylus salaris* Malmberg, 1957 (Platyhelminthes: Monogenea) on Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) Zoological Museum, University of Oslo, Sars Gt 1, N-0562 Oslo 5, Norway.
- Jiménez-García M.I., M.D. Castañeda-Chávez, S.B. Cruz-Ordoñez and M.L. Pérez-Fosado. 2007. Parasite Characterization in Juvenile and Fry Tilapias Cultured in Veracruz, México. The first North American meeting of American Society of Parasitologists. Sociedad Mexicana de Parasitología & Parasitology section of the Canadian Society of Zoologists. pp.140. http://asp.unl.edu/asp_pdf/2007-ASP-SMP-Program-V2.pdf
- Jiménez-García M.I., C.R. Rojas-García, F. Lango-Reynoso and Ma. Del R. Castañeda-Chávez. 2012. Growth enhancement, survival and decrease of ectoparasitic infections in masculinized Nile tilapia fry in a recirculating aquaculture system. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 15, Sup. 2:51-56.
- Jiménez-García M.I., V.M. Vidal-Martínez and S. López-Jiménez. 2001. Monogeneans in introduced and native cichlids in México: evidence of transfer. *Journal of Parasitology*, 87:907-909.
- Jiménez-Guzmán F., H. Garza-Fernández F. Segovia Salinas, L. Galaviz-Silva, F. Iruegas-Buentello, J.M. Adame y N. Salinas-López. 1988. *Parásitos y Enfermedades de la Tilapia*. Publicación Técnica No. 3. FONDEPESCA-UANL, México. 109p.
- Johnsen B. O. and A.J. Jensen. 1986. Infestations of Atlantic salmon, *Salmo salar*, by *Gyrodactylus salaris* in Norwegian rivers. *Journal of Fish Biology*, 29: 233–241.
- Little D.C. 2004. Delivering better quality tilapia seed to farmers. Institute of Aquaculture, University of Stirling, Stirling, FK9 4LA, Scotland, UK.

- Lovshin L.L. and A.B. Da Silva. 1975. Culture of monosex hybrid tilapias. FAO/CIFA Symposium on Aquaculture in Africa. Accra, Ghana, 30 September to 6 October. CIFA/75/SR/9, 16 pp.
- Lucas J.S., P.C. Southgate y C.S. Tucker (Editors). 2019. Aquaculture. Farming aquatic animals and plants. Third Ed. WILEY Blackwell. 642p.
- Lucius R., B. Loos-Frank, R.P. Lane, R. Poulin, C.W. Roberts y R.K. Grensis. 2017. The biology of parasites. WILEY-VCH. 452p.
- Madanire-Moyo G. and M. Barson 2010. Diversity of metazoan parasites of the African catfish (*Clarias gariepinus*) (Burchell, 1822) as indicators of pollution in a subtropical African river system. J. Helminthol, 84:216–227.
- McAndrew B.J. and K.C. Majumdar. 1989. Tilapia stock identification using electrophoretic markers. Aquaculture, 30:249-261.
- Medina-Romo Z.E., F. Díaz., A.D. Re-Araujo., L. Ibarra-Castro., M. Garduño-Lugo., E.R. Latorre-Pozos., E. Larios-Soriano and Carlos Rosas. 2018. Thermal tolerance and aerobic scope of tetra-hybrid tilapia Pargo-UNAM. Lat. Am. J. Aquat. Res., 46(5): 935-944.
- Mehlhorn H. (Editor). 2015. Host manipulations by parasites and viruses. Springer. 192p.
- Mehlhorn H. 2016. Animal parasites. Diagnosis, treatment, prevention. Springer. 719p.
- Meyer F.P. 1991. Aquaculture disease and health management. Journal of Animal Science, 69: 4201 -4208.
- Morales A. 1974. Datos biológicos. El cultivo de la tilapia en México. Instituto Nacional de la Pesca. INP 24-25 p.
- Munro A.L.S. 1982. The pathogenesis of bacterial diseases of fishes. In: Roberts RJ (Eds.). Microbial Diseases of Fishes. Academic Press, London, 1982: 115-149.
- Noga E. J. 2010. Fish disease, diagnosis and treatment. Second edition. Wiley-Blackwell Vol. 8 pp. 123-138.
- OIE. 2012. Prevenir y controlar las enfermedades de los animales acuáticos: ¿cuáles son las acciones de la OIE?: OIE - World Organization for Animal Health. Organización Mundial de Sanidad Animal.

- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. FAO (2018)
<http://www.fao.org/aquaculture/es/>
- Paperna I. 1991. Diseases caused by parasites in the aquaculture of warm water fish. Annual Review of Fish Diseases 1: 155-194. [https://doi.org/10.1016/0959-8030\(91\)90028-I](https://doi.org/10.1016/0959-8030(91)90028-I).
- Paredes-Trujillo A., I. Velázquez-Abunader., E. Torres-Irineo, D. Romero and V. M. Vidal-Martínez. 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
- Penman D.J. and B.J. McAndrew. 2000. Genetics for the management and improvement of cultured tilapias. pp. 227-226. In: M.C.M. Beveridge and B.J. McAndrew (Eds.). Tilapias: Biology and exploitation. Fisheries Series 25 Kluwer, Dordrecht, the Netherlands.
- Peña-Mendoza B. J., H. Gómez-Márquez., D. Salgado-Hugarte and D. Ramirez-Noguera. (2005). Reproductive biology of *Oreochromis niloticus* (Perciformes: Cichlidae) at Emiliano Zapata dam, Morelos, México. Revista de Biología Tropical. 53 (3-4): 515-522.
- Pérez-Ponce de León G., Rosas-Valdez R., B. Aguilar-Aguilar, C. Mendoza-Garfias, L. Mendoza-Palmero, A. García-Prieto, R. Rojas-Sanchez, R. Briosio-Aguilar, O. Pérez-Rodríguez and O. Domínguez-Domínguez. 2010. Helminth parasites of freshwater fishes in the Nazas river basin, Northern Mexico. Check List, 6(1): 25-34.
- Perschbacher P.W. y R.R. Stickney (Editors). 2017. Tilapia in intensive co-culture. Wiley Blackwell. 374p.
- Plumb J.A. and D. Zilberg .1999. The lethal dose of largemouth bass virus in juvenile largemouth bass and the comparative susceptibility of striped bass. Journal of Aquatic Animal Health, 11: 246 – 252.
- Ramírez-Paredes G., M. Garduño-Lugo and G. Muñoz-Córdova. 2012. Productive performance of a new synthetic red tilapia population 'Pargo-UNAM' compared with

- that of wild-type Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquaculture Research*, 43: 870-878. doi:10.1111/j.1365-2109.2011.02902.x
- Reddy P.K. and J.F. Leatherland 1998. Stress Physiology. In: Leatherland, Woo, J.F, PTK (Eds.). *Fish Diseases and Disorders*. Volume 2. Non-infectious Disorders. CABI-Publishing. London pp. 279-301.
- Roberts R.J. (Eds.). *Fish Pathology* (3th edition). W.B. Saunders. 472 pp.
- Rojas-Soriano R. 2002. *Investigación social. Teoría y praxis*. Plaza y Valdéz. Folios Universitarios. México. 190 p.
- Rubio-Godoy M. 2010. Inmunología de los peces óseos. Revision / Teleost fish immunology. Review. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, Vol. 1, p. 43-57.
- Rubio-Godoy M., A. Montiel-Leyva., J.A Martínez-Hernández. 2011. Comparative susceptibility of two different genetic types of tilapia to *Neobenedenia* sp. (Monogenea). *Diseases of Aquatic Organisms* 93, 171-177. Doi: 10.3354/dao02287
- Rubio-Godoy M., G. Muñoz-Córdova., M. Garduño-Lugo M., M. Salazar-Ulloa and G. Mercado-Vidal. 2012. Microhabitat use, not temperature, regulates intensity of *Gyrodactylus cichlidarum* long-term infection on farmed tilapia—are parasites evading competition or immunity? *Veterinary Parasitology*, 183: 305–316.
- Ruiz-Rosado, O. 2006. Agroecología: una disciplina que tiende a la transdisciplina. *Interciencia*, 31(2): 140-145.
- Salgado-Maldonado, G. y M. Rubio-Godoy. 2014. Helminths parasites of freshwater fish introduced in: *Especies acuáticas invasoras de México*. R. Mendoza y P. Koleff. (Eds.). Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 269-286 pp.
- Sánchez-Jerez P. I., F. Karakassis., D. Massa., J. Fezzardi., D. Aguilar., R. Soto., P. Chapela P., J. Avila., P. Macias., G. Tomassetti., J. Marino., V. Borg., G. Franicevic., I. Yucel., X. Fleming., H. Biao H., H. Nhhala., A. Hamza., T. Forcada and Dempster. 2016. Aquaculture's struggles for space: the need for coastal spatial planning and the potential benefits of Allocated Zones for Aquaculture

- (AZAs) to avoid conflict and promote sustainability. *Aquaculture Environment Interactions*, 8: 41-54. <https://doi.org/10.3354/aei00161>
- SENASICA. 2001. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. <http://www.senasica.gob.mx/?doc=743>
- Shumway S. C., R. Davis., R. Downey., J. Karney., J. Kraeuter., R. Parsons., G. Rheault and Wikforts. 2003. Shellfish aquaculture- in praise of sustainable economies and environments. *World Aquaculture*, 34 (4): 8-10.
- Spiegel M.R. 1997. Estadística. Segunda edición. McGraw-Hill. Madrid, 556p.
- Stickney R.R. 2005. Aquaculture. An Introductory Text. CABI Publishing. 265p.
- Subasinghe R. P. 2005. Epidemiological approach to aquatic animal health management: opportunities and challenges for developing countries to increase aquatic production through aquaculture. *Prev. Vet. Med.*, 67: 117–124.
- Thomas, F., F. Renaud y J.-F. Guégan (Editors). 2005. Parasitism and ecosystems. Oxford University Press. 221p.
- Thoney D., A.W.J. Hargis Jr. 1991. Monogenea (Platyhelminthes) as hazards for fish in confinement. *Annual Review of Fish Diseases*, 1: 133–153.
- Troell M. P., N. Tyedmers., P. Kautsky and P. Rönnbäck. 2004. Aquaculture and energy use. *Encyclopedia of Energy* 1: 7-108.
- Vega-Villasante F., M.C, Cortés-Lara., B. Jaime-Ceballos., J. Galindo-López., M.E.R. Basto-Rosales., H. Nolasco-Soria. 2010. Small-scale culture of tilapia (*Oreochromis niloticus*), alimentary alternative for rural and peri-urban families in Mexico? *Revista Electrónica de Veterinaria*, Vol. 11(4): www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040410.html
- Watanabe W., T. Losordo., K. Fitzsimmons., F. Hanley. 2001. Tilapia production systems in the Americas: technological advances, trends, and challenges. *Fisheries Sci.* 2002; 3:465–98.
- Wedemeyer, G.A. 1970. The role of stress in disease resistance of fishes. In: Snieszko SF (Ed.) A symposium on diseases of fishes and shellfishes. American Fisheries Society, Special Publication No. 5, Bethesda, MD. Pp. 30-35.

- Winger A.C., M. Kanck., R. Kristoffersen. 2008. Seasonal dynamics and persistence of *Gyrodactylus salaris* in two riverine anadromous Arctic charr populations
Environmental Biology of Fishes DOI: 10.1007/s10641-007-9274-x
- Wood B.P., R.A. Matthews. 1987. The immune response of the thick-lipped mullet *Chelon labrosus* (Risso, 1826), to metacercarial infection of a *Cryptocotyle lingua* (Creplin, 1825). Journal of Fish Biology, 31 (suppl): 175-183.
- Wootton R. 2012. The Parasitology of Teleosts *in* Fish Pathology. Ronald J. Roberts. (Ed.). Fourth Edition. Wiley-Blackweel Editorial. United Kingdom 581 pp.
- Wurtsbaugh W.A. and T.R. Alfaro. 1998. Mass mortality of fishes in Lake Titicaca (Peru-Bolivia) associated with the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifiliis*. Transactions of the American Fisheries Society, 117: 213-217.
- Xu D.H., C.A. Shoemaker and P.H. Klesius. 2007. Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). J. Fish Dis., 30: 233-238.
- Zaccone G., C. Perriere A. Mathis y B.G. Kapoor (Editors). 2009. Fish defenses. Volume 2. Pathogens, Parasites and Predators. Science Publishers. 400p.

10. ANEXOS

Anexo 1. Variables fisicoquímicas del agua de las peceras donde se recibieron y mantuvieron las crías de tilapia en el día 1 en el muestreo de invierno y el promedio día de las mediciones diarias del día 1 al 10, en el muestreo de verano.

Granja**	Muestreo de invierno*				
	°C	O ₂	pH	NH ₄	NO ₂
G1	23	ND	7.8	2.4	1.6
G2	24	ND	7.8	2.4	1.6
G3	24	ND	7.8	2.4	1.6
G4	23	ND	7.8	2.4	1.6
G5	23	ND	7.8	2.4	1.6
G6	23	ND	7.8	2.4	1.6
	Muestreo de verano				
Granja	°C	O ₂ (ppm) ²	pH	NH ₄ (ppm) ³	NO ₂ (ppm) ⁴
G1	29.9±1.05	3.53±1.54	7.16±0.53	4.27±1.30	0.25±0.17
G2	29.4±1.10	3.79±1.31	7.17±0.56	4.77±1.45	0.25±0.19
G3	29.7±1.18	4.52±1.36	7.27±0.55	4.44±1.36	0.27±0.22
G4	29.3±0.89	4.92±1.28	7.36±0.41	3.78±1.74	0.25±0.20
G5	28.8±0.81	3.86±1.50	7.25±0.50	4.79±1.25	0.17±0.16
G6	29.1±0.91	4.65±1.39	7.37±0.44	3.21±2.07	0.27±0.25
G7	29.2±1.07	3.05±1.71	7.28±0.41	3.87±2.26	0.25±0.30
G8	29.5±1.19	4.95±1.42	7.39±0.38	4.03±2.13	0.28±0.25
G9	28.7±0.94	3.35±1.17	7.21±0.43	5.04±1.49	0.15±0.14
G10	29.0±1.02	4.01±1.61	7.20±0.37	5.07±1.28	0.44±0.15

*Un solo evento, ** La numeración de las granjas, no representa la misma granja de verano ¹ Valores promedio ± desviación estándar: ² Oxígeno disuelto, ³ Amonio, ⁴ Nitritos. ND, no determinado.