

UNIVERSIDAD DEL PAPALOAPAN

CAMPUS LOMA BONITA

INGENIERÍA EN ACUICULTURA

TESIS

ANÁLISIS PARASITOLÓGICO DE TILAPIA DEL NILO
(*Oreochromis niloticus*) CULTIVADA EN EL EMBALSE
DE LA PRESA MIGUEL DE LA MADRID, SAN LUCAS
OJITLÁN, OAXACA, MÉXICO

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERO EN ACUICULTURA

PRESENTA
ELEAZAR GUTIÉRREZ CUBILLAS

DIRECTORA
M. EN C. CAROLINA ANTONIO ESTRADA

CO-DIRECTOR
M. EN C. SERAPIO LÓPEZ JIMÉNEZ



Universidad del Papaloapan

Terra Uberrima, Mons Aperta

CLAVE: 20ESU3001

Ingeniería en Acuicultura

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

LA PRESENTE TESIS TITULADA “ANÁLISIS PARASITOLÓGICO DE TILAPIA DEL NILO (*Oreochromis niloticus*) CULTIVADA EN EL EMBALSE DE LA PRESA MIGUEL DE LA MADRID, SAN LUCAS OJITLÁN, OAXACA, MÉXICO”, PRESENTADA POR EL PASANTE ELEAZAR GUTIÉRREZ CUBILLAS, BAJO LA DIRECCIÓN DE LA M. C. CAROLINA ANTONIO ESTRADA Y CO-DIRECCIÓN DEL M. C. SERAPIO LÓPEZ JIMÉNEZ, HA SIDO REVISADA Y ACEPTADA POR EL JURADO EXAMINADOR PARA SER DEFENDIDA EN EL EXAMEN PROFESIONAL Y OBTENER EL TÍTULO DE INGENIERO EN ACUICULTURA.

JURADO EXAMINADOR

M. C. CAROLINA ANTONIO ESTRADA

DIRECTORA

M. C. SERAPIO LÓPEZ JIMÉNEZ

CO-DIRECTOR

DR. JUAN PABLO ALCÁNTAR
VÁZQUEZ

REVISOR

DR. NICOLÁS VALENZUELA
JIMÉNEZ

REVISOR

M. C. RAÚL MORENO
DE LA TORRE

REVISOR

LOMA BONITA, OAXACA. 2017

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por darme la vida y permitirme cumplir esta meta de poder culminar mi formación profesional, dándome la fortaleza para vencer los obstáculos y adversidades que se presentaron durante este proyecto de vida.

A mis padres Alberto Gutiérrez Santiago y Anastasia Cubillas Díaz, por ser parte importante en mi vida, brindarme su apoyo en todo momento, por los valores inculcados y por haberme dado la oportunidad de tener una excelente educación en el transcurso de mi vida.

A mis hermanas Faustina Gutiérrez Cubillas y Guadalupe por ser parte importante de mi vida y por brindarme siempre su apoyo en cada uno de los momentos que fue necesario.

A la Universidad del Papaloapan por permitirme ser parte de esta institución, prepararme profesionalmente mediante una educación integral y brindarme siempre su apoyo durante mi estancia en la institución.

A la M. en C. Carolina Antonio Estrada, por su confianza e invitarme a realizar el presente trabajo, por su apoyo brindado y por sus enseñanzas.

Al M. en C. Serapio López Jiménez, por sus enseñanzas, su apoyo, dedicación y paciencia, que sin duda fueron fundamental para la realización del presente trabajo.

A los profesores que formaron parte del equipo de revisores de tesis, Dr. Juan Pablo Alcántar Vázquez, Dr. Nicolás Valenzuela Jiménez y M. en C. Raúl Moreno de la Torre, por el apoyo y sugerencias brindadas que han permitido mejorar y culminar el presente trabajo.

A mis amigos; Yeimi, Topacio, Susana, Roció, Irma, Adriana, Miguel, Urbano y Erwuin, que estuvieron siempre conmigo en cada uno de los buenos y malos momentos, motivándome a pesar de la distancia a seguir esforzándome para alcanzar esta meta.

A los productores Ángel Montero Vázquez, Emilia Marcial Lucas, Olegario Chino Campos, Braulio Márquez García, Clemente Cumplido Ahuja y Erasmo Castellanos López, integrantes del Comité Estatal de Sistema Producto Tilapia de Oaxaca, A.C. por la donación de las muestras necesarias para la realización del presente trabajo y por su apoyo brindado en cada uno de los muestreos.

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a Dios, a mis padres Alberto y Anastasia, a mis hermanas Faustina y Guadalupe y a mi sobrina Ana, por estar siempre conmigo y sin duda, motivarme siempre en este caminar para alcanzar este gran logro.

RESUMEN

Actualmente la producción de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en el embalse de la Presa Miguel de la Madrid Hurtado (Cerro de Oro) asciende a 1000 ton anuales, cifra que ha rebasado las expectativas respecto al crecimiento y desarrollo de la acuicultura en la región hasta hace una década. A pesar de que la producción de tilapia del Nilo en la Presa Cerro de Oro genera una derrama económica de más de 45 millones de pesos al año en el estado de Oaxaca, el despegue de esta actividad aún no se realiza en su totalidad debido a factores biológicos que afectan tanto la calidad del cultivo como la rentabilidad de este. De acuerdo con esto y con base en que hasta el momento no se han realizado estudios acerca de la parasitofauna que infecta a la tilapia del Nilo cultivada en esta zona, el presente trabajo planteó como objetivo principal la identificación y cuantificación de parásitos infectantes en tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Cerro de Oro. Para este trabajo, se utilizaron muestras de peces de diferentes tallas de cultivo recolectados al azar de jaulas flotantes, ubicadas en la presa y en diferentes puntos de muestreo.

Los resultados mostraron una prevalencia general de infección parasitaria del 95.55 %, siendo los responsables, parásitos de los géneros *Cichlidogyrus* y *Scutogyrus* de la clase Monogenea y del género *Myzobdella* de la subclase Hirudinea de la clase Clitellata. La presencia de estos parásitos se detectó únicamente en arcos branquiales para el caso de los monogéneos y en cavidad bucal los hirudíneos, afectando principalmente tallas de cultivo de entre 70 y 173 g, con una intensidad de infestación de 122.93 parásitos/pez y prevalencia del 100 % en estas tallas. Sin embargo, no se observaron efectos negativos aparentes y los parásitos encontrados no representan riesgo para el consumidor.

Palabras clave: parásitos, infestación, prevalencia, tilapia.

ABSTRACT

Currently, the production of tilapia (*Oreochromis niloticus*) obtained from the reservoir Miguel de la Madrid Hurtado (Cerro de Oro) reaches 1000 tons per year; volume that has largely exceeded the expectations made one decade ago about the growth and development of aquaculture producers in this zone. However, although the production of Nile tilapia in the Cerro de Oro dam generates an economic impact of more than 45 million pesos in the state of Oaxaca every year, the full potential of this activity is not yet carried out entirely due to certain limitations, including unknown biological factors affecting, both, the culture quality and its profitability. In accordance with the above, and based on that so far studies on the parasitic fauna that are present in the cultured fish have not been yet performed in this area, this work have as main objective the identification and quantification of infective Nile tilapia (*O. niloticus*) parasites present in the fish produced in the Miguel de la Madrid dam. For this work, random samples of fish reared in floating cages were used. Three different sizes and different sampling points were analyzed.

The study found an overall prevalence of parasitic infestation of 95.55%, caused by the presence of the *Scutogyrus* and *Cichlidogyrus* genera belonging to the Monogenea class, as well as the genus *Myzobdella* of the Hirudinea subclass belonging to the Clitellata class. The presence of these parasites was detected, in the case of the monogeneans, only in the branchial arches and in the case of the hirudineans only in the oral cavity, both, mainly affecting fish sizes between 70 and 173 g., with an intensity of infestation 122.93 parasites per fish and a 100 % prevalence in the fish of this sizes.

Key words: parasites, infestation, prevalence, tilapia.

ÍNDICE

	Pág.
RESUMEN.....	iv
ABSTRACT.....	v
INDICE DE CUADROS.....	vi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	ix
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. MARCO TEÓRICO.....	2
1.1.1. Acuicultura.....	2
1.1.2. Especies acuícolas de interés comercial en la región del Papaloapan.....	6
1.1.3. Factores que afectan el crecimiento y desarrollo de la acuicultura.....	8
1.1.4. Enfermedades humanas causadas por la ingesta de peces infectados por parásitos.....	2
1.2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	2
1.3. ANTECEDENTES.....	2
1.4. JUSTIFICACIÓN.....	2
1.5. HIPÓTESIS.....	2
1.6. OBJETIVOS.....	2
1.6.1. Objetivo general.....	2
1.6.2. Objetivos particulares.....	3
2. MATERIALES Y MÉTODOS.....	3
2.1. MUESTREO.....	3
2.2. MÉTODOS.....	3
2.2.1. Captura de peces.....	3
2.2.2. Sacrificio.....	3
2.2.3. Caracterización física.....	3
2.2.4. Análisis parasitológico externo.....	3
2.2.5. Análisis parasitológico interno.....	3
2.2.6. Identificación.....	3
	vi

2.3. ANÁLISIS DE DATOS.....	3
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	3
3.1. Prevalencia de infección parasitaria en tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.....	3
3.2. Intensidad parasitaria en tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.....	4
3.3. Concentración parasitaria (parásitos/g) en tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.	4
3.4. Identificación y descripción morfométrica de parásitos encontrados en tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.....	4
3.4.1. Redescipción morfométrica de <i>Cichlidogyrus halli</i>	4
3.4.2. Redescipción morfométrica de <i>C.tilapiae</i>	5
3.4.3. Redescipción morfométrica de <i>C. sclerosus</i>	6
3.4.4. Redescipción morfométrica de <i>C. thurstonae</i>	6
3.4.5. Redescipción morfométrica de <i>Scutogyrus longicornis</i>	7
3.4.6. Redescipción morfométrica de <i>Myzobdella</i> sp.....	7
5. CONCLUSIONES.....	8
6. RECOMENDACIONES.....	8
7. LITERATURA CITADA.....	8
8. ANEXOS.....	9

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Georreferencia de los puntos de muestreo.....	32
Cuadro 2. Clasificación de peces con base en la talla de cultivo (peso).....	38
Cuadro 3. Resultados físicoquímicos del agua de cultivo para tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) en el embalse de la Presa Miguel de la Madrid, San Lucas Ojitlán, Oaxaca.....	38
Cuadro 4. Intensidad parasitaria por pez analizado.....	41
Cuadro 5. Intensidad parasitaria por punto de muestreo.....	42
Cuadro 6. Intensidades parasitarias por grupos con base en la talla de cultivo.....	43
Cuadro 7. Concentración parasitaria por grupos analizados.....	45
Cuadro 8. Comparación de valores morfométricos para <i>C. halli</i> encontrado en este estudio y otras descripciones.....	53
Cuadro 9. Comparación de valores morfométricos para <i>C. sclerosus</i> encontrado en este estudio y otras descripciones.....	58
Cuadro 10. Comparación de valores morfométricos para <i>C. thurstonae</i> encontrado en este estudio y otras descripciones.....	64
Cuadro 11. Comparación de valores morfométricos para <i>C. tilapiae</i> encontrado en este estudio y otras descripciones.....	69
Cuadro 12. Comparación de valores morfométricos para <i>S. longicornis</i> encontrado en este estudio y otras descripciones.....	75

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Principales estados productores de tilapia en México.....	7
Figura 2. Clasificación taxonómica general de los helmintos.....	12
Figura 3. Ubicación geográfica del embalse de la presa Presidente Miguel de la Madrid Hurtado, San Lucas Ojitlán, Oax.....	31
Figura 4. Ubicación geográfica de los puntos de muestreo.....	32
Figura 5. Medidas de las estructuras esclerotizadas del opistohaptor, usadas en el presente estudio.....	36
Figura 6. Ecuaciones usadas para determinar prevalencia, intensidad de infección y concentración parasitaria.....	37
Figura 7. Prevalencia parasitaria en <i>O. niloticus</i> determinada por grupos analizados.	40
Figura 8. Concentración parasitaria por punto de muestreo.....	46
Figura 9. Concentraciones parasitarias por grupos de peces analizados.....	46
Figura 10. <i>Cichlidogyrus halli</i> Price y Kirk, 1967 vista ventral.....	51
Figura 11. Distribución geográfica de <i>C. halli</i> a nivel mundial.....	55
Figura 12. <i>Cichlidogyrus tilapiae</i> Paperna, 1960, vista ventral.....	57
Figura 13. Distribución geográfica de <i>C. tilapiae</i> a nivel mundial.....	60
Figura 14. <i>Cichlidogyrus sclerosus</i> Paperna & Thurston, 1969, vista ventral.....	62
Figura 15. Distribución geográfica de <i>C. sclerosus</i> a nivel mundial.....	66
Figura 16. <i>Cichlidogyrus thurstonae</i> Ergens, 1981, vista ventral.....	68
Figura 17. Distribución geográfica de <i>C. thurstonae</i> a nivel mundial.....	71
Figura 18. <i>Scutogyrus longicornis</i> Paperna & Thurston, 1969, vista ventral.....	73
Figura 19. Distribución geográfica de <i>S. longicornis</i> a nivel mundial.....	76
Figura 20. <i>Myzobdella</i> sp., vista ventral.....	77

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura, desde sus inicios, ha pasado por diferentes etapas de desarrollo: la acuicultura de fomento en pequeños cuerpos de agua para autoconsumo; las pesquerías acuiculturales derivadas de la siembra sistemática en embalses de medianas y grandes dimensiones; y los sistemas controlados en estanques y jaulas principalmente (Pillay, 1997). Lo anterior converge en dos finalidades importantes; la primera es la conservación de especies con el consecuente mantenimiento de nuestro sistema ambiental y la segunda como una alternativa tecnológicamente viable ante la creciente demanda de alimentos de origen proteico para el consumo generalizado de la población humana (FAO, 2014).

Sin embargo, en las diferentes formas de explotación en la práctica piscícola, con frecuencia existe la aparición de enfermedades infecciosas que ocasionan diversos problemas que van, desde un lento crecimiento hasta la aparición de altas mortalidades (Flores y Flores, 2003) con graves consecuencias en los cultivos, causando con ello importantes pérdidas económicas y sobre todo convirtiéndose en riesgos sanitarios para los consumidores (Hernández y Fernández, 2005).

Dentro de la tecnología de cultivo, la sanidad acuícola ocupa un lugar importante debido a la necesidad que existe de poner en práctica los procedimientos para prevenir y controlar las enfermedades que potencialmente limitan la producción en los sistemas acuícolas naturales o controlados. Con base en esto y aunque el estudio de la parasitología de peces avanza de forma lenta en México, en la actualidad se sabe que los parásitos son de los organismos más problemáticos para la producción acuícola (Salgado y Rubio, 2014).

El análisis parasitológico es un requisito indispensable que debe aplicarse en cualquier sistema acuícola ya sea controlado o natural y para cualquier especie acuática sin importar la resistencia que tengan estas especies a los diferentes ambientes. Esto, con la finalidad de identificar a tiempo una parasitosis que pueda afectar la calidad e inocuidad del cultivo y que finalmente pueda repercutir en la salud en los consumidores (Ponce, 1998; Rodríguez *et al.*, 2001). Sin embargo, la presencia de parásitos no siempre resulta nociva a los hospederos pues a pesar de existir una variedad de parásitos que pueden infectar a diferentes organismos, incluyendo los peces, en ocasiones algunos resultan ser necesarios como parte del ecosistema de estos cíclidos (Montoya *et al.*, 2016).

Es por lo anterior, que en el presente trabajo se realizó un análisis parasitológico de tilapias del Nilo que se cultivan en la presa Miguel de la Madrid Hurtado y que actualmente se comercializan en la región del Papaloapan, a fin de detectar la presencia o ausencia de parásitos, logrando identificar la especie que predomina, la etapa de desarrollo más susceptible de infección y la intensidad de esta en caso de que exista en el cultivo.

1.1. MARCO TEÓRICO

1.1.1. Acuicultura

La acuicultura es una actividad que implica técnicas que permiten incrementar la producción de plantas y animales acuáticos para consumo humano, en agua dulce, salobre o salada, implicando la intervención del hombre en el control de los organismos y de su medio ambiente (Pillay, 1997; FAO, 2014). La palabra “acuicultura” tiene diferentes y amplios significados, ya que implica desde actividades simples hasta la aplicación de

técnicas sofisticadas, entre las que podemos mencionar el control del medio ambiente para aumentar su productividad, la obtención de peces u otros organismos de criaderos para ser liberados en diferentes cuerpos de agua sin proporcionarles alimento balanceado, la obtención de juveniles o huevos del medio silvestre, los cuales son cuidados en cautiverio hasta llegar a su talla comercial y las técnicas que implican la eclosión de alevines, la cría de juveniles en estanque o jaulas hasta alcanzar las tallas comerciales y mantener su pie de cría. El principal objetivo de las actividades mencionadas, es incrementar la producción, haciendo de la acuicultura el sector productor de alimento con una de las tasas de crecimiento anuales más altas (6.5 %) en comparación con otros sectores, como la ganadería (3.7 %), la avicultura (2.4 %) y la agricultura (2.5 %) (FAO, 2014; FIRA, 2015), además de que en la actualidad los productos acuícolas representan más del 50 % de ingesta en la alimentación humana a nivel mundial (FAO, 2016).

La acuicultura es una actividad desarrollada por diferentes grupos sociales, desde personas con un estatus económico bajo en los países en vías de desarrollo, hasta las empresas multinacionales. Para su práctica, la acuicultura utiliza diferentes especies en los cultivos, basando la elección de estas especies en aspectos como las condiciones climáticas y la disponibilidad en la región donde se lleve a cabo la actividad (Barnabé, 1996), la necesidad que se tenga, además de los recursos económicos de los que dispone el productor, determinando estos factores el nivel de tecnificación en la práctica. Con base en esto, la tecnificación puede ser: a) extensiva, en donde se implican pocos recursos y manejo con pequeños cambios del medio ambiente; b) semi-intensiva, en donde se implica un control mayor en la actividad y la disponibilidad de más recursos; y c) intensiva, en donde el control es estricto y se requiere de mayor cantidad de recursos que permitan producir

mayor cantidad de producto por unidad de volumen o de área, así también permite cultivar especies que requieren de mayor cuidado (FAO, 2014).

Actualmente existen cerca de 567 especies acuáticas que se cultivan en todo el mundo, de las que destacan por sus altos volúmenes de producción, diferentes variedades de carpa y tilapia cultivadas en varios países, el cultivo de anguila en China y Japón, diferentes especies de crustáceos y bagre en Brasil, Filipinas, Vietnam, Myanmar, Egipto, Tailandia, Bangladesh, Indonesia, India y China; truchas y salmón principalmente en Brasil, Japón, Chile, Noruega y Egipto, y el cultivo de algunos moluscos como el abulón, ostra, mejillón y ostión, así como algunas algas en Japón, Brasil, Egipto y Filipinas. Representando la producción de estas especies cerca del 90 % de la producción acuícola mundial (FAO, 2014).

La producción derivada de la acuicultura presenta un comportamiento activo en las últimas tres décadas, por lo que cada día aumenta la probabilidad de que el crecimiento futuro del sector pesquero derive principalmente de esta actividad (Vela y Ojeda, 2007; Campos *et al.*, 2012; FAO, 2014).

A pesar de no encontrarse dentro de los países con alta producción acuícola a nivel mundial, México ha sido uno de los países en vías de desarrollo con alta producción en volumen y en diversidad de especies en América, usando para los cultivos especies como; tilapia (*Oreochromis* spp.), camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), carpa común (*Cyprinus carpio*), trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*), abulón rojo (*Haliotis rufescens*), atún rojo del Atlántico (*Thunnus thynnus*), bagre de canal (*Ictalurus punctatus*), catán (*Atractosteus spatula*), cobia (*Rachycentron canadum*), corvinón ocelado (*Sciaenops ocellatus*), jurel de castilla (*Seriola lalandi*), lenguado de California (*Paralichthys*

californicus), langosta de agua dulce (*Cherax quadricarinatus*), langostino de río (*Macrobrachium rosenbergii*), ostión japonés (*Crassostrea gigas*), ostra negra (*Pteria colymbus*), pejelagarto (*Atractosteus tropicus*), charal (*Chirostoma grandocule*), rana toro (*Lithobates catesbeianus*), y peces de ornato (FAO, 2014).

En México la acuicultura ha logrado seleccionar las especies para cultivo según las condiciones de cada región, existiendo algunas especies con capacidad de adaptarse a diferentes condiciones de cultivo como es la tilapia, que se cultiva en casi toda la República Mexicana a excepción del estado de Aguascalientes y Distrito Federal, siendo la principal especie cultivada en los estados de Veracruz y Oaxaca (Apt, 2013; SAGARPA, 2013).

El cultivo de organismos acuáticos en México ha sido una actividad que se ha promovido principalmente por instituciones gubernamentales a partir de la creación de centros acuícolas en diversos estados de la república a fin de sembrar diferentes especies en cuerpos de aguas como son presas, lagunas y lagos, con el propósito de incrementar la producción y disponibilidad de alimento para consumo humano (FAO, 2014). Gracias a este esfuerzo, en la actualidad existen importantes pesquerías de especies como la tilapia, carpas, lobina, mojarra de agallas azules, bagre etc., en diferentes presas o embalses de la república, que sin duda, representan nuevas opciones de trabajo, fuentes de ingresos para pescadores y sus familias y sobre todo fuente de alimentos con alto valor biológico (Ceballos y Velázquez, 1988).

En las décadas de los setentas y ochentas, esta actividad registró un marcado avance, experimentando cambios cualitativos y cuantitativos en su desarrollo, aplicando nuevas tecnologías e innovando sus sistemas de cultivo que permitió iniciar el cambio de la

etapa de extensionismo a la utilización de sistemas semi-intensivos e intensivos para el cultivo de especies de mayor importancia comercial y económica, destacando principalmente especies como las carpas y la tilapia (*Oreochromis* spp.), bagre, la trucha, el langostino y el camarón (Ceballos y Velázquez, 1988).

A partir de 1986, el Gobierno mexicano, con el propósito de promover la acuicultura, inició una serie de cambios en materia acuícola al permitir la introducción de inversionistas privados en esta práctica. Es así que en 1989, se modificó la Ley Federal de Pesca para permitir que estos inversionistas pudieran crear y operar sus propias granjas (FAO, 2005a).

No obstante, a pesar de todos los logros alcanzados en la práctica acuícola a través de los años y a pesar de los beneficios económicos que se han obtenido por esta actividad, el avance no ha sido suficiente (Álvarez *et al.*, 2012), ya que hasta el 2012 aproximadamente el 80 % de los cultivos acuícolas ejecutados en el país son de tipo extensivos y únicamente desarrollada en agua salobres y marinas, lo que se traduce en que sus rendimientos tienden a ser bajos (Campos *et al.*, 2012).

1.1.2. Especies acuícolas de interés comercial en la región del Papaloapan

Para la región de la cuenca del Papaloapan, existen peces de interés comercial, como son la tenguayaca (*Petenia splendida*), la mojarra colorada (*Cichlasoma* spp.) y la tilapia del Nilo (*O. niloticus*), sin embargo, actualmente las primeras dos especies se obtienen únicamente de la pesca del medio natural, mientras que la tilapia del Nilo se ha cultivado desde hace ya varios años con fines de comercialización destinada al consumo humano, ocupando

Veracruz y Oaxaca el primer y quinto lugar, respectivamente (Figura 1), en la producción nacional de esta especie (FAO, 2014).

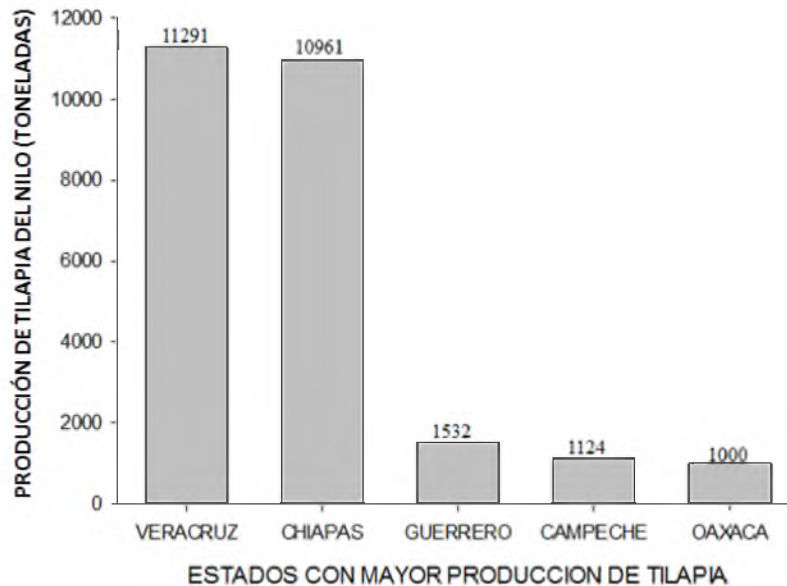


Figura 1.- Principales estados productores de tilapia en México (FAO, 2014).

Los diferentes cuerpos de agua de la región, por sus condiciones climatológicas, presentan un gran potencial para la producción de tilapia del Nilo (CONAPESCA, 2014), destacando la producción actual en embalses como las presas Miguel Alemán y Miguel de la Madrid Hurtado, cuyas superficies llegan a ser hasta de 70,000 hectáreas, de las cuales se ocupa aproximadamente el dos por ciento para cultivo, por lo que aún hay oportunidad de expandir el área de producción actual y con ello incrementar la producción y los ingresos económicos que actualmente ascienden a los 45 millones de pesos anuales (CONAPESCA, 2014).

La tilapia pertenece a un grupo de peces teleósteos, del Orden Perciformes de la Familia Cichlidae, proveniente de África. Por lo regular esta especie habita en zonas tropicales, ya que las condiciones ambientales son favorables para su reproducción y rápido

crecimiento, características que se han considerado de gran importancia para su cultivo en diferentes partes del mundo, además posee alta calidad nutritiva con características sensoriales atractivas para el consumidor (Cortés *et al.*, 2010). Se puede cultivar en estanques o jaulas flotantes, tolera altas variaciones de los parámetros físico-químicos como temperatura, oxígeno disuelto, etc., y permite su manipulación en las diferentes etapas de su desarrollo (FAO, 2005a).

Debido a su gran adaptación a las condiciones ambientales y la amplia gama de alimento que puede consumir, ha sido de las especies más cultivadas a nivel mundial, utilizando para su cultivo agua dulce y en algunas variedades agua salobre e incluso pueden adaptarse para el cultivo en agua de mar (Jiménez y Arredondo, 2000).

En México, el cultivo de la tilapia se inició en 1964, cuando se introdujeron ejemplares procedentes de Alabama, USA, los organismos fueron confinados en el estado de Oaxaca, específicamente en el centro acuícola de Temascal (Morales, 1974). Las especies introducidas en ese entonces fueron *Tilapia rendalli*, *O. mossambicus* y *O. aureus* (Arredondo, 1983). Se importaron crías de *O. niloticus* de Panamá en 1978 y del Instituto de Acuicultura de la Universidad de Stirling en Escocia en 1985, (FAO, 2016). En 1981 crías de *O. hornorum* y de *O. mossambicus* (Arredondo y Guzmán, 1986). Especies que han sido distribuidas en diferentes cuerpos de aguas en zonas tropicales, semitropicales y templadas en todo el país.

1.1.3. Factores que afectan el crecimiento y desarrollo de la acuicultura

El propósito de incrementar la producción acuícola para satisfacer la demanda alimentaria, obtener mayores ingresos económicos e intensificar los sistemas de producción a partir de

la producción a altas densidades de organismos por unidad de volumen, haciendo un uso adecuado de los recursos, ha llevado a la acuicultura a desarrollar paquetes tecnológicos de cultivo para diferentes especies acuícolas, sin embargo, existen limitantes para la solución a estas necesidades y en consecuencia al desarrollo de la acuicultura (FAO, 2012a).

Dentro de estas principales limitantes se encuentran: los recursos económicos, altos costos de alimentación, indisponibilidad de agua de buena calidad, condiciones ambientales y agentes biológicos externos al cultivo, siendo estos últimos los responsables de la aparición de enfermedades en los organismos cultivados (FAO, 2014), debiéndose principalmente a que el manejo de altas densidades favorece el rompimiento en el equilibrio que existe entre los organismos patógenos y los organismos de cultivo, provocando la aparición de enfermedades infecciosas y parasitarias que causan diferentes daños al cultivo, representando siempre estas enfermedades amenazas económicas permanentes debido a que pueden afectar la sanidad y bienestar de los animales acuáticos y en consecuencia la salud humana y el comercio (FAO, 2005b).

Aunado a las enfermedades en los cultivos, en nuestro país otro factor importante que limita el crecimiento de la actividad acuícola es la importación de productos acuícolas a bajos costos, ya que actualmente se importan más de 45,000 toneladas de productos acuáticos (principalmente tilapia y otros peces Asiáticos) provenientes en su totalidad de China, lo que ha representado un costo aproximado de 1,500 millones de pesos canalizados a productores extranjeros (FORDECYT, 2014).

Factores biológicos:

Los factores biológicos resultan ser uno de los problemas de mayor importancia en el cultivo de organismos acuáticos, pues las condiciones de estos cultivos facilitan la

reproducción y crecimiento acelerado de diferentes agentes como virus, bacterias, hongos, y parásitos (Rodríguez *et al.*, 2001).

Muchos de los factores biológicos se consideran endémicos de ciertos lugares pero, con el desarrollo de la actividad y la implementación de especies introducidas con fines de acuicultura, se ha generado una propagación de estos factores en diversas partes del mundo, ya que los organismos introducidos pueden estar infectados por algún agente biológico que logra adaptarse e infectar a los organismos nativos (Suttle, 2007).

En México, la industria acuícola más importante ha sido la del cultivo de camarón, que produce cerca de 150,000 toneladas/año, producción que sin embargo está sujeta a grandes variaciones por incidencia de enfermedades masivas (Campos *et al.*, 2012).

Después del cultivo de crustáceos, el cultivo de peces representa la segunda industria acuícola con importancia comercial y de rápido crecimiento, sin embargo, se enfrenta a daños causados por diferentes agentes biológicos, destacando entre estos la presencia de parásitos y bacterias, siendo los primeros los que provocan efectos negativos que van desde los más leves, como un lento crecimiento con reducción de la tasa de fertilidad sin presentar manifestaciones patológicas, hasta interferir en su sistema inmunológico, provocando la aparición de severas epizootias, y haciéndolos susceptibles a otros factores ambientales de contaminación que pueden originar altas mortalidades (Salgado y Osorio, 1987; Zago *et al.*, 2014) y propagación a otras granjas.

Parasitosis:

La parasitosis es una de las interacciones biológicas más extendidas entre los seres vivos que se ha generado de manera independiente en diferentes filos a lo largo de la evolución,

ejerciendo los parásitos un papel importante en la vida de los peces u hospederos ya que pueden tener efectos negativos en la eficacia biológica, modificar su comportamiento o bien provocar la presencia de diversas enfermedades. Los hospederos son los organismos infectados en alguna de sus etapas de desarrollo por algún parásito en cualquier estadio de su ciclo de vida, siendo incubados estos últimos por los hospederos por un determinado tiempo o de manera permanente (Bowman *et al.*, 2004). Los parásitos son todos aquellos organismos que para su supervivencia y desarrollo dependen de un hospedero, en quienes se alojan de manera parcial en algún estadio larval de su ciclo de vida o de manera permanente aquellos que puedan llevar su ciclo de vida completo dentro del mismo hospedero. La parasitosis puede presentar diferentes grados de riesgo, esto depende de las condiciones en que se encuentren los organismos hospederos, la especie de parásito presente, la prevalencia y la intensidad, es decir, la proporción de organismos infestados o infectados en una población y la cantidad de parásitos promedio presentes en cada hospedero (Salgado y Rubio, 2014).

La diversidad de parásitos, presenta diferentes hábitos y formas de vida, clasificándose en dos grupos; los autogénicos que llevan su ciclo de vida en el mismo cuerpo de agua en el que sus hospederos definitivos son los peces y el segundo grupo son los alogénicos que sus hospederos definitivos son, reptiles, aves o mamíferos pero que pasan un estadio de su ciclo de vida en los peces y otros organismos acuáticos. Respecto a la especificidad hospedadora se le conoce como altamente especialistas a aquellos que solo parasitan a una especie y generalistas a los que pueden infectar a más de una especie (Poulin y Morand, 2004).

Hasta el momento son pocos los estudios en cuanto a afecciones parasitarias en acuicultura, sin embargo, se sabe que los helmintos son principalmente los responsables de la parasitosis para diversas especies de peces, entre las cuales se encuentra la tilapia, reconociéndose a los helmintos como un grupo de gusanos parásitos o de vida libre de cuatro phyla que no se encuentran relacionados genealógicamente (Figura 2): *Platyhelminthes*, *Nematelmintos*, *Acanthocephala* y *Annelida* (Salgado *et al.*, 2005).

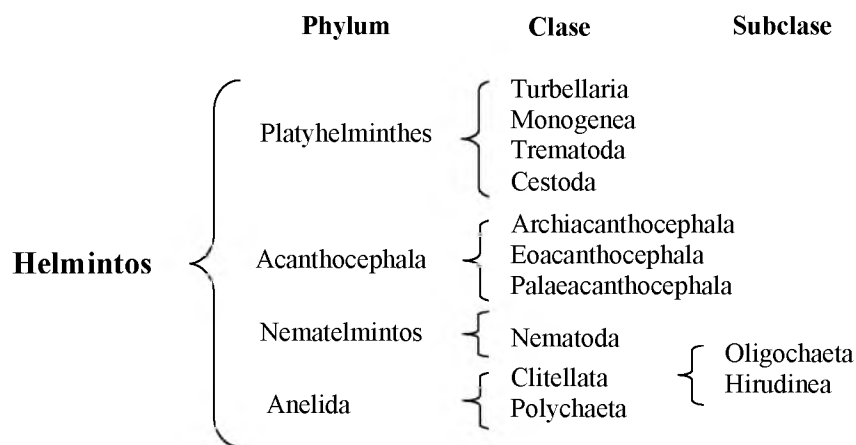


Figura 2. Clasificación general de los helmintos (Bowman *et al.*, 2004; Salgado *et al.*, 2005)

1. Platelmintos.

El phylum platyhelminthes incluye las clases: Turbellaria, los cuales suelen ser de vida libre; por otra parte los Monogenea, Trematoda y Cestoda están conformados por especies cuyos adultos parasitan vertebrados (Salgado *et al.*, 2005). Por lo general estas cuatro clases se caracterizan por ser gusanos aplanados dorsoventralmente y por ser hermafroditas (Bowman *et al.*, 2004). Este phylum es el grupo de gusanos parásitos de los vertebrados silvestres, más numeroso en México, hasta el 2014 se han descrito 1015 especies

nominales, representando un 7.4% de la diversidad mundial de este grupo de gusanos parásitos (García, *et al.*, 2014). A continuación se describen de manera general.

Dentro del Filo de los platelmintos encontramos a la Clase Trematoda, contiene dos órdenes: Aspidogastrea y Digenea, de los cuales, el primer orden está constituido por gusanos parásitos que infectan a moluscos y vertebrados acuáticos, mientras que los parásitos del orden de los digeneos parasitan principalmente a organismos terrestres y hasta el 2011 constituía el orden de la Clase Trematoda con mayor interés veterinario (Bowman *et al.*, 2004; García *et al.*, 2014). Los digéneos de peces se diferencian por la etapa de su ciclo de vida en que se encuentre en el hospedero, estos son todos aquellos que se encuentran en su etapa adulta en los peces y para continuar su ciclo de vida producen huevos, y aquellos que se encuentran en peces en algún estadio de su ciclo de vida como son metacercarias libres o enquistadas que pueden alojarse en diferentes partes de los peces, ya que estos parásitos pueden penetrar por medio de la piel o las branquias. Los adultos se caracterizan por ser gusanos hermafroditas simultáneos, que en la mayoría de los casos se alojan en estómago e intestinos, y en algunos casos en vesícula biliar. El cuerpo de estos parásitos está formado por el parénquima, órganos de fijación (ventosa oral y la ventosa ventral o acetábulo), sistema nervioso, sistema reproductor, sistema digestivo y aparato excretor (Pérez *et al.*, 1992; Cribb *et al.*, 2002).

En México, los distomas son el tipo de parásitos digéneos reportados con mayor frecuencia en cíclidos nativos. El cuerpo de los digéneos está cubierto por un tegumento que puede ser tanto liso como espinoso, en el caso de que se trate de un tegumento espinoso, las espinas pueden encontrarse en todo el cuerpo en partes específicas, según sea la especie de la que se trate; en el extremo anterior del cuerpo se localiza la ventosa oral

que puede ser terminal o subterminal y que en cada caso rodea a la boca. La boca se continúa con una prefaringe que desemboca a la faringe la cual es en general de oval a redonda; el esófago antecede al intestino, el intestino puede tener uno o dos ciegos; presentan órganos masculinos y femeninos, pudiendo tener de uno o más testículos y un ovario globular, lobulado o alargado (Vidal *et al.*, 2002; Salgado y Rubio, 2014).

Monogenea: al igual que los digéneos, son gusanos hermafroditas, sus cuerpos se dividen en una parte anterior que contiene las glándulas de fijación, el sistema digestivo, el sistema reproductor y el aparato excretor mientras que la parte posterior contiene el órgano de fijación llamado opisthaptor, el cual contiene macroganchos, microganchos y barras. Este grupo de parásitos presenta una diversificación muy alta, infectando principalmente a reptiles y anfibios, pero ha sido en los peces en los hospederos que mayor diversificación han tenido (Cribb *et al.*, 2002).

Los monogéneos son los platelmintos que esencialmente parasitan a los peces, infectando principalmente la piel, arcos branquiales y las aletas; sin embargo, pueden llegar a cavidades como intestino, estómago, vejiga y orificios nasales (Tombi *et al.*, 2014). En los peces dulceacuícolas las parasitosis por monogéneos se encuentran representadas por varias especies como; *Cichlidogyrus dossoui*, *C. haplochromii*, *C. longicornis*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *Ligictaluridus floridanus*, entre otras, con una marcada especificidad hospedadora y prevalencias elevadas, por lo que los casos de altas infestaciones, pueden representar un peligro elevado para diversas poblaciones, principalmente aquellas en las que se encuentran mayor cantidad de peces por unidad de área (Flores y Flores, 2003). Los monogéneos se dividen en dos subclases, dependiendo del órgano de fijación. Los Monopisthocotylea que tienen de 12 a 16 microganchos, 2 a 4

macroganchos y en general parasitan a peces dulceacuícolas y los Polyopisthocotylea, en los que los microganchos desaparecen (Mollaret *et al.*, 2000).

A nivel mundial, las dos familias con mayor número de especies son; Gyrodactylidae, la cual se caracteriza por ser vivíparos y Dactylogyridae, de la cual se ha separado la familia Ancyrocephalidae y que se diferencian de la familia Gyrodactylidae por ser ovíparos (Poulin, 2002). En el sistema reproductor femenino de estos parásitos, se encuentra un ovario que puede ser globular, lobulado o elongado. La vagina puede ser simple o doble y de la cual abre un poro que puede presentar estructuras accesorias. En el caso de doble vagina, éstas abren normalmente a ambos lados del cuerpo (Vidal *et al.*, 2002).

El ciclo de vida que presentan los monogéneos es directo o monoxeno. Por lo que, no requieren hospederos intermediarios. Las fases del ciclo de vida son tres; huevo, juvenil y adulto, estos pueden presentarse en el mismo hospedero, con excepción de la larva llamada oncomiracidio. La reproducción de los monogéneos es cruzada y se alimentan de la epidermis del hospedero, comiendo las sustancias producidas por éste, como las glicoproteínas del moco. Independientemente de la etapa del ciclo de vida de los parásitos presentes en los hospederos, algunas especies de monogéneos son consideradas serias plagas de organismos acuáticos principalmente de cultivo. Comúnmente el daño histológico que produce es ligera necrosis en las lamelas secundarias por la penetración del opisthaptor, sin embargo, el daño dependerá de la intensidad a la que se encuentren (Zago *et al.*, 2014).

Para México hasta el año 2014 ya se tenía registro de 192 especies de monogéneos presentes en peces tanto dulceacuícolas como de agua salada (García *et al.*, 2014), de las

cuales 49 especies infestan específicamente a peces de agua dulce (Flores y Flores, 2003; Salgado, 2006).

Algunos parásitos que presentan morfología similar a los tremátodos son los de la Clase Cestoda, ya que tienen cuerpos acelomados parenquimatosos y son hermafroditas con fecundación cruzada principalmente, aunque también pueden autofecundarse (Vidal *et al.*, 2002). Estos organismos se distinguen por ser muy planos, por lo que se puede decir que presentan dos superficies y dos bordes, facilitando esta característica la absorción de nutrientes ya que no presentan sistema digestivo, sino que absorben los nutrientes por la piel en los intestinos de sus hospederos (Bowman, 2011), siendo sus hospederos organismos vertebrados en el estadio adulto (Vidal *et al.*, 2002).

La Clase Cestoda está representada por 14 órdenes, de los cuales los dos órdenes con mayor interés veterinario son el Orden Pseudophyllidea y el Orden Cyclophyllidea. De estos dos órdenes, el primero está representado por dos géneros únicos de importancia veterinaria; *Diphyllobothrium* y *Spirometra*, utilizando ambos a los copépodos como primer hospedador. Las diferentes especies de *Diphyllobothrium* además de los copépodos necesitan de los peces como hospederos y las especies de *Spirometra* necesitan de reptiles, anfibios, aves y mamíferos (Bowman, 2011).

En los cíclidos mexicanos, existen cestodos adultos y formas larvales. Los adultos presentes en peces están representados por los pseudofilideos, encontrándose principalmente parásitos de la especie *Bothriocephalus acheilognathi* y que utilizan a los copépodos como único hospedero intermediario. Las formas larvales están representadas por los dilepídidos (*Cyclophyllidea*), que tienen nuevamente como primer hospedero intermediario a un copépodo y como hospederos definitivos a aves como las garzas.

También en forma larval están los proteocefálicos, que tienen como hospederos intermediarios a copépodos y a peces depredadores como hospederos definitivos (Vidal *et al.*, 2002).

2. Acanthocephala

Los acantocéfalos, pertenecen al Phylum Acanthocephala, son gusanos con espinas en la cabeza, tienen cuerpo en forma de tubo y la pared del cuerpo encierra el pseudoceloma, en el cual están suspendidos los órganos reproductores y la vaina o receptáculo de la proboscis (García *et al.*, 2014).

El sistema reproductor masculino está constituido por dos testículos suspendidos en este saco. El sistema reproductor femenino está constituido por ovarios que son grandes en las formas larvales, pero fragmentarios en el estado adulto (Vidal *et al.*, 2002).

Los estadios larvales no presentan desarrollo de los órganos reproductores y se encuentran en cíclidos, generalmente están enquistados en los mesenterios. Por tanto, la identificación de estas larvas se basa en el número y la forma de los ganchos de la proboscis. En el ciclo de vida de los acantocéfalos, los huevos pasan al medio junto con las heces de los hospederos definitivos, pudiendo ser ingeridos por algún vertebrado (García *et al.*, 2014).

El daño que los acantocéfalos pueden producir a sus hospederos está en función del número de gusanos presentes en el hospedero. El daño que producen es mecánico, por la penetración de la proboscis en la pared intestinal o por el bloqueo de la luz intestinal (Baldauf *et al.*, 2007).

A la fecha no se han realizado estudios acerca de los ciclos de vida, ni del daño que pueden producir los acantocéfalos, o tratamientos terapéuticos en contra de estos parásitos en cíclidos mexicanos.

3. Nematelmintos.

El Phylum Nematelmintos incluye a la Clase Nematoda, la cual se caracteriza por poseer un cuerpo cilíndrico y un dimorfismo sexual muy marcado (dioicos). Por lo regular las hembras son más grandes que los machos. El sistema reproductor masculino está formado por un testículo filiforme, un vaso deferente, una vesícula seminal y un conducto eyaculatorio. El sistema reproductor femenino de los nematodos está constituido por dos ovarios tubulares, oviductos, útero, vagina y vulva (Vidal *et al.*, 2002).

Los ciclos de vida de los nematodos son muy complejos e incluyen desde ciclos directos hasta aquellos con más de tres hospederos. Los insectos acuáticos, crustáceos y oligoquetos sirven como los principales hospederos intermediarios de los nemátodos. Los invertebrados generalmente funcionan como primeros hospederos intermediarios, mientras que los peces pueden actuar como hospederos definitivos, segundos hospederos intermediarios u hospederos paraténicos o de transporte (Lara *et al.*, 2003).

A mayor cantidad de nemátodos, mayor será el daño en el hospedero. Pudiendo provocar desde algún daño en órganos como el hígado hasta provocar la muerte en casos muy severos (Szostakowska *et al.*, 2005).

Un peligro adicional relacionado con peces y especialmente en cíclidos nativos, exóticos y cultivados, es la presencia de nematodos del género *Gnathostoma*. Ya que estos

pueden parasitar a los consumidores por la ingestión de pescado crudo en forma de cebiche. Este parásito está presente en los estados de Guerrero, Nayarit, Oaxaca, Tamaulipas, Sinaloa y Veracruz entre otros (Lamothe y Osorio, 1998).

4. Anélida.

El Phylum Annelida está integrado por una gran cantidad de especies de formas muy diversas, se estima que se han descrito 14,000 especies y se asume que hay gran cantidad por describir (Fragoso y Rojas, 2014). La clasificación taxonómica se basa principalmente en la morfología, los anélidos son un grupo monofilético con dos clados, los cuales son Polychaeta y Clitellata, incluyendo esta última las subclases oligoquetos y los hirudíneos que presentan clitelo pero se clasifican como dos subclases distintas (Fragoso y Rojas, 2014).

Los anélidos se caracterizan por presentar un cuerpo dividido en segmentos, también conocidos como metámeros. Los organismos de la Subclase Hirudinea presentan gran cantidad de anillos cutáneos. El celoma se encuentra cubierto por tejido y contiene líquido celomático. La pared del cuerpo presenta un aparato músculo-cutáneo que es su órgano de locomoción. El aparato excretor comprende nefridios. El sistema digestivo es rectilíneo, con ensanchamiento en cada metámero. Se inicia en la boca y termina en el ano. Por lo general los anélidos presentan manchas oculares, las cuales se ubican en los primeros metámeros. Algunos anélidos son dioicos, otros hermafroditas y en menor cantidad suelen reproducirse por vía agámica (Apt, 2013). Hay anélidos de vida libre que habitan en mar abierto, agua dulce o en zonas fangosas (Oceguera y Leon, 2014) y muy pocos son parásitos. Un ejemplo de anélido parásito es *Hirudo medicinalis*, que es un tipo de

sanguijuela. Estos anélidos presentan un par de ventosas, una oral y una caudal, presentan cuerpo aplastado dorsoventralmente. La boca presenta mandíbulas quitinosas con dientes y una musculatura potente. Esta origina la lesión trirradiada característica que producen estas sanguijuelas. Las glándulas salivales tienen sustancias anti coagulantes (Apt, 2013).

En general, los helmintos más reportados que parasitan a los peces dulceacuícolas han sido los monogéneos, encontrándose representados por varias especies como; *Cichlidogyrus dossoui*, *C. haplochromii*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *C. floridamus*, *Scutogyrus longicornis* entre otras, con una marcada especificidad hospedadora y prevalencias elevadas, por lo que en casos de altas infestaciones, pueden representar un peligro elevado para diversas poblaciones, principalmente aquellas en las que se encuentran mayor cantidad de peces por unidad de área (Flores y Flores, 2003). Sin embargo, además de los monogéneos que son los más reportados en peces dulceacuícolas, existen diferentes especies de Digenea, Cestoda, Nematoda y Acanthocephala reportadas en México principalmente en peces cíclidos de agua dulce, dependiendo siempre en gran medida de las condiciones del hábitat de los peces y de la biología de los parásitos, ya que la distribución de los parásitos está en función de las condiciones tanto del ambiente como de las condiciones biológicas para su supervivencia, pasando así, por lo menos una de sus etapas de vida en peces y otros organismos acuáticos (Salgado y Rubio, 2014).

1.1.4. Enfermedades humanas causadas por la ingesta de peces infectados por parásitos.

Actualmente existen más de 200 enfermedades conocidas que son transmitidas a través de la ingesta de alimentos contaminados por bacterias, virus, parásitos, toxinas y algunos

metales, ocasionando en pacientes cuadros clínicos que van desde una gastroenteritis ligera hasta padecimientos hepáticos y renales. Se estima que estas enfermedades causan de 6 a 81 millones de enfermos y hasta 9,000 muertos cada año en los Estados Unidos. En México, según datos de la Secretaría de Salud, del año 1997 al 2003, se reportaron 2.95 millones de casos de personas enfermas y 10,300 defunciones en promedio anual por las causas antes descritas, siendo ocasionados por la ingesta de alimentos con baja o nula calidad sanitaria, destacando los alimentos con altos contenidos de proteínas no tratados adecuadamente que por su disponibilidad de nutrientes son más vulnerables a la contaminación por agentes microbiológicos. Encontrándose entre estos alimentos el pescado que además de su contenido proteico proviene de un medio que facilita la contaminación y reproducción de agentes biológicos patógenos (Chávez y Montoya, 2004; FAO, 2014).

La presencia de parásitos en los peces destinados para consumo humano tanto silvestres como cultivados es muy frecuente, lo que pone en riesgo la salud de los organismos, la calidad del producto y la rentabilidad del cultivo, representando en casos específicos un riesgo sanitario público (FAO, 2009), provocando ictiozoonosis como la paragonimosis, gnatostomiosis y anisakidosis. Estas enfermedades en humanos son provocadas principalmente por el consumo de pescado crudo o por mal proceso de cocción (García y Correa, 2001), siendo los principales responsables en América latina, los helmintos cuyos grupos son los tremátodos, nemátodos y céstodos, afectando a más de 40 millones de personas (Quijada *et al.*, 2005).

La Paragonimosis es una de las enfermedades parasitarias que afecta la salud de los seres humanos, afectando específicamente los pulmones de las personas causando dolor

torácico y otros síntomas como; dolor abdominal, dolor en región lumbar, tos seca, náusea, vómito, fiebre y urticaria, provocando confusiones con otras enfermedades como la tuberculosis, cáncer de pulmón, hemosiderosis pulmonar, neumonía e histoplasmosis, razón por la que en algunos casos se le confunde con esta enfermedad, no obstante, para diagnosticar si se trata de la enfermedad paragonimosis, se deberá hacer un diagnóstico específico, el cual se realiza mediante la detección del trematodo del género *Paragonimus* (Alvarado *et al.*, 2004).

La enfermedad se presenta en personas que consumen cangrejos o langostinos de agua dulce crudos o tratados de manera inadecuada. Siendo esta enfermedad común en el sudeste de Asia, América Latina, África, con más de 21 millones de personas infectadas, siendo endémicas del Perú y Ecuador con 1200 y 2000 casos respectivamente, no obstante se han presentado un número menor de casos en otros países como México con 15 casos, Costa Rica, Colombia, Venezuela y con sospechas en Brasil. En México se han presentado casos en Yucatán, Veracruz, Tabasco, Chiapas, y Estado de México. Sin embargo, no se cuenta con mucha información al respecto (Lamothe y Osorio, 1998; Lamothe, 2003).

Otra enfermedad parasitaria que afecta al ser humano es la gnathostomosis, esta enfermedad es causada por larvas del tercer estadio de diversas especies de nemátodos del género *Gnathostoma* (larvas migrans), en estado adulto se aloja en el esófago o el estómago de diversas especies de mamíferos, tanto silvestres como domésticos, en los que forma tumores abiertos. El ser humano no es un hospedero tan común, en él los parásitos de este género no alcanzan su estado adulto, pero se comportan como una larva migratoria.

El primer caso de gnathostomosis reportado fue el caso de una mujer en Tailandia en 1889, desee entonces los informes sobre sintomatología y diagnósticos compatibles con

esta parasitosis han provenido de 12 países de tres continentes (Asia, Europa y América) donde las condiciones y hábitos culturales alimenticios facilitan la infección parasitaria de este tipo de parásitos (Hernández y Fernández, 2005).

En México destaca la infección en humanos por la ingesta de pescado en cebiche, siendo hasta la fecha la única causa asociada a esta helmintiasis, en México los primeros casos fueron reportados en 1970, registrándose 70 casos en la cuenca del río Papaloapan, entre los estados de Oaxaca y Veracruz, pero principalmente en la región de Temascal, Oax. Hasta el año 2001 ya se habían reportado 5,500 casos en los estados de Nayarit, Sinaloa, Guerrero, Tamaulipas, Oaxaca, Veracruz y por primera vez en el estado de Tabasco (Tarango *et al.*, 2011; Lamothe, 2003).

Los principales síntomas de este padecimiento se presentan después de las 24 a 48 horas de haber consumido pescado crudo o cocido de manera inadecuada infectados de parásitos *Gnathostoma* o por el consumo de carne mal cocida de hospederos paraténicos, tales como aves o cerdos (Wong *et al.*, 2001). Estos síntomas son náuseas, excesiva producción de saliva, urticaria y síntomas gastrointestinales. Después de que la larva inicia a migrar (a razón de 1 cm/min) dentro de los órganos abdominales o torácicos resultan otros síntomas como dolores agudos y comezón a lo largo del trayecto de migración de la larva (larva migrans L3), hasta ceguera total, daño cerebral, espinal y la muerte por la tendencia de las larvas a migrar al sistema nervioso (Vázquez *et al.*, 2005).

La anisakidosis es un padecimiento causado por la parasitosis del nematodo *Anisakis simplex* (también relacionado con otros nematodos *Anisakis* spp. y *Phocanema* spp., y las especies *Contracaecum osculatatum*, *Pseudoterranova decipiens*) que afectan las

vías gastrointestinales perforándolas y a su vez pueden generar dolor abdominal, cólicos y vómitos, el parásito penetra al ser humano al ingerir pescado crudo (Vázquez *et al.*, 2005)

El padecimiento de esta enfermedad puede ser en fase aguda a las pocas horas después de haber ingerido el parásito (Cabrera y Trillo, 2004).

1.2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El cultivo de organismos acuáticos como peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas, es una actividad en la que interviene el hombre, que en la actualidad se ha considerado como una actividad complementaria de apoyo social y económica, principalmente para las comunidades rurales, con lo cual se ha pretendido incrementar el consumo de proteína animal y mejorar con ello los niveles nutricionales de la población, además del consecuente beneficio económico para la región que lo practica (FAO, 2014).

No obstante la importancia de la acuicultura y otras actividades que producen alimento para consumo humano, la inocuidad es un aspecto fundamental a considerar en el proceso de producción y evitar riesgos de salud pública. Es así que deben vigilarse las prácticas de calidad que se aplican durante el cultivo ya sea controlado o en ambientes naturales, así como realizar el monitoreo periódico en la calidad de la producción, pues de ello depende la rentabilidad de la actividad, así como la calidad sanitaria y biológica que adopta la materia y que finalmente repercute en la salud del consumidor.

Actualmente el embalse de la presa Miguel de la Madrid sirve como medio para el cultivo de tilapia del Nilo, sin embargo, a pesar de que la producción en esta zona representa la principal producción de tilapia del Nilo en el estado de Oaxaca y aparentemente no existen problemas reportados en cuanto al crecimiento de la tilapia en el

cultivo, no se han realizados estudios relacionados con la calidad sanitaria de las tilapias que se cultivan, específicamente no se cuenta con información acerca de la parasitofauna presente en el cultivo. Por lo anterior, resulta necesario iniciar estudios relacionados con la identificación de parásitos en los cultivos de la presa Miguel de la Madrid a fin de detectar de manera precisa los efectos que pueden tener sobre los organismos en cultivo, de tal manera que se permita aplicar las medidas correctivas y/o preventivas con base en la normatividad en materia de bioseguridad para evitar efectos negativos tanto en el cultivo como en los consumidores.

1.3. ANTECEDENTES

En la producción de peces por acuicultura, la tilapia del Nilo es de los peces mayormente cultivados, debido a su fácil adaptación a sistemas controlados. Su cultivo puede rastrearse en los antiguos tiempos egipcios desde hace más de 4000 años, distribuyéndose ampliamente por todo el mundo durante las décadas de 1940 y 1950. La diseminación de la tilapia del Nilo y otras variedades, más apreciadas, ocurrió durante la década de 1960 y hasta los años 80. La tilapia del Nilo procedente de Alabama, USA se introdujo a México en 1964. La tilapia del Nilo se introdujo de Japón a Tailandia en 1965, y de ahí se envió a Filipinas. La tilapia del Nilo procedente de Costa de Marfil se introdujo a Brasil en 1971 y de Brasil también se envió a Estados Unidos en 1974. En 1978, la tilapia del Nilo se introdujo a China (Ceballos y Velázquez, 1988; FAO, 2016)

No obstante a que la tilapia del Nilo es resistente a enfermedades e infecciones, se han reportado casos de parasitismo en diferentes variedades de tilapia, funcionando como

vector de otras enfermedades que afectan la salud del pez y la calidad sanitaria de la tilapia para consumo humano.

Por lo anterior, el aseguramiento de la calidad de los alimentos para consumo humano es un tema de vital importancia a nivel mundial (FAO, 2012b), por lo que en México y en otros países, se han realizado algunas investigaciones que han permitido desde el punto de vista sanitario, identificar especies que parasitan a los peces y su efecto en los cultivos, con la finalidad de detectar la presencia oportuna de parásitos y tomar medidas correctivas y/o preventivas con el propósito de evitar daños en el cultivo y en la salud del consumidor (Aguirre *et al.*, 2015).

La distribución de la tilapia del Nilo y otras variedades, han coadyuvado la introducción de parásitos en diferentes partes del mundo, siendo procedentes principalmente de África, los cuales, al ocupar a la tilapia como hospedero, han sido distribuidos y adaptados a su vez (Salgado y Rubio 2014).

Almeyda (1991), describió una nueva especie de *Gnathostoma*, encontrada en la presa "Presidente Miguel Alemán", Temascal Oax., de la que ya se conocía su tercer estadio larvario, detectaron que utilizaba como hospederos definitivos e intermediarios a ocelotes, gatos ferales y peces cíclidos de agua dulce, además de un pez oligohalino del Río Papaloapan, Veracruz. Determinaron que las diferentes prevalencias se deben a la categoría ictiotrófica que ocupan en la trama y confirmaron que esta especie detectada es el cuarto agente causal de la gnatostomiasis humana común en pobladores de la cuenca baja del Papaloapan, en México hace 26 años.

Pariselle y Euzet (1995) registran en Uganda la especie *S. longicornis* en arcos branquiales de *O. niloticus* recolectadas en los Lagos George y Albert y en el Lago Victoria

la especie *S. gravivaginis* en *O. leucosticus*. En el mismo año en la República del Congo registran y describen la especie *S. chikhii* sp. n en *O. mossambicus* recolectadas en el Lago Cayo.

Herróz, en el año 2000, analizó 180 ejemplares de *Cyprinus carpio rubrofruscus* de 5 a 10 cm recolectados en el Centro Acuicola de Tezontepec de Aldama, Hidalgo, en los que reportó la presencia de *Chilodonella uncinata* principalmente en piel y con menor frecuencia en branquias, ocasionando daño en ambos órganos por la actividad alimenticia directa del parásito. El registro de este parásito fue el tercer reporte en México.

Pariselle *et al.* (2003), reportan la presencia de *Cichlidogyrus cirratus*, *C. halli*, *C. thurstonae*, *C. tilapiae*, *Scutogyrus longicornis* y *C. rognoni* n. sp. en arcos branquiales de las especies *O. niloticus* y *O. aureus* recolectados en diferentes ríos y lagos de Burkina Faso, Cammeroon, Guinea, Niger y Senegal, en África.

Akoll *et al.* (2011), analizaron 650 ejemplares de tilapia del Nilo cultivada en jaulas y estanques, en las cuencas de los lagos Victoria y Kyora en Uganda. Reportando una prevalencia parasitaria en arcos branquiales del 45.2 % del total de peces analizados. Registraron las especies *Cichlidogyrus sclerosus* y *C. tilapiae* con una intensidad de 8.6 ± 3.4 parásitos por pez, predominando *C. tilapiae* a una relación de 4:1. Así también determinaron que no hubo diferencia estadística entre los diferentes hábitats.

Prats *et al.* (2012), realizaron el examen parasitológico del tracto digestivo de diferentes especies de tilapia; tilapia azul (*O. aureus*); tilapia del Nilo (*O. niloticus*) e híbridos rojos de tilapia como *O. mossambicus* y *O. spp.* bajo cultivo intensivo en jaulas, provenientes de diferentes embalses dulceacuícolas en Cuba; encontrando por primera vez la presencia de dos especies del género *Enterogyrus* Paperna (*Monogenea*:

Ancyrocephalidae) en el estómago de los peces analizados; *Enterogyrus malmbergi* y *E. coronatus*. Además, determinaron los indicadores ecológicos de prevalencia, intensidad y abundancia para los parásitos hallados en las especies de tilapias estudiadas en los meses de mayo y junio de 2012.

Salgado y Rubio (2014), registraron 40 especies de helmintos introducidos a México con peces introducidos primordialmente con propósitos de acuicultura, incluyendo tilapias, truchas y lobinas, 33 de estas especies eran platelmintos de la clase Monogenoidea o Monogenea. Con base en el tiempo de permanencia en México, en su registro de hospederos y distribución geográfica, consideraron que cinco de estas especies se establecieron como invasoras, incluyendo tres monogéneos (*Cichlidogyrus sclerosus*, *Dactylogyrus extensus* y *Gyrodactylus cichlidarum*), el digéneo *Centrocestus formosanus* y el cestodo *Bothriocephalus acheilognathi*, mismos que tuvieron un impacto negativo sobre sus hospederos originales, por lo que al ser introducidos a otros cuerpos de agua, pone en riesgo a los peces silvestres nativos.

1.4. JUSTIFICACIÓN

Los productos acuícolas son importantes en la dieta humana debido a que aportan nutrientes indispensables para el buen funcionamiento, desarrollo y mantenimiento de nuestro organismo. Sin embargo, tanto en condiciones naturales como en los grandes cultivos, estas especies son altamente susceptibles a factores físicos ambientales que alteran las condiciones de cultivo, ocasionándoles problemas de crecimiento, reproducción o hasta causarles la muerte (Zanolo y Hissashi, 2006) además de convertirse en un riesgo sanitario importante para los consumidores.

En los últimos años, se han tenido indicios de la presencia de algunos parásitos helmintos que pueden causar enfermedades graves en algunas especies de cultivo (Salgado y Rubio, 2014; Zago *et al.*, 2014), motivo por el cual surge la necesidad de realizar estudios que contribuyan a la identificación específica de estos agentes, conocer su biología y detectar los factores causantes de contaminación en las especies potenciales en acuicultura, así como los riesgos en el consumidor que ocasionaría la ingesta.

Por lo anterior, el presente estudio consiste en realizar un análisis parasitológico en tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid, con la finalidad de proporcionar información inicial acerca de la inocuidad de la producción y si fuera el caso detectar el tipo de agente y grado de infección en el cultivo.

1.5. HIPÓTESIS

La tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la Presa Miguel de la Madrid, San Lucas Ojitlán, Oax., se encuentra infestada por parásitos monogéneos, con prevalencia de infección menor al 50 % y cuya parasitosis aumenta conforme a las tallas de crecimiento.

1.6. OBJETIVOS

1.6.1. Objetivo general

Realizar un análisis parasitológico de la tilapia del Nilo (*O. niloticus*) cultivada en jaulas flotantes en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado, San Lucas Ojitlán, Oax., con el fin de identificar y cuantificar la presencia de parásitos que afectan a esta especie de pez.

1.6.2. Objetivos particulares

1. Determinar la prevalencia de infección parasitaria en la tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado para los seis puntos muestreados y para las tres etapas de cultivo analizadas.
2. Determinar la intensidad parasitaria (parásitos/pez) en la tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado para los seis puntos muestreados y para las tres etapas de cultivo analizadas.
3. Determinar la concentración parasitaria (parásitos/g) en la tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado para los seis puntos muestreados y para las tres etapas de cultivo analizadas.
4. Identificar y describir las especies de parásitos encontradas.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. MUESTREO

Las tilapias analizadas en el presente estudio fueron recolectadas directamente de jaulas flotantes de producción con dimensiones de 4 x 4 x 3 m, ubicadas en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado (Cerro de Oro), San Lucas Ojitlán (18°0'2.50"N 96°15'49.68"O), Oaxaca (Figura 3), mismas que pertenecen a productores integrantes del Comité Estatal de Sistema Producto Tilapia de Oaxaca, A.C.



Figura. 3. Ubicación geográfica del embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado, San Lucas Ojitlán, Oax.

Las muestras se recolectaron al azar en seis diferentes puntos de cultivo dentro del embalse (Figura 4). En cada punto de muestreo se recolectaron 15 peces de diferentes tallas, obteniéndose así para el estudio una muestra total de 90 peces (Cuadro 1).



Figura 4. Ubicación geográfica de los puntos de muestreo.

Cuadro 1. Georreferencia de los puntos de muestreo.

Punto de muestreo	Coordenadas geográficas*	
I	N 18°00'10.7''	W 96°17'14.2''
II	N 18°00'08.2''	W 96°17'17.4''
III	N 18°00'06.9''	W 96°17'15.8''
IV	N 18°00'01.2''	W 96°17'15.5''
V	N 18°00'00.9''	W 96°17'17.3''
VI	N 18°00'00.2''	W 96°17'21.8''

*Coordenadas geográficas tomadas con GPS en cada uno de los seis puntos de muestreo.

Los peces de la muestra de cada uno de los puntos de muestreo, fueron sometidos al análisis parasitológico de manera externa como internamente.

El análisis parasitológico externo e interno de los peces en estudio se llevó a cabo en el laboratorio químico biológico de la Universidad del Papaloapan (UNPA), Campus Loma Bonita. La identificación y descripción de los parásitos encontrados se realizó en los laboratorios de parasitología de la División Académica de Ciencias Agropecuarias (DACA) y la División Académica de Ciencias Biológicas (DACBIOL) de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT).

2.2. MÉTODOS

El trabajo inició con la captura de los peces de las jaulas de producción para cada punto de muestreo, siendo densidades de 80, 30 y 15 peces/m³ para las tallas pequeña, mediana y grande, respectivamente. De manera simultánea, se tomaron muestras del agua de cultivo en cada punto y se analizaron sus características físico-químicas con la finalidad de identificar la calidad del agua.

2.2.1. Captura de peces

Los peces se capturaron utilizando una red de aro y se colocaron en un contenedor con aireación. Los peces se trasladaron hasta el laboratorio en agua del medio de cultivo y se mantuvieron vivos hasta realizar su análisis.

2.2.2. Sacrificio

Los peces recolectados se sacrificaron uno a uno mediante la introducción de una aguja de disección directamente en la cabeza de acuerdo a la técnica recomendada por Salgado (2009).

2.2.3 Caracterización física

La caracterización física de los peces consistió en determinar la longitud total, longitud patrón, altura máxima, peso húmedo y la observación de su textura y apariencia (Salgado, 2009) con la finalidad de identificar alguna alteración macroscópica (Anexo 1).

2.2.4. Análisis parasitológico externo

La localización de los ectoparásitos se realizó mediante la observación externa de los peces con el microscopio estereoscópico a un aumento de 20X. Durante el análisis externo se cuantificó la cantidad de parásitos encontrados en cada una de las partes observadas (anexo 1).

2.2.5. Análisis parasitológico interno

El análisis interno de los peces se realizó tomando como referencia la técnica descrita por Lamothe (1997) y Salgado (2009), que consistió en la necropsia y extracción de cada uno de los órganos por separado y el musculo, los cuales fueron observados uno a uno en el microscopio estereoscópico. Cada uno de los órganos (ojos, corazón, riñones, hígado, intestinos, bazo y gónadas) se extrajeron y desgarraron con la ayuda de pinzas de disección de doble cero, se colocaron individualmente en cajas de Petri utilizando solución salina al 0.6 % como diluyente (Lamothe, 1997) y se observaron detalladamente usando el microscopio estereoscópico a un objetivo de 20X.

Durante el análisis interno se tomó nota de lo observado en cada una de las partes analizadas del pez (Anexo 1).

2.2.6. Identificación:

Una vez realizado el análisis externo e interno de los peces, los parásitos encontrados se aislaron, se fijaron y posteriormente se tiñeron para seguir el proceso de identificación (Lamothe, 1997; Salgado, 2009) de acuerdo con lo siguiente:

Fijación:

Para la fijación se retiró la mayor cantidad de solución salina de la caja de Petri en la que se encontraban los parásitos y se agregó formol caliente (90 °C) al 10 % y se utilizó la técnica descrita por Lamothe (1997) que consiste en colocar los parásitos entre un portaobjetos y un cubreobjetos en cajas de Petri a refrigeración (5-8 °C) durante 24 horas para evitar la desecación de los organismos y con la finalidad de aplanarlos y fijarlos para su mejor estudio. Transcurrido el tiempo en refrigeración, con ayuda de pinceles y pinzas de relojero N° 4, los parásitos se retiraron cuidadosamente del portaobjetos bajo el estereoscopio y se colocaron en alcohol al 70% para lavarlos del fijador.

Tinción:

La tinción de parásitos ya aplanados se realizó siguiendo las metodologías de para-carmin de Mayer y tricrómica de Gomari descritas por Salgado, (2009), con la finalidad de observar la morfología y realizar una mejor identificación de los parásitos encontrados.

La metodología de tinción de para-carmin de Mayer consiste en lavar los parásitos en alcohol al 70 y 96 % durante cinco y diez minutos respectivamente después de haber sido aplanados, posterior a esto, se tiñeron en paracarmín de Mayer durante ocho minutos, se retiraron los parásitos del colorante y se pasaron a alcohol al 96 % para retirar el exceso de colorante, se diferenciaron en alcohol al 96 % acidulado con HCl al 2 % hasta que los bordes se observaron pálidos. Observando al microscopio estereoscópico, los parásitos se lavaron con alcohol al 96 % de 1 a 2 minutos para inactivar el HCl y en alcohol concentrado (99 %) de 20 a 25 minutos y se aclararon en salicilato de metilo, finalmente se montaron en bálsamo de Canadá con el acetábulo o región ventral hacia arriba, buscando la mejor visibilidad.

La técnica de tinción por tricrómica de Gomari consistió en lavar los parásitos previamente aplanados en alcohol al 96 % durante cinco minutos y se tiñeron en alcohol al 96 % con dos gotas de solución madre (tricrómica de Gomori) durante 25 minutos. Los parásitos teñidos se lavaron en alcohol al 96 % durante cinco minutos y se diferenciaron en alcohol al 96 % acidulado con HCl al 2 %. Seguido a esto, se realizó la inactivación del HCl lavando el parásito con alcohol al 96 % durante cinco minutos, posteriormente se deshidrataron en alcohol absoluto durante 20 minutos. El parásito teñido se aclaró en salicilato de metilo y finalmente se montó en bálsamo de Canadá.

Una vez realizadas las tinciones, se observó la morfometría de los parásitos en el microscopio midiendo la longitud total y anchura máxima del cuerpo y del órgano copulador, así como de las estructuras esclerotizadas del opistohaptor, como se muestra en la figura 5, para identificar el género del parásito, tomando como referencia el ATLAS DE LOS HELMINTOS PARÁSITOS DE CÍCLICOS DE MÉXICO (Vidal *et al.*, 2002)

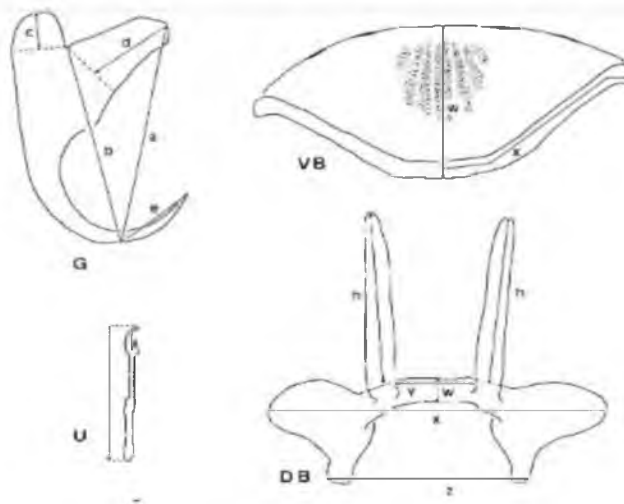


Figura 5. Medidas de las estructuras esclerotizadas del opistohaptor, usadas en el presente estudio. DB) barra transversal dorsal, G) macroganchos, VB) barra transversal ventral, U) microgancho, los cuales se enumeran del I al VII, iniciando por el par de la parte superior de la parte ventral hacia los extremos (tomada de la Tesis de Maestría de Aguirre, 2009, tomada a su vez de Pariselle y Euzet, 1995)

2.2.7 Deposito de ejemplares en Colección Parasitológica del Sureste:

Después de haber identificado y describir las especies encontradas, los ejemplares de las diferentes especies fueron depositados en la Colección Parasitológica del Sureste, perteneciente al Laboratorio de Parasitología de la División Académica de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

2.3. ANÁLISIS DE DATOS

Con base en la cantidad de parásitos encontrados, se determinó la prevalencia, la intensidad de infección y la concentración parasitaria (Figura 6). Los resultados obtenidos se analizaron mediante el programa minitab versión 14.0 utilizando una prueba no paramétrica (Kruskal-Wallis) para determinar las diferencias estadísticas de las concentraciones de parásitos entre tallas y por puntos de muestreo, con un nivel de confianza del 95 %.

$$\begin{aligned} \text{Prevalencia} &= \frac{\text{Casos positivos}}{\text{Tamaño de muestra}} \times 100 \dots\dots\dots (\text{Ec. 1}) \\ \text{Intensidad de infección} &= \frac{\sum \text{Parásitos encontrados en la muestra}}{\text{Tamaño de muestra}} \dots\dots\dots (\text{Ec. 2}) \\ \text{Concentración parasitaria} &= \frac{\sum \text{Parásitos por órgano por pez}}{\text{Peso del órgano infectado}} \dots\dots\dots (\text{Ec. 3}) \end{aligned}$$

Figura 6. Ecuaciones usadas para determinar prevalencia, intensidad de infección y concentración parasitaria.

Con los datos cualitativos, que se basan en la morfometría de los parásitos y sus estructuras, se realizó la identificación de las diferentes especies encontradas y las re-descripciones respectivas, así como la comparación con las re-descripciones de las mismas especies encontradas en otros estudios.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente estudio, se determinó tanto la prevalencia como la intensidad de manera general en el cultivo y así también, se determinaron los mismos parámetros clasificando los peces por puntos de muestreo y por tallas (cuadro 1 y 2 respectivamente). Aunado a esto, se analizaron diferentes parámetros de calidad de agua por punto de muestreo (cuadro 3).

Cuadro 2. Clasificación de peces analizados con base en la talla de cultivo (peso)

Grupo	Talla de cultivo (g)		
	Mínimo	Máximo	Promedio
A	1.0	12.9	4.4±3.0
B	61.9	250.0	150.1±54.1
C	308.0	850.0	430.1±12.8

Promedio ± desviación estándar (n=30).

Aunado al análisis parasitológico, se midieron diferentes parámetros físico-químicos de calidad de agua, en cada uno de los puntos muestreados, cuyos resultados se muestran en el cuadro 3.

Cuadro 3. Parámetros físico-químicos del agua en el embalse de la Presa Miguel de la Madrid, San Lucas Ojtlán, Oaxaca.

Puntos de muestreo	Amonio (mg/L)	Nitrato (mg/L)	Alcalinidad (mg/L)	Cloro (ppm)	Dureza (CaCO ₃)ppm	pH	O ₂ disuelto (mg/L)	CO ₂ (ppm)	Temperatura (°C)
I	0.20 ^a	0.05 ^a	83.33 ±5.70 ^a	10.00 ^a	101.67 ±2.80 ^b	7.53 ±0.06 ^a	5.90 ±0.30 ^a	10.00 ^a	29.70 ±0.0 ^b
II	0.20 ^a	0.05 ^a	86.67±11.50 ^a	14.00 ±1.70 ^b	83.33 ±5.70 ^a	7.80 ± 0.20 ^a	6.80 ±0.30 ^b	10.00 ^a	29.87±0.10 ^b
III	0.20 ^a	0.05 ^a	86.67 ±5.70 ^a	16.67 ±2.80 ^b	83.33 ±5.70 ^a	7.67 ±0.30 ^a	6.53 ±0.80 ^{ab}	9.00 ±3.60 ^a	29.70 ±0.0 ^b
IV	0.30 ±0.10 ^a	0.05 ^a	73.33 ±5.70 ^a	10.67 ±1.10 ^{ab}	105.00±5.00 ^b	7.33 ±0.60 ^a	5.80 ±0.10 ^a	10.00 ±0.0 ^a	28.03±0.10 ^a
V	0.40 ±0.20 ^a	0.05 ^a	83.33 ±5.70 ^a	12.00 ±0.0 ^{ab}	116.67 ±5.70 ^c	7.27 ±0.20 ^a	6.50 ±0.0 ^{ab}	10.00 ±0.0 ^a	28.03±0.20 ^a
VI	0.27 ±0.12 ^a	0.05 ^a	93.33 ±5.70 ^a	12.00 ±0.0 ^{ab}	100.00 ±0.0 ^b	7.30 ±0.10 ^a	5.87 ±0.20 ^a	10.67 ±1.16 ^a	28.27±0.10 ^a

Los resultados muestran el promedio de tres determinaciones para cada parámetro ± desviación estándar. Diferente superíndice indica diferencia significativa (P<0.05).

3.1. Prevalencia de infección parasitaria en la tilapia del Nilo (*O. niloticus*) cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.

El análisis parasitológico mostró un resultado positivo en cuanto a la presencia de parásitos en las tilapias cultivadas en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado (Cerro de Oro), presentándose 86 casos positivos de los 90 peces analizados (cuadro 4), obteniendo una prevalencia de infección parasitaria general del 95.56 %, cifra que resulta menor si se compara con el 100% de prevalencia presentada en el 2008 para tilapias cultivadas, bajo condiciones semejantes a las del presente estudio, en el sureste de Brasil (Martins *et al.*, 2014). De la cantidad infectada, el 98.84 % mostró infección únicamente en branquias y el 1.16 % restante mostró presencia de parásitos tanto en branquias como en cavidad bucal, mientras que en los demás órganos resultó negativo el análisis. Sin embargo, a pesar de presentarse una prevalencia elevada, esto no indica que tan grave es la parasitosis o el grado de calidad sanitaria, ya que de acuerdo con Vidal *et al.* (2002), esto depende de la intensidad y el tipo de parásito infectante (Salgado y Rubio, 2014).

Las prevalencias de infección encontradas en los seis puntos de muestreo resultaron estadísticamente semejantes (100 %), con excepción del punto seis quien mostró un menor valor (73.3 %). Para el caso de las prevalencias observadas entre grupos (por tallas de peces), no se observó diferencias en la prevalencia, situación que denota que la distribución de la parasitofauna infestante de la tilapia del Nilo en el área muestreada se encuentra distribuida de manera uniforme.

En cuanto a los sitios de muestreo, las prevalencias obtenidas en cada uno de los puntos fue del 100 %, con excepción del punto VI en el cual se observó una prevalencia del

73.3 %, es decir, de los 15 peces analizados en este punto, 11 resultaron positivos y en 4 peces no se observó presencia de parásitos tanto interna como externamente (cuadro 4).

En cuanto a la prevalencia por tallas se obtuvieron prevalencias iguales para los grupos A y C con valores del 93.3% en cada grupo, mientras que para el grupo B la prevalencia fue del 100 % (figura 7).

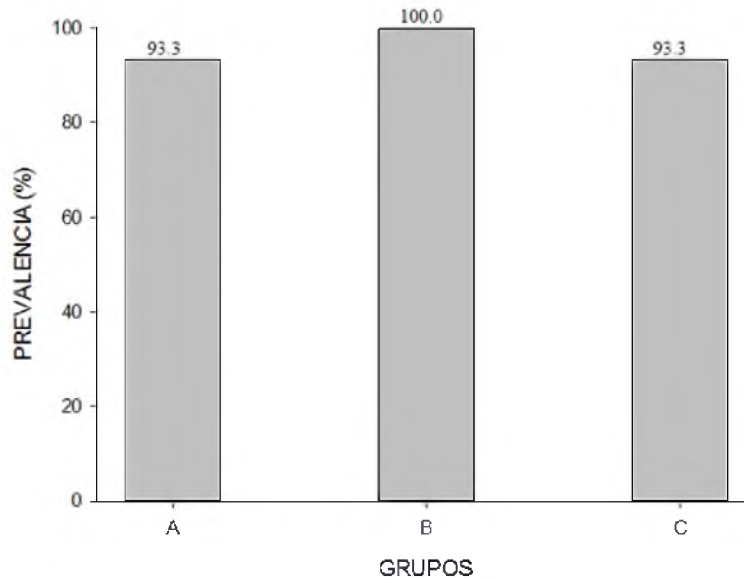


Figura 7. Prevalencia parasitaria en *O. niloticus* determinada por tallas.

3.2. Intensidad parasitaria en la tilapia del Nilo (*O. niloticus*) cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.

Como se observa en el Cuadro 4, se contabilizaron 6898 parásitos en un total de 90 peces analizados, obteniendo una intensidad promedio de 76.6 parásitos/pez, resultando menor a la intensidad determinada para *O. niloticus* cultivada en la zona centro-norte del estado de Veracruz, el cual fue de 112.05 ± 12 parásitos/pez (Aguirre *et al.*, 2015), aun cuando el sistema de cultivo es más controlado, ya que es cultivo en estanques, mientras que para el presente estudio, el cultivo se realiza en un ambiente abierto, al ser cultivadas en jaulas flotantes en el embalse de la presa Miguel de la Madrid, teniendo mayor contacto con los

organismos externos al cultivo, condición que favorece la infestación de parásitos, aunque en este caso resulto lo contrario.

Cuadro 4. Intensidad parasitaria por pez analizado.

Punto de muestreo	Grupo A			Grupo B			Grupo C			Intensidad por punto
	No. pez	Peso (g)	Parásito encontrados	No. pez	Peso (g)	Parásitos encontrados	No. pez	Peso (g)	Parásitos encontrados	Parásitos/ pez
I	1	2.0	12	31	76.0	52	61	523.5	93	55.6 ± 36.1 ^a
	2	1.6	9	32	94.6	58	62	321.9	90	
	3	1.5	17	33	61.9	55	63	575.2	94	
	4	1.5	10	34	132.0	62	64	398.5	111	
	5	1	14	35	119.3	61	65	369.6	96	
II	6	2.8	16	36	182.1	31	66	591.0	117	58.6 ± 45.1 ^a
	7	2.3	9	37	150.8	68	67	360.8	111	
	8	3.0	7	38	119.5	94	68	458.3	134	
	9	1.8	12	39	132.2	44	69	410.3	96	
	10	1.9	17	40	123.7	29	70	317.2	94	
III	11	9.0	10	41	99.9	49	71	310.7	116	52.1 ± 31.5 ^a
	12	5.0	21	42	100.9	59	72	317.9	99	
	13	2.4	21	43	114.9	37	73	575.2	46	
	14	3.1	24	44	105.3	58	74	394.7	72	
	15	1.5	18	45	80.4	71	75	383.4	81	
IV	16	4.6	39	46	191.0	119	76	850.0	77	122.9 ± 121.1 ^a
	17	4.9	25	47	215.0	268	77	764.1	81	
	18	8.2	43	48	157.0	109	78	432.1	338	
	19	5.0	7	49	161.7	59	79	365.0	118	
	20	5.2	27	50	249.0	121	80	423.7	413	
V	21	5.2	46	51	109.6	99	81	357.0	175	99.1 ± 79.3 ^a
	22	3.3	40	52	122.4	97	82	423.5	121	
	23	5.5	21	53	230.0	301	83	350.0	72	
	24	7.7	46	54	232.2	221	84	395.0	52	
	25	3.6	18	55	250.0	114	85	397.0	64	
VI	26	8.7	3	56	235.3	47	86	385.2	363	71.5 ± 96.2 ^a
	27	12.9	18	57	127.1	87	87	350.0	0	
	28	9.5	0	58	173.0	84	88	402.1	117	
	29	5.0	0	59	182.4	175	89	308.0	73	
	30	1.7	20	60	172.5	85	90	392.0	0	
Total de parásitos/ grupo			A=570			B=2814				
Total de parásitos encontrados									6898	
Parásitos/pez promedio										76.6

Los resultados muestran la cantidad de parásitos encontrados por cada pez, clasificándose por puntos y grupos de muestreo.

El rango de intensidad general va desde 3 hasta 413 parásitos por pez analizado, sin embargo, al agrupar por tallas, los resultados muestran que el parasitismo en tilapias cultivadas en la Presa Miguel de la Madrid, aumenta conforme a la talla de crecimiento, dato que se corrobora con los datos de intensidad por talla (cuadro 5), los cuales fueron más altos para los peces con tallas mayores (117.1 parásitos/pez), mientras que el menor rango e intensidad promedio se obtuvo en peces con menor talla (19.0 parásitos/pez).

Cuadro 5. Intensidades parasitarias por grupos con base en la talla de cultivo.

Grupos	No. de peces analizados	Parásitos encontrados*	Rango de intensidad		Intensidad promedio** (parásitos/pez)
			Mínimo	Máximo	
A	30	570	3	46	19.0 ±12.6 ^b
B	30	2814	29	301	93.8 ±65.3 ^a
C	30	3514	46	413	117.1 ±92.0 ^a
Total		6898			76.6

* Cantidad total de parásitos encontrados en el total de peces analizados.

**Los valores presentados corresponden al promedio de 30 peces analizados ± desviación estándar.

Estadísticamente se encontraron diferencias significativas con un valor de $P = 0.0$ y $\alpha=0.05$ entre la intensidad del grupo A con respecto a la de los grupos B y C.

Las intensidades de infección parasitaria para los tres grupos analizados se pueden clasificar de acuerdo con Verján *et al.*, (2001) en intensidad de infección leve para los grupos A y B al presentar menos de 100 parásitos, e intensidad de infección moderada para el grupo C al presentar más de 100 pero menos de 200 parásitos/pez.

A pesar de las diferentes intensidades de infección, los peces no mostraron ninguna anomalía en su apariencia física, lo que podría suponer, que la intensidad parasitaria y la

concentración parasitaria no tienen efectos aparentes en las tilapias del Nilo cultivadas en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado.

Así también se determinó la intensidad por cada uno de los puntos muestreados. El Cuadro 6 muestra la intensidad (parásitos/pez) obtenida por puntos de muestreo, presentándose la menor y mayor intensidad en los puntos III y IV, respectivamente.

Cuadro 6. Intensidad parasitaria por puntos de muestreo.

Punto de muestreo	Peces analizados	Total de parásitos*	Intensidad parasitaria (parásitos/pez)**
I	15	834	55.6 ±36.1 ^a
II	15	879	58.6 ±45.1 ^a
III	15	782	52.1 ±31.5 ^a
IV	15	1844	122.9 ±121.1 ^a
V	15	1487	99.1 ±79.3 ^a
VI	15	1072	71.5 ±96.2 ^a
Total	90	6898	76.6

* Cantidad total de parásitos encontrados en el total de peces analizados.

**Los valores presentados corresponden al promedio de 15 peces analizados ± desviación estándar.

Al agrupar los peces por punto de muestreo, los resultados no mostraron diferencias significativas ($P= 0.16$ y $\alpha= 0.05$), aun cuando se encontraron diferencias significativas en los parámetros de calidad de agua (cloro, dureza, oxígeno y temperatura). Razón por lo que se corrobora lo mencionado por Merino y Flores, (2015), que los parámetros indicadores de calidad de agua en los cultivos de tilapia no influyen sobre la presencia de parásitos, ya que de acuerdo con su experimento, no encontró relación significativa entre la presencia de parásitos y las variables de calidad de agua. Atribuyéndose que la parasitosis se debe principalmente a la contaminación parasitaria presente en el agua de cultivo (Soto, 2009).

3.3. Concentración parasitaria (parásitos/g branquia) en la tilapia del Nilo (*O. niloticus*) cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado.

Debido a que se trata de peces de diferentes tallas, para hacer las comparaciones correspondientes de las diferentes cargas parasitarias por puntos de muestreo y grupo, se estandarizaron los resultados determinando las concentraciones parasitarias en términos de la cantidad de parásitos encontrados y el peso del órgano infectado (Cuadro 7) que en este caso corresponde al peso de las branquias, obteniendo una concentración parasitaria general de 87.24 [parásitos/g de branquias]. Sin embargo, la concentración parasitaria no ha podido ser comparada con otro estudio debido a que comúnmente los estudios realizados determinan la cantidad de parásitos/mes (prevalencia), siendo este de los primeros estudios que considera el tamaño del órgano infectado para determinar la concentración, así como la talla de los peces.

Se agrupó la concentración parasitaria de los peces analizados por punto de muestreo, observando en la figura 8 que las concentraciones parasitarias son diferentes entre cada uno de los puntos, no obstante, no se presenta diferencia significativa entre puntos a excepción de los puntos I y IV que presentan la mayor y menor concentración en los puntos I y VI respectivamente.

Estadísticamente no se encontraron diferencias significativas ($P = 0.47$) por lo que se puede determinar que las concentraciones parasitarias entre los puntos de muestreo son similares y que las condiciones de los puntos de muestreo no tienen relación en la parasitosis presente en los peces analizados (Merino y Flores, 2015).

Cuadro 7. Concentración parasitaria por grupos analizados.

Puntos de muestreo	Concentración (parásitos/g de branquia)			Promedio
	A	B	C	
I	274.74	27.17	5.98	149.21 ±222.52 ^a
	224.78	80.17	4.88	
	274.35	36.67	6.06	
	493.83	14.45	9.06	
	756.76	19.15	10.11	
II	187.07	6.13	6.49	81.19 ±120.11 ^{ab}
	185.84	17.87	10.77	
	70.30	29.51	11.29	
	269.10	10.26	9.11	
	390.07	8.66	5.33	
III	32.41	19.92	13.62	93.40 ±150.23 ^{ab}
	137.05	23.98	5.61	
	391.43	11.83	2.56	
	230.70	17.43	5.51	
	466.39	36.36	6.13	
IV	233.90	21.42	3.39	75.03 ±94.12 ^{ab}
	155.93	40.21	4.13	
	170.56	27.33	32.55	
	45.68	13.37	12.32	
	302.83	16.64	45.13	
V	177.75	30.30	15.12	81.94 ±105.86 ^{ab}
	376.22	29.82	13.22	
	123.79	44.72	4.44	
	177.76	32.77	3.98	
	178.80	15.41	5.03	
VI	10.74	6.92	27.49	42.71 ±108.41 ^{bc}
	50.68	23.94	0.00	
	0.00	18.13	9.99	
	0.00	34.63	8.57	
	431.03	18.50	0.00	
Concentración promedio por grupo	227.4 ±171.5 ^a	24.5 ^b ±14.6	9.9 ±9.6 ^b	
Concentración general promedio	87.24 ±140.00			

Los resultados muestran la concentración parasitaria por pez, así como la concentración promedio ± desviación estándar por grupos con base en sus tallas de cultivo y en general.

Los superíndices indican diferencias significativas entre filas (P<0.05) (promedio) y entre columnas (concentración).

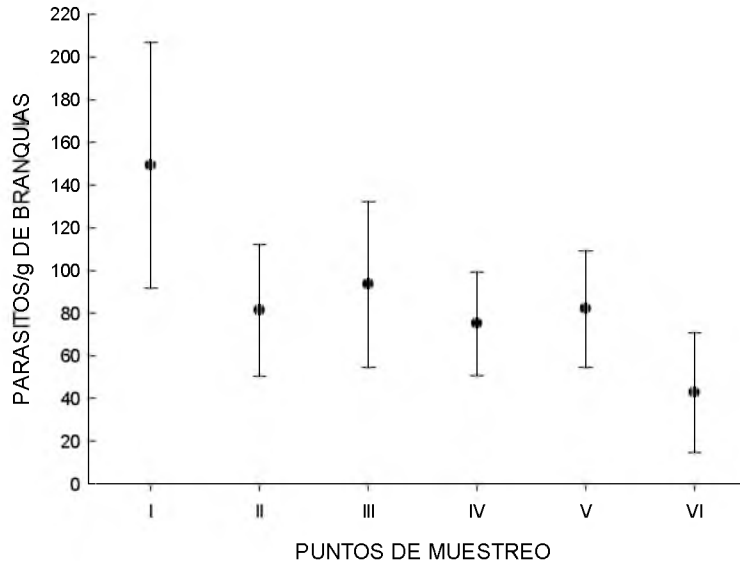


Figura 8. Concentración parasitaria por punto de muestreo.

Al agrupar los peces analizados con base en sus tallas, se obtuvo una concentración parasitaria promedio de 227.4, 24.5 y 9.9 [parásitos/g de branquia] para los grupos A, B, y C respectivamente (figura 9).

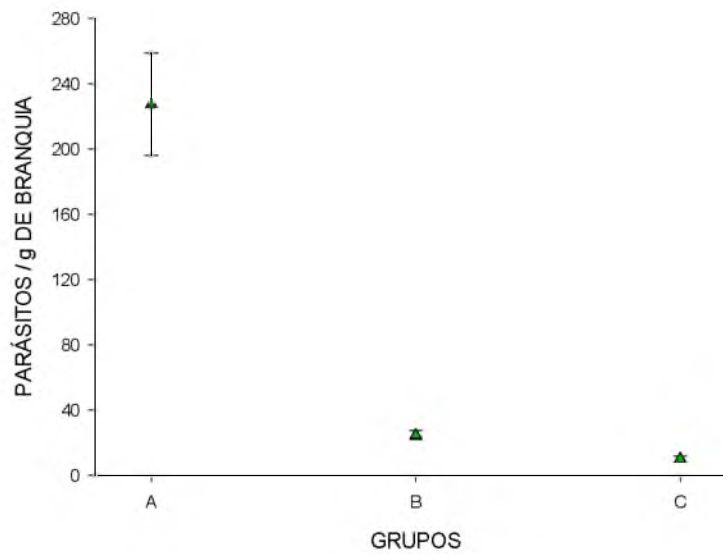


Figura 9. Concentraciones parasitarias por grupos de peces analizados, agrupados por tallas; A) de 1 a 12.9 g, B) de 61.9 a 250 g y C) de 308.0 a 850 g.

Al analizar los datos de la concentración parasitaria entre los grupos A, B y C, se determinó que hay diferencias significativas al obtener un valor de P próximo a cero con un $\alpha=0.05$, presentando una relación inversa a la intensidad parasitaria, ya que a mayor talla, menor concentración parasitaria, mientras que la intensidad incrementa a mayor talla. Al presentarse mayor intensidad parasitaria en los peces de mayor tamaño, se esperaba una concentración mayor en los peces de talla comercial, sin embargo, esta relación fue refutada en este estudio, pues la concentración tuvo un comportamiento contrario al de la intensidad, presentándose la mayor concentración en las branquias de los peces con menor tamaño (227.4 parásitos/g de branquia) y la menor en los peces de talla comercial (9.9 parásitos/g de branquia). De acuerdo con este resultado se puede suponer un efecto mayor de la parasitosis en la salud de los peces en sus primeras etapas de vida o de menor tamaño (FAO, 2011).

Las tilapias analizadas resultaron infectadas en un 95.56 % únicamente en branquias y 1.1% en cavidad bucal, situación que las coloca como alimento seguro para su consumo debido a que la zona infectada es una parte que se desecha por el consumidor. Sin embargo, a pesar de este resultado, de acuerdo con la NOM-251-SSA1-2009 la parte comestible de las tilapias (músculo) aún debe someterse a un tratamiento adecuado de saneamiento y desinfección con la finalidad de asegurar la inocuidad para el consumo.

3.4. Identificación y descripción morfológica de parásitos encontrados en la tilapia del Nilo (*O. niloticus*) cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid.

Los parásitos infectantes encontrados en las muestras del presente estudio, fueron identificados como diferentes géneros y especies, las cuales, al ser comparadas con las

claves de identificación para el estudio de género y especie de la Clase Monogenea establecidas por Pariselle y Euzet (2009) y con el ATLAS DE LOS HELMINTOS PARÁSITOS DE CÍCLIDOS DE MÉXICO (Vidal, *et al.* 2002), se determinó que pertenecen a la Clase Monogenea y Subclase Hirudinea de la Clase Clitellata, con especies *Cichlidogyrus sclerosus*, *C. halli*, *C. tilapiae*, *C. thurstonae*, *Scutogyrus longicornis* y en una menor proporción *Myzobdella* sp., siendo los parásitos de la Clase Monogenea los que han presentado mayor incidencia en el cultivo, coincidiendo con otros estudios realizados en peces ciclidos (Herroz, 2000; Jimenez *et al.*, 2001; Salgado, 2006; Tombi *et al.*, 2014). Los géneros mayormente identificados fueron *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 y *Scutogyrus* y en menor cantidad el género *Myzobdella* de la Subclase Hirudinea.

Los monogéneos encontrados presentaron similitud aparente, al tratarse de gusanos aplanados, sin embargo al ser observados a detalle, se determinó que existen diferencias bien marcadas entre las estructuras del opisthaptor y el órgano copulador entre los ejemplares de las diferentes especies, teniendo en cuenta la forma característica de las barras transversales que unen los macroganchos al opisthaptor.

Para el caso de los parásitos del género *Cichlidogyrus*, la barra transversal dorsal presentó una forma ligeramente de H, compuesta por una barra ligeramente arqueada y con un par de apéndices o aurículas en la parte superior, que se extendían hacia la parte anterior del cuerpo, además de una barra transversal ventral la cual era una barra simple arqueada agudamente en la parte central, con una forma similar a V. Esta especie presentó además 14 microganchos, características establecidas por Paperna 1960.

Los parásitos del género *Scutogyrus* presentaron estructuras similares a los del género *Cichlidogyrus* pero se diferenciaron principalmente en que la barra transversal

dorsal en los extremos del género *Scutogyrus* presentó una estructura en forma de triángulo y los apéndices o aurículas fueron más estrechos y de mayor longitud; la barra transversal resultó arqueada con forma similar a la de una U y presentó una placa en la parte superior a la barra, dando una apariencia de abanico. Al igual que *Cichlidogyrus*, *Scutogyrus* presentó 14 microganchos marginales.

Las diferentes especies encontradas en el presente estudio, ya han sido descritas para estudios realizados anteriormente en diferentes países, por ejemplo: *C. sclerosus* fue descrita por primera vez por Paperna y Thurston en 1969, *C. halli* por Price y Kirk en 1967 y *C. tilapiae* por Paperna en 1960, aunque años más tarde estas especies fueron redescritas por Douellou (1993), Duncan (1973) en Filipinas, por Ergens (1981) en Egipto y por Kritsky y Thatcher (1974) en Colombia. Los parásitos identificados en este trabajo coinciden con las descripciones ya existentes en estudios anteriores, coincidiendo en la morfología, sin embargo, presentaron algunas diferencias en cuanto a la morfometría, es decir, son organismos con el cuerpo y estructuras iguales que los ejemplares de las mismas especies descritos en estudios anteriores pero de diferentes tamaños.

A continuación se describen las características morfométricas de los parásitos identificados, tomando en cuenta principalmente las medidas de sus estructuras externas e internas en micrómetros (μm). Se dan los rangos mínimos y máximos con el promedio \pm la desviación estándar y el número de ejemplares medidos, entre paréntesis.

3.4.1. Redescrición morfométrica de *Cichlidogyrus halli* (Price & Kirk, 1967).

Redescrición (Figura 10): Presentó cuerpo alargado, 480.00-720.00 (610.00 ± 121.24 , n=3) de longitud total y 130.00-180.00 (153.98 ± 18.16 , n=5) de anchura máxima. Lóbulos

cefálicos con cuatro pares de glándulas. Un par de ojos con lentes. Boca no observada. Faringe esférica con 24.60-39.48 (31.17 ± 6.30 , n=4) de diámetro, el intestino se encuentra bifurcado posterior a la faringe y confluyente posterior al testículo. Haptor elipsoide con dos pares de macroganchos y siete pares de microganchos. Ganchos ventrales robustos con 44.42-58.23 (51.66 ± 6.93 n=3) de longitud, con base firme y columna y punta cortas, raíz exterior ancha con terminación redondeada; raíz interna más larga que la exterior. Barra ventral en forma de V, 59.00-68.80 (63.92 ± 6.90 , n=2) de longitud transversal y base de 4.92-7.38 ($6.56 \pm 1.42.00$, n=3) de ancho. Barra dorsal larga y firme, 39.40-41.82 (40.59 ± 1.74 , n=2) de longitud transversal, base de 4.92-7.38 (6.07 ± 1.23 , n=3) de ancho; ramas largas; apéndices o aurículas separadas ampliamente 27.1-29.52 (28.29 ± 1.74 , n=2) de longitud, 9.84-17.77 (13.3 ± 4.05 , n=3) de altura y 4.92-7.38 (6.4 ± 1.30 , n=3) de ancho. Microganchos largos; longitud de los microganchos, 13.82-14.80 (14.31 ± 0.70 , n=2), 11.84-12.83 (12.34 ± 0.69 , n=2), 25.66-27.64 (26.65 ± 1.39 , n=2), 24.68-26.65 (25.66 ± 1.40 , n=2), 27.64-29.61 (28.63 ± 1.39 , n=2), 26.65-27.64 (27.14 ± 0.70 , n=2), 24.68-25.66 (25.17 ± 0.70 , n=2) para los pares del I-VII respectivamente y una anchura de 0.99-0.99 (0.99 ± 0 , n=2) para el par I y 1.97-1.97 (1.97 ± 0 , n=2) para cada uno de los pares II-VII.

Se observó testículo con forma ovoide y situado dorsoposterior al ovario. Conducto deferente no rodea el ciego intestinal. Presenta un reservorio prostático situado posterior al órgano copulador. El órgano copulador es muy largo en forma de S (figura 10 C), situado posterior a la bifurcación intestinal, 56.26-78.72 (65.51 ± 8.28 , n=5) de longitud y 4.92-7.38 (5.62 ± 1.07) de anchura máxima, con base irregular; pieza accesoria en forma de lanceta y más corta que el tubo copulador 54.29-63.96 (59.99 ± 3.64 , n=5) de longitud. El ovario es

irregularmente ovoide y situado anteroventral al testículo. Vagina sub-mediana. Receptáculo seminal adjunto a la vagina.

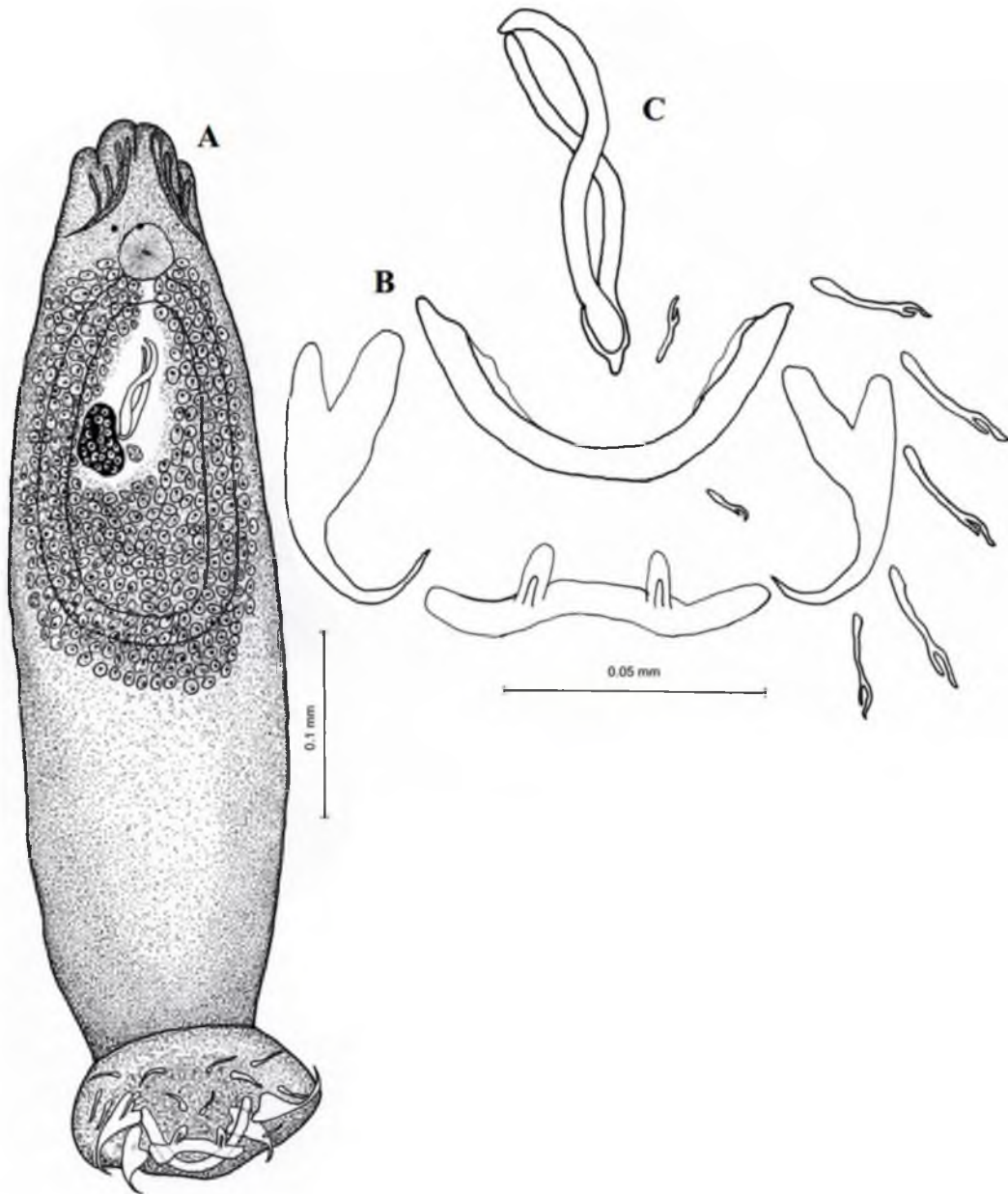


Figura. 10. *Cichlidogyrus halli* (Price & Kirk, 1967), vista ventral. A) Cuerpo completo; B) estructuras del haptor; C) órgano copulador.

De acuerdo con el Cuadro 8, al hacer la comparación de la morfometría de *C. halli* identificada en este estudio con las redescriptiones hechas en Japón por Maneepitaksanti y Nagasawa (2012) y en Tailandia por Maneepitaksanti *et al.* (2014) y tomando en cuenta las claves de identificación para el estudio de género y especie de Pariselle y Euzet (2009), se observó que la longitud promedio en el tamaño del cuerpo de los ejemplares detectados en este trabajo, fueron mayores que la longitud promedio reportada por Maneepitaksanti y Nagasawa (2012) y de menor tamaño que la longitud promedio reportada por Maneepitaksanti *et al.*, (2014). En lo que respecta a la comparación de la anchura máxima promedio del cuerpo y la longitud de la barra transversal de los ejemplares de este trabajo, se pudo observar que presentan menores valores que los descritos para la misma especie en Japón (Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012) y únicamente para la anchura del cuerpo fue mayor a los ejemplares reportados en Tailandia (Maneepitaksanti *et al.*, 2014).

La morfología de los microganchos resultó similar, sin embargo, en cuanto a la longitud, esta resultó menor que las longitudes promedio establecidos en los reportes anteriores, excepto para el par II que para este estudio es mayor que la longitud promedio reportada por Maneepitaksanti y Nagasawa (2012).

En cuanto al órgano copulador la longitud resultó menor con respecto a los reportes citados, pero con morfología muy similar, presentando el cirrus forma de S (Figura. 10 C).

Las diferencias morfométricas encontradas para la especie *C. halli* entre este estudio y las redescriptiones realizadas para la misma especie en Japón (Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012) y Tailandia (Maneepitaksanti *et al.*, 2014), puede deberse principalmente a las condiciones del hospedero al que infectan.

Cuadro 8. Comparación de valores morfométricos para *C. halli* encontrado en este estudio y otras descripciones.

Estructura	Medida	Valores morfométricos (μm)			
		R1	R2	Este trabajo	
Morfometría externa	LT	363-629 (546)n=10	1000-1500 (1169.0) n=10	480-720 (610 \pm 121.24, n=3)	
	AM	159-242 (215) n=10	180-295 (229.5) n=10	130-180 (153.98 \pm 18.15, n=5)	
Faringe	D	-	-	24.6-39.48 (31.17 \pm 6.31, n=4)	
Barra ventral	LT	100-114 (107) n=10	74.6-75.7 (75.2) n=10	59-68.8 (63.92 \pm 6.90, n=2)	
	AM	-	-	4.92-7.38 (6.56 \pm 1.42, n=3)	
Barra dorsal	LT	53-63 (60) n=10	90-92.7 (91.4) n=10	39.4-41.82 (40.59 \pm 1.74, n=2)	
	LA	20-27 (23) n=10	-	27.1-29.52 (28.29 \pm 1.74, n=2)	
	HA	-	-	9.84-17.77 (13.3 \pm 4.05, n=3)	
	AA	-	-	4.92-7.38 (6.4, \pm 1.30, n=3)	
	AB	-	-	4.92-7.38 (6.07 \pm 1.24, n=3)	
Macroganchos ventral	A	-	-	44.42-58.23 (51.66 \pm 6.93 n=3)	
	B	-	-	36.52-50.33 (55.08 \pm 7.47, n=3)	
	C	-	-	13.82-15.79 (15.13 \pm 1.14, n=3)	
	D	-	-	12.83-14.81 (14.15 \pm 1.14, n=3)	
	E	-	-	9.87-12.83 (11.19 \pm 1.51, n=3)	
Macroganchos dorsal	A	-	-	43.55-55.27 (44.09 \pm 10.46 n=3)	
	B	-	-	31.58-53.30 (42.11 \pm 10.87, n=3)	
	C	-	-	11.84-14.81 (13.49 \pm 1.51, n=3)	
	D	-	-	10.86-12.83 (11.84 \pm 0.99, n=3)	
	E	-	-	7.38-10.86 (9.37.19 \pm 1.79, n=3)	
Microganchos	I	LT	13-18 (15) n=10	-	13.82-14.80 (14.31 \pm 0.70, n=2)
		AM	-	-	0.99-0.99 (0.99 \pm 0.00, n=2)
	II	LT	13-15 (14) n=10	11.9-12.3 (12.1) n=10	11.84-12.83 (12.34 \pm 0.69, n=2)
		AM	-	-	1.97-1.97 (1.97 \pm 0.00, n=2)
	III	LT	23-25 (24) n=10	36.5-37.9 (37.4) n=10	25.66-27.64 (26.65 \pm 1.39, n=2)
		AM	-	-	1.97-1.97 (1.97 \pm 0.00, n=2)
	IV	LM	25-31 (28) n=10	28.9-31.1 (29.5) n=10	24.68-26.65 (25.66 \pm 1.40, n=2)
		AM	-	-	1.97-1.97 (1.97 \pm 0.00, n=2)
	V	LT	30-35 (33) n=10	38.8-39.8 (39.3) n=10	27.64-29.61 (28.63 \pm 1.39, n=2)
		AM	-	-	1.97-1.97 (1.97 \pm 0.00, n=2)
	VI	LT	25-30 (29) n=10	36.2-36.9 (36.6) n=10	26.65-27.64 (27.14 \pm 0.70, n=2)
		AM	-	-	1.97-1.97 (1.97 \pm 0.00, n=2)
	VII	LT	20-29 (26) n=10	34.1-34.7 (34.3) n=10	24.68-25.66 (25.17 \pm 25.0.7, n=2)
		AM	-	-	1.97-1.97 (1.97 \pm 0.00, n=2)
Pieza accesoria	LT	54-67 (60) n=10	61.0-68.8 (66.4) n=10	54.29-63.96 (59.99 \pm 3.64, n=5)	
Órgano copulador	LT	60-80 (73) n=10	80.4-82.9 (82) n=10	56.26-78.72 (65.51 \pm 8.28, n=5)	
	AM	-	-	4.92-7.38 (5.61 \pm 1.07, n=5)	

Nota: LT= Longitud total, AM= Anchura máxima, D= Diámetro, HA= Altura de aurícula; AA= Anchura de aurícula, AB= Anchura de barra.

R1= Redescrípción hecha por Maneepitaksanti y Nagasawa (2012)

R2= Redescrípción hecha por Maneepitaksanti *et al.*, 2014

La especie *C. halli* de la Clase Monogenea se ha reportado para diferentes especies de peces cíclidos, como: *O. niloticus*, *O. niloticus* x *O. mosambicus*, *O. aureus*, *O.*

n.niloticus., (Pariselle, 1996; Bounou et al., 2008; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012; Maneepitaksanti et al., 2014; Tombi et al., 2014; Zago, et al., 2014; Mendoza et al., 2015), registrándose por primera vez en arcos branquiales de *O. aureus* en África (Price y Kirk, 1967) y que posteriormente se extendió hacia los continentes de Asia y América. La especie *C. halli*, ha mostrado gran especificidad en peces cíclidos, coincidiendo con el presente estudio.

Distribución geográfica: posterior al primer registro, se ha reportado que su distribución ha sido principalmente en el continente Africano ya que se ha registrado en los países de Malawi, Ghana, Uganda, Egipto, Beening, Guinea, Sierra de Leona, Burkina Faso, Sudáfrica, Camerún, y Costa de Marfil (Douellou, 1993; Pariselle y Euzet, 1997; Pouyaud et al., 2006; Bounou et al., 2008; Pariselle y Euzet, 2009; Le Roux y Avenant, 2010; Mendlova et al., 2010; Medanire et al., 2011; Messu et al., 2015; Euphrasie et al., 2017). Sin embargo, más recientemente se ha reportado a *C. halli* en peces cíclidos de Japón, Tailandia y Malasia en el continente Asiático (Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012; Maneepitaksanti et al., 2014; Shen et al., 2016) y en América se ha reportado para México (Fajer, 2013; Mendoza et al., 2015) y Brasil (Zica et al., 2012; Zago et al., 2014) (fig. 11).

En México, *C. halli*, se ha reportado para la especie *O. niloticus* cultivada en las localidades de San Antonio Cardenas, Atasta, Isla Aguada y Jobalito, en las inmediaciones de la laguna de Términos, Campeche (Mendoza et al., 2015) y Yucatan (Paredes et al., 2016) en la parte sureste del país y en el noreste se ha reportado para Sinaloa y Nayarit (Fájer, 2013). En el presente estudio se registra para la tilapia del Nilo cultivada en jaulas flotantes en inmediaciones de la isleta Laguna Escondida en el embalse de la Presa Miguel de la Madrid Hurtado, San Lucas Ojitlán, en el estado de Oaxaca.

Distribución Geográfica de *C. halli*

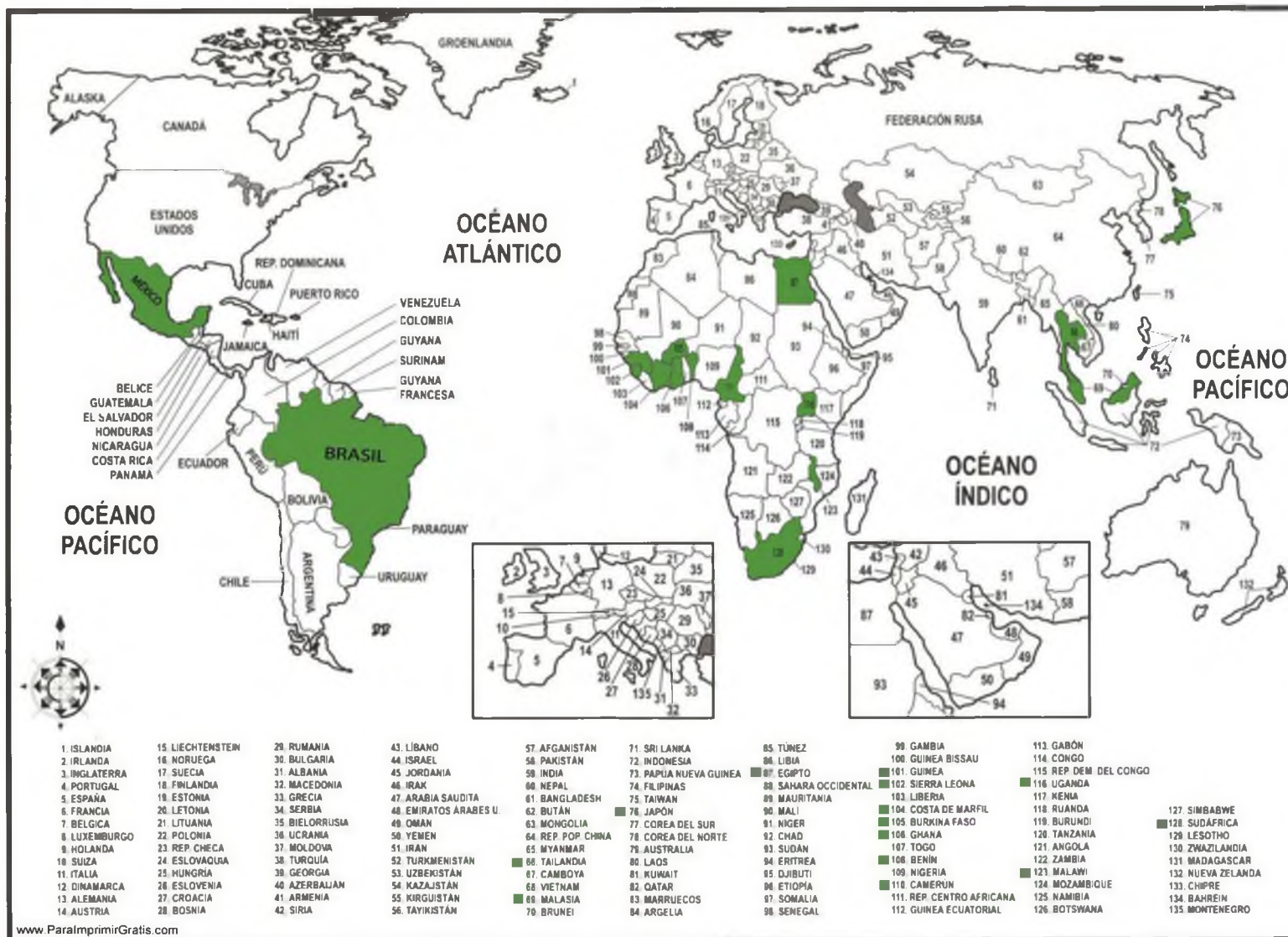


Figura 11. Distribución geográfica de *C. halli* a nivel mundial (con información de; Douellou, 1993; Pariselle y Euzet, 1997; Pouyau *et al.*, 2006; Boungou *et al.*, 2008; Pariselle y Euzet, 2009; Le Roux y Avenant, 2010; Mendlova *et al.*, 2010; Medanire *et al.*, 2011; Maneepitakasanti y Nagasawa, 2012; Maneepitakasanti *et al.*, 2014; Mendoza *et al.*, 2015)

3.4.2. Redescrípción morfométrica de *Cichlidogyrus tilapiae* Paperna, 1960

Redescrípción (Figura 12): El monogéneo mostró cuerpo alargado y estrecho en la parte posterior, midiendo 260-300 (280 ± 28.28 , $n=2$) de longitud y 90-120 (100 ± 14.14 , $n=4$) de anchura máxima. Lóbulos cefálicos con cuatro pares de glándulas. Un par de ojos con lentes. Boca no observada. Faringe de forma esférica con medida de 22.10-24.60 (23.37 ± 1.74 , $n=2$) de diámetro. Haptor elipsoide con dos pares de macroganchos y siete pares de microganchos. La forma de los macroganchos dorsales es similar a los macroganchos ventrales. Macroгanchos ventrales 24.20-36.90 (33.10 ± 6.07 , $n=4$) de longitud con base y eje amplios, raíz exterior corta 4.92-9.84 (7.49 ± 2.02 , $n=4$) de longitud y raíz interna más amplia y larga 9.84-12.3 (11.69 ± 1.23 , $n=4$) de longitud. Barra ventral en forma de U, 27.10-44.28 (36.28 ± 7.34 , $n=4$) en longitud transversal y 2.47-7.38 (4.92 ± 2.84 , $n=4$) de anchura de base. Barra dorsal de forma arqueada con un par de aurículas, 24.60-39.36 (31.97 ± 6.34 , $n=4$) de longitud transversal y 2.46-7.38 (4.92 ± 2.84 , $n=4$) de anchura de base; aurículas con altura de 7.38-12.83 (11.30 ± 2.62 , $n=4$) y 2.46-4.92 (4.30 ± 1.23 , $n=4$) de anchura.

De los microganchos, el segundo par es el más pequeño y no presenta base; la longitudes de los microganchos son 6.91-10.85 (9.21 ± 2.05 , $n=3$), 7.90-10.85 (8.88 ± 1.71 , $n=3$), 9.87-21.71 (14.48 ± 6.34 , $n=3$), 13.80-19.74 (17.44 ± 3.17 , $n=3$), 11.8-18.75 (16.45 ± 3.98 , $n=3$), 15.79 ($n=3$) y 12.83-21.71 (16.12 ± 4.86 , $n=3$) para los pares I-VII respectivamente y una anchura máxima de 0.987 ($n=3$) para los pares I y II, 0.987-1.974 (1.31 ± 0.57 , $n=3$) para los pares III, IV y VII y 0.987-1.974 (1.64 ± 0.57 , $n=3$) para los pares V y VI.

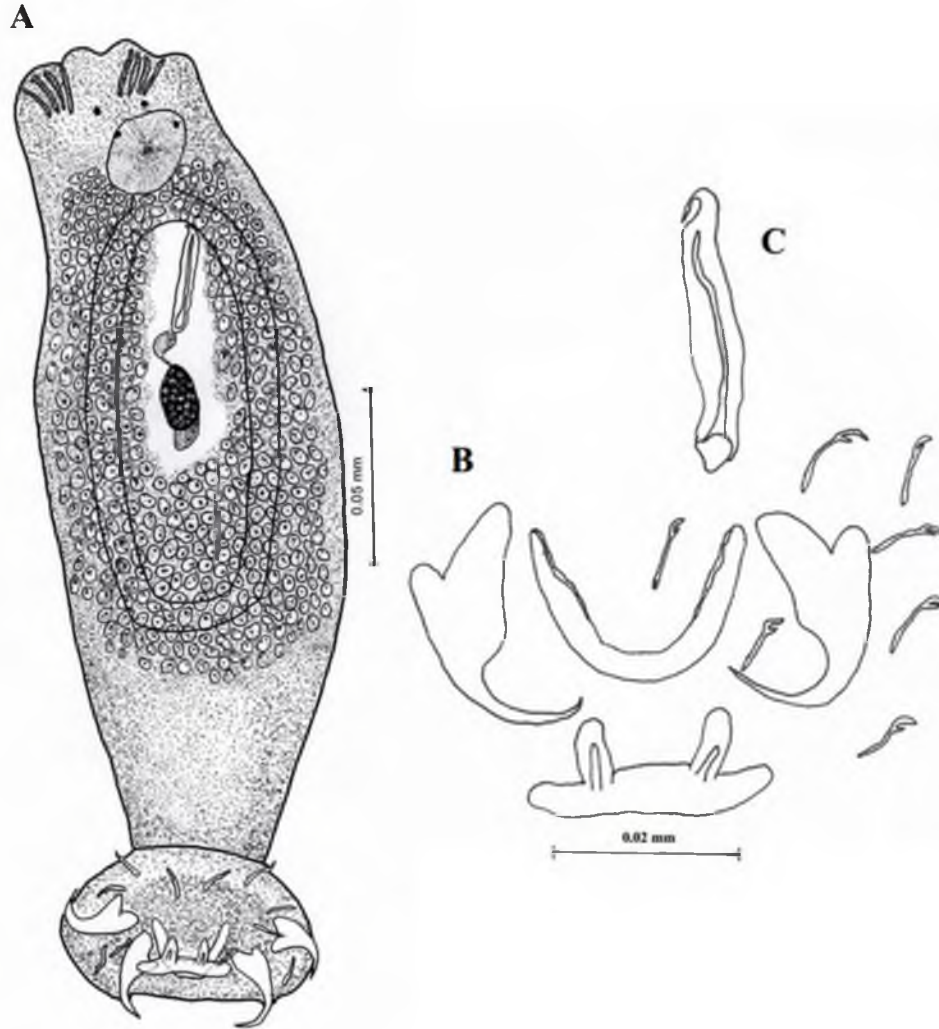


Figura. 12. *Cichlidogyrus tilapiae* (Paperna, 1960), vista ventral. A) cuerpo completo; B) estructuras del haptor; C) órgano copulador.

Órgano copulador de forma simple, localizado a un tercio de la longitud del extremo anterior del cuerpo; el tubo copulador es bastante derecho y angosto, con base más amplia, 27.06-29.52 (28.7 ± 1.42 , $n=3$) de longitud y una anchura de 0.987 ($n=3$); pieza accesoria casi derecha terminando con gancho agudo en la punta, 31.98-34.44 (32.80 ± 1.42 , $n=3$) de longitud. La vagina no pudo ser observada.

Los datos morfométricos muestran que *C. tilapiae* resultó con un cuerpo pequeño, con (Cuadro 9).

Cuadro 9. Comparación de valores morfométricos para *C. tilapiae* encontrado en este estudio y otras redescpciones.

Estructura	Medida	Valores morfométricos (μm)				
		R1	R2	R3	Este trabajo	
Morfometría externa	LT	160-509	214-280 (242)	400-530 (464.0)	260-300 (280) n=2	
	AM	30-142	83-100 (90)	75-90 (79.8)	90-120 (100) n=4	
Faringe	D	12 a 26	21.24(23)	20.5-22.0 (21.5)	22.1-24.6 (23.4) n=2	
Barra ventral	LT	34-98	50-56 (54)	38.8-40.8 (40)	27.06-46.74 (38.12) n=4	
	AM				2.46-7.38 (4.92) n=4	
Barra dorsal	LT	18-38	13-15 (14)	25.0-25.8 (25.5)	24.6-44.28 (34.44) n=4	
	LA	-	-	-	18.75-31.98 (23.75)	
	HA	9-19	-	-	7.38-12.83 (11.29) n=4	
	AA	-	-	-	2.46-4.92 (4.3) n=4	
	AB	-	-	-	2.46-7.38 (4.92) n=4	
Macroganchos ventral	A	18-26	-	-	24.16-36.9 (33.1 \pm 6.072, n=4)	
	B	26-40	35-38 (36)	30.8-31.7 (31.2)	22.14-34.44 (28.905 \pm 5.072, n=4)	
	C	4.0-7.0	-	-	4.992-9.84 (7.495 \pm 2.022, n=4)	
	D	11.0-15	-	-	9.84-12.3 (11.685 \pm 1.23, n=4)	
	E	7.0-10	-	-	4.92-7.38 (6.765 \pm 1.23, n=4)	
Macroganchos dorsal	A	18-26	-	-	22.14-31.98 (28.29 \pm 4.26, n=4)	
	B	26-33	-	-	24.16-36.9 (32.49 \pm 5.67, n=4)	
	C	4-7.0	-	-	4.99-9.84 (7.5 \pm 2.022, n=4)	
	D	18	-	-	9.84-12.3 (11.685 \pm 1.23, n=4)	
	E	7	-	-	4.92-7.38 (6.77 \pm 1.42, n=4)	
Microganchos	I	LT	7-17	12-15 (13)	12.9-13.2 (13.1)	6.909-10.857 (9.212 \pm 2.055, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)
	II	LT	13-17	8-12 (10)	11.3-11.8 (11.6)	7.896-10.857 (8.883 \pm 1.71, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-0.987(0.987 \pm 0,n=3)
	III	LT	13-20	12-17 (14)	16.0-16.6 (16.4)	9.87-21.714 (14.476 \pm 6.346, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.316 \pm 0.57, n=3)
	IV	LM	13-20	12-15 (14)	16.9-17.4 (17.1)	13.818-19.74 (17.437 \pm 3.173, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.316 \pm 0.57, n=3)
	V	LT	11-15	15-17 (16)	13.5-14.1 (13.9)	11.844-18.753 (16.45 \pm 3.989, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.645 \pm 0.57, n=3)
	VI	LT	15	15-18 (16)	14.0-14.7 (14.4)	15.79-15.792 (15.791 \pm 0.001, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.645 \pm 0.57, n=3)
	VII	LT	21	13-15 (14)	13.0-13.6 (13.3)	12.831-21.714 (16.121 \pm 4.869, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.316 \pm 0.57, n=3)
Pieza accesoria	AM	7	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)	
	LT	22-33	31-37 (33)	20.0-26.3 (24.7)	31.98-34.44 (32.8 \pm 1.42, n=3)	
Órgano copulador	LT	19-37	28-30 (29)	22.0-31.7 (28.2)	27.06-29.52 (28.7 \pm 1.42, n=3)	
	AM	4.0-6.0	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)	

Nota: LT= Longitud total, AM= Anchura máxima, D= Diámetro, HA= Altura de aurícula; AA= Anchura de aurícula, AB= Anchura de barra.

R1= Redescpción hecha por Paperna (1960)

R2= Redescpción hecha por Maneepitaksanti & Nagasawa (2012)

R3= Redescpción hecha por Maneepitaksanti *et al.* (2014)

En el cuadro anterior se muestra que las estructuras esclerotizadas del opistohaptor y del órgano copulador resultaron menores respecto a la descripción original (Paperna, 1960), pero semejantes a la descripción realizada por Maneepitaksanti y Nagasawa (2012) y Maneepitaksanti *et al.* (2014).

En cuanto a los microganchos, estos resultaron más pequeños en comparación con las tres descripciones antes mencionadas, sin embargo coinciden en ser el par número seis el que presenta la mayor longitud y el segundo par el más pequeño. El órgano copulador consta de un cirrus largo y muy delgado y una pieza accesorio.

Distribucion geográfica: reportada por primera vez en Israel en *T. nilotica* y en *T. galilaea* por Paperna, (1960). Posteriormente se registró en arcos branquiales de *O. mosambicus*, *O. aureous*, tilapia roja (*O. niloticus* x *O. mosambicus*), *T. zilli*, *Tristamella sacra*, *T. simonis*, *Pelmatochromis guentheri*, *Hemiocromis fasciatus* y en *Haplochromis macrognathus*, registrándose principalmente en África y Asia, Tanzania, Ghana, Uganda, Egipto, Zimbabwe, Costa de Marfil, Sudáfrica, Burkina Faso, Filipinas, Tailandia, Japón, Malasia, Bangladesh y más recientemente en América, en donde se ha registrado en Colombia, Cuba y en México en el estado de Yucatan (fig.13) (Douellou, 1993; Jiménez *et al.*, 2001; Pouyaud *et al.*, 2006; Kohn *et al.*, 2006; Lerssutthichawal, 2008; Bounou *et al.*, 2008, Pariselle y Euzet, 2009; Le Roux y Avennant, 2010; Madanire *et al.*, 2011; Akoll *et al.*, 2011; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012; Wanderson *et al.*, 2012; Paredes *et al.*, 2016; Shen *et al.*, 2016).

Distribución Geográfica de *C. tilapiae*

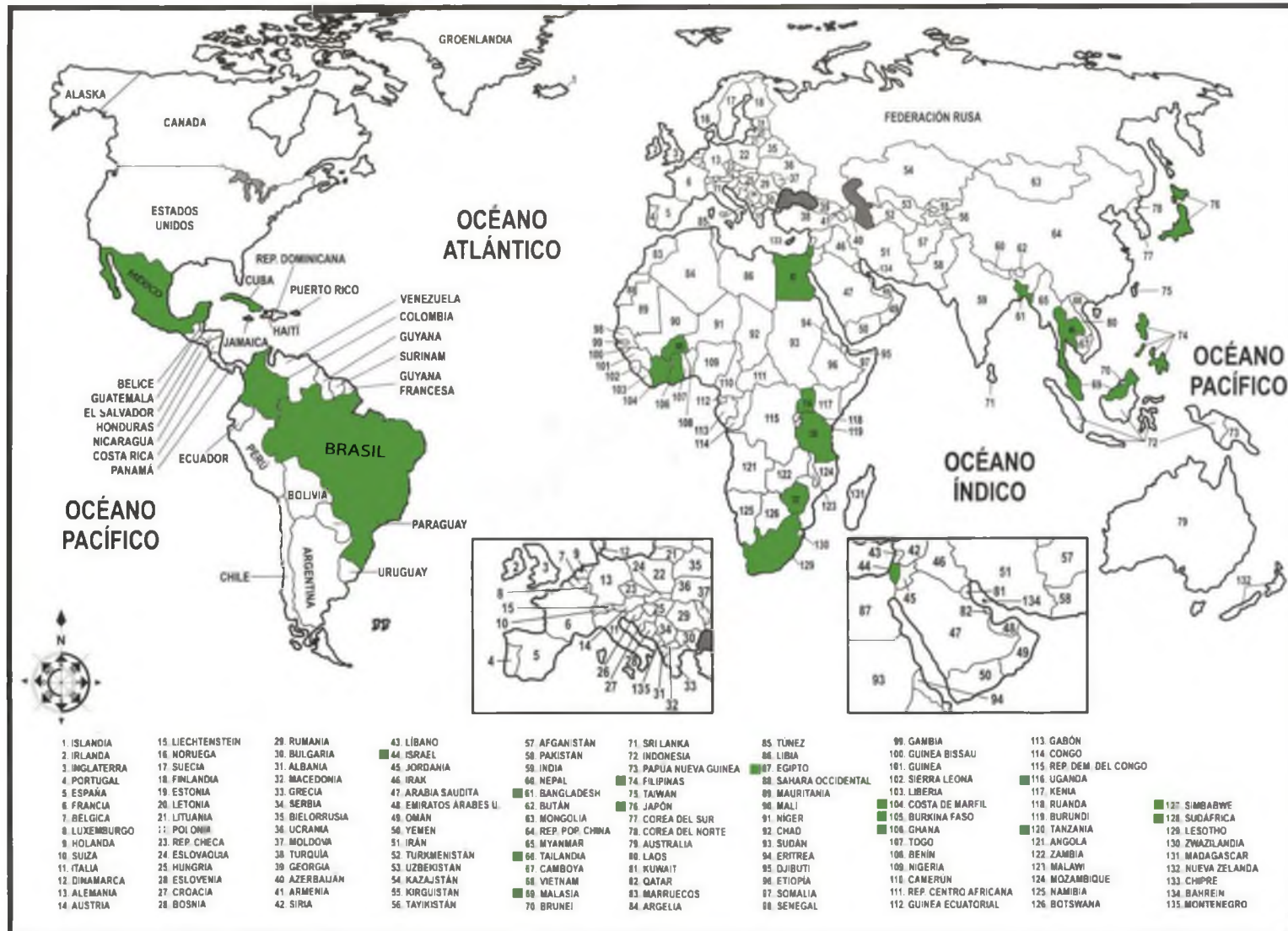


Figura 13. Distribución geográfica de *C. tilapiae* a nivel mundial (tomado de: Douellou, 1993; Jiménez *et al.*, 2001; Pouyau *et al.*, 2006; Kohn *et al.*, 2006; Lerssutthichawal, 2008; Bounou *et al.*, 2008; Parisell y Euzet, 2009; Le Roux y Avennant, 2010; Madanire-Mayo *et al.*, 2011; Akoll *et al.*, 2011; Mancepitaksanti y Nagasawa, 2012)

3.4.3. Redescrición morfométrica de *Cichidogyrus sclerosus* Paperna & Thurston, 1969.

Redescrición (Figura 14): presentó cuerpo alargado, 420-670 (561.42 ± 80.3 , n=7) de longitud total y 90-180 (139.16 ± 27.27 , n=9) de anchura máxima. Lóbulos cefálicos con cuatro pares de glándulas. Presenta dos pares de ojos, el par posterior con lentes. Boca no observada. Faringe de forma esférica, 34.44-49.35 (43.37 ± 6.31 , n=8) de diámetro. Haptor redondeado, con dos pares de macroganchos y siete pares de microganchos. Los macroganchos ventral y dorsal son de tamaño y forma similar, 29.52-36.9 (32.902 ± 2.922 , n=8) y 29.52-36.9 (31.605 ± 2.436 , n=8) de longitud respectivamente. Barra ventral en forma de V, 29.52-49.2 (39.29 ± 7.32 , n=6) de longitud transversal y 3.94-9.84 (6.54 ± 2.48 , n=6) de anchura en la base. Barra dorsal firme y arqueada con un par de aurículas en la parte superior, dando una forma similar a una X, 27.06-36.90 (33.24 ± 3.40 , n=6) en longitud transversal de la barra y 3.94-7.38 (5.48 ± 1.34 , n=7) de anchura de barra; aurículas con altura de 8.83-14.76 (12.23 ± 2.09 , n=7) y anchura máxima de 6.90-9.97 (9.00 ± 1.43 , n=7).

Microganchos; el segundo par es el más corto y sin base, los otros pares de microganchos presentan una base pequeña; las longitudes de los microganchos son 11.84-14.805 (13.82 ± 1.40 , n=5), 8.88-11.84 (9.87 ± 1.71 , n=3), 13.82-16.779 (15.09 ± 1.24 , n=7), 13.82-18.75 (15.55 ± 2.09 , n=8), 12.83-16.78 (15.37 ± 1.60 , n=7), 13.82-15.79 (14.48 ± 0.81 , n=6) y 10.86-17.76 (14.15 ± 3.46 , n=3) para los pares I-VII respectivamente y una anchura máxima 0.98-1.97 (1.38 ± 0.54 , n=5), 0.98-0.98 (0.98 ± 0.00 , n=3), 0.98-1.97 (1.69 ± 0.48 ,

n=7), 0.98-1.97 (1.85 ± 0.35 , n=8), 0.98-1.97 (1.69 ± 0.48 , n=7), 0.98-1.97 (1.58 ± 0.54 , n=6) y 0.98-1.97 (1.64 ± 0.57 , n=6) para los pares I-VII respectivamente.

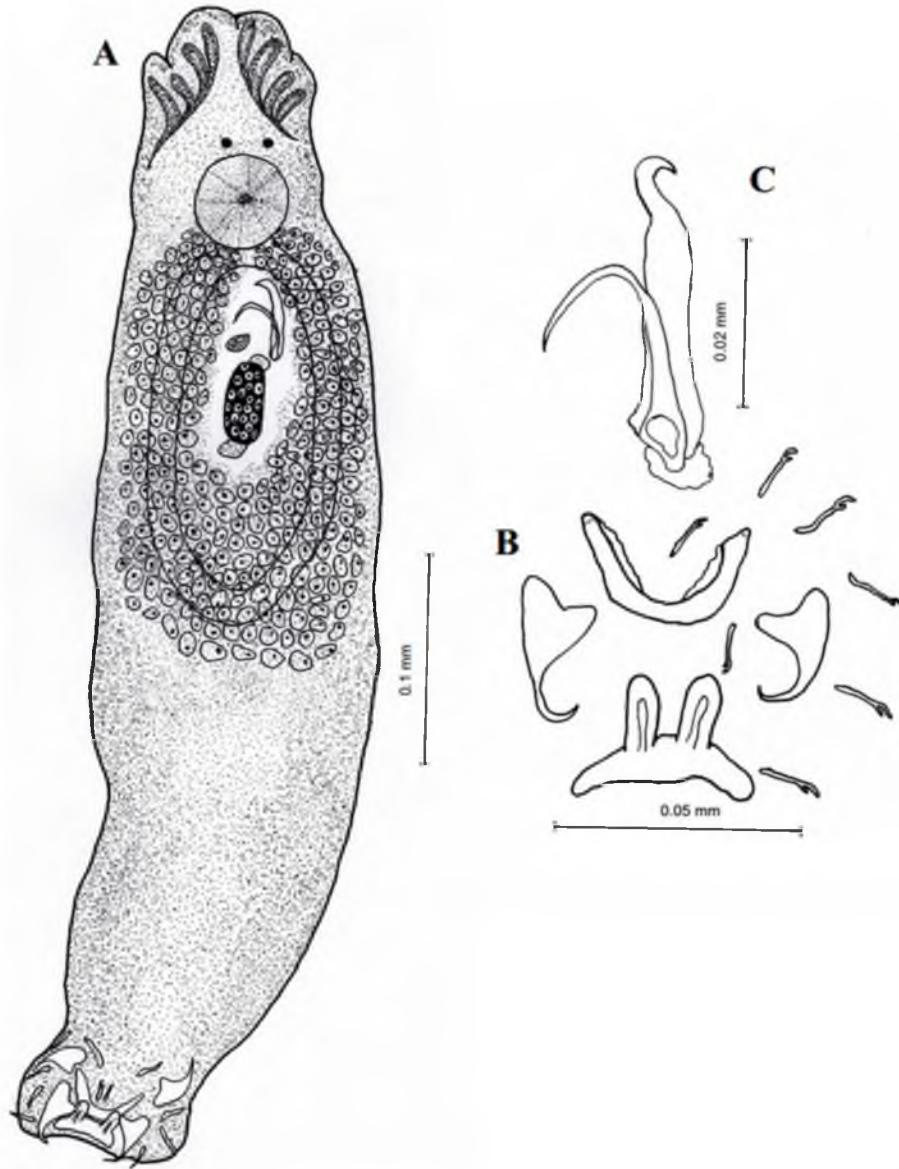


Fig. 14. *Cichlidogyrus sclerosus* Paperna & Thurston, 1969, vista ventral. A) cuerpo completo; B) estructuras del haptor; C) órgano copulador.

Órgano copulador muy largo y localizado posterior a la bifurcación intestinal, con larga placa dentada; tubo copulador delgado y arqueado, 51.66-59.04 (55.21 ± 2.16 , n=9) de

longitud total y 3.95-7.38 (5.59 ± 1.27 , n=9) de anchura máxima; pieza accesoria 41.82-51.66 (46.47 ± 2.59 , n=9) de longitud total. Vagina no observada.

La especie *C. sclerosus*, encontrada e identificada en los peces analizados en el presente estudio, se registró por primera vez en *O. mossambicus*, *O. leucostictus*, *Haplocromis* sp. y *T. zilli* para un estudio realizado en Uganda por Paperna y Thurston (1969), así también se ha registrado como parásito branquial infectante de peces cíclidos como las especies *O. niloticus niloticus*, Tilapia roja (*O. niloticus x O. mossambicus*) y Pargo UNAM (Maneepitakasanti y Nagasawa, 2012; Maneepitakasanti et al., 2014; Aguirre et al., 2015).

Se determinó que los parásitos identificados como *C. sclerosus* en este trabajo correspondían a esta especie al coincidir la morfología, las medidas del cuerpo, las estructuras esclerotizadas y el órgano copulador, con las claves de identificación para el estudio de género y especie de la Clase Monogenea establecidas por Pariselle y Euzet (2009). Al realizar la redescrición y comparar con las redescriciones realizadas por Maneepitaksanti et al., (2014) y Maneepitaksanti y Nagasawa (2012) para ejemplares de la misma especie (Cuadro 10), se observó que en los tres casos, presentan una morfología muy similar, coincidiendo tanto los ejemplares del presente estudio con los de estudios anteriores, presentando un cuerpo alargado y bastante amplio al igual que las barras dorsal y ventral, los macroganchos, microganchos y el órgano copulador. Este último órgano es muy distintivo de la especie, ya que presenta un cirrus alargado con base más amplia que la parte anterior, además es curvo aproximadamente a la mitad y la punta de la parte anterior de la pieza accesoria termina en forma de un pequeño gancho (Fig. 14. C). sin embargo, se observaron diferencias en las dimensiones de las estructuras de los parásitos entre las

redescripciones de los ejemplares identificados en este trabajo con las de Maneepitaksanti *et al.* (2014), así como Maneepitaksanti y Nagasawa (2012).

Cuadro 10. Comparación de valores morfométricos para *C. sclerosus* encontrado en este estudio y otras redescripciones.

Estructura	Medida	Valores morfométricos (μm)			
		R1	R2	Este trabajo	
Morfometría externa	LT	392-550 (451)	610-1100 (933.7) n=10	420-670 (561.43 \pm 80.30) n=7	
	AM	164-198 (177)	170-210 (189.3) n=10	90-180 (139.169 \pm 27.273, n=9)	
Faringe	D	43-61 (50)	46.3-60.0 (53) n=10	34.44-49.35 (43.37 \pm 6.32, n=8)	
Barra ventral	LT	46-70 (64)	40.7-43.9 (42.5) n=10	29.52-49.2 (39.297 \pm 7.33, n=6)	
	AM	-	-	3.948-9.84 (6.541 \pm 2.48, n=7)	
Barra dorsal	LT	30-48 (38)	38.3-41.0 (39.6) n=0	27.06-36.9 (33.245 \pm 3.41, n=6)	
	LA	-	-	19.68-27.06 (22.9 \pm 2.584, n=6)	
	HA	-	-	8.83-14.76 (12.24 \pm 2.097, n=7)	
	AA	-	-	6.909-9.87 (9.007 \pm 1.433, n=7)	
	AB	-	-	3.948-7.38 (5.487 \pm 1.341, n=7)	
Macroganchos ventral	A	-	-	29.52-36.9 (32.902 \pm 2.92, n=8)	
	B	27-38 (31)	30.5-31.8 (31.3)	24.6-34.44 (28.29 \pm 3.479, n=8)	
	C	-	-	4.92-9.84 (6.458 \pm 1.83, n=8)	
	D	-	-	7.38-14.76 (10.148 \pm 2.77, n=8)	
	E	-	-	4.92-7.38 (6.458 \pm 1.273, n=8)	
Macroganchos dorsal	A	-	-	29.52-36.9 (31.61 \pm 2.436, n=8)	
	B	-	-	24.6-31.98 (27.675 \pm 3.15, n=8)	
	C	-	-	4.92-9.84 (6.4575 \pm 1.83, n=8)	
	D	-	-	7.38-12.3 (9.225 \pm 2.180, n=8)	
	E	-	-	4.92-7.38 (6.15 \pm 1.315, n=8)	
Microganchos	I	LT	13-18 (15)	15.9-16.6 (16.4)	11.84-14.81 (13.82 \pm 1.40, n=5)
		AM	-	-	0.987-0.987(0.987 \pm 0,n=3)
	II	LT	10-15 (12)	9.3-9.9 (9.7)	8.88-11.84 (9.87 \pm 1.71, n=3)
		AM	-	-	0.987-1.974 (1.38 \pm 0.541, n=5)
	III	LT	15-16 (15)	16.0-16.4 (16.1)	13.82-16.78 (15.09 \pm 1.24, n=7)
		AM	-	-	0.98-1.974 (1.691 \pm 0.483, n=7)
	IV	LM	12-28 (17)	15.8-16.3 (16.1)	13.82-18.75 (15.55 \pm 2.09, n=8)
		AM	-	-	0.987-1.97 (1.851 \pm 0.349, n=8)
	V	LT	14-28 (17)	16.8-17.1 (17.0)	12.83-16.78 (15.37 \pm 1.60, n=7)
		AM	-	-	0.987-1.974 (1.69 \pm 0.482, n=7)
	VI	LT	14-18 (16)	16.4-16.7 (16.6)	13.82-15.79 (14.48 \pm 0.81, n=6)
		AM	-	-	0.99-1.97 (1.579 \pm 0.541, n=5)
	VII	LT	16-18 (16)	13.9-14.2 (14.1)	10.86-17.76 (14.15 \pm 3.46, n=3)
		AM	-	-	0.987-1.974 (1.64 \pm 0.570, n=4)
Pieza accesoria	LT	33-52 (47)	47.1-56.1 (52.5) n=10	41.82-51.66(46.47 \pm 2.59,n=9)	
Órgano copulador	LT	61-76 (69)	53.7-65.9 (61.3) n=10	51.66-59.04 (55.21 \pm 2.16, n=9)	
	AM	-	-	3.948-7.38 (5.588 \pm 1.274, n=9)	

Nota: LT= Longitud total, AM= Anchura máxima, D= Diámetro, HA= Altura de aurícula; AA= Anchura de aurícula, AB= Anchura de barra.

R1= Redescripción hecha por Maneepitaksanti y Nagasawa (2012)

R2= Redescripción hecha por Maneepitaksanti *et al.* (2014)

Las diferencias encontradas fueron en cuanto a las dimensiones del cuerpo (longitud promedio y anchura máxima), diámetro de la faringe, y las estructuras esclerotizadas del opistohaptor y del órgano copulador, que resultaron de menor tamaño con respecto a la longitud de las mismas estructuras de los ejemplares de la misma especie reportados en estudios anteriores realizados en Japón y Tailandia (Maneepitaksanti *et al.*, 2014; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012). El tamaño de los microganchos presenta el mismo desarrollo característico, ya que el segundo par es el más pequeño y el quinto par es el de mayor longitud en los tres casos.

Distribución geográfica; la distribución de *C. sclerosus* ha sido bastante amplia, ya que después del primer registro en Uganda, para el mismo continente africano, se ha registrado en Egipto, Zimbabwe y Sudáfrica, en Asia se ha reportado para los países de Filipinas, China, Singapur, Japón y Tailandia, en el Medio Oriente se ha Registrado en Israel y en el continente Americano se ha reportado en Colombia, Cuba y México (fig. 15) (Duncan 1973; Douellou, 1993; Jiménez *et al.*, 2001; Kohn *et al.*, 2006; Mendoza *et al.*, 2015; Sánchez *et al.*, 2007; Lerssutthichawal, 2008; Pariselle y Euzet, 2009; Le Roux y Avennant, 2010; Medanire *et al.*, 2011; Akoll *et al.*, 2011; Wanderson *et al.*, 2012; Maneepitaksanti y Nagasawa, 2012).

En México se ha reportado a *C. sclerosus* como parásito branquial infectante de las especies; tilapia roja, tilapia del Nilo, tilapia de Mozambique, Pargo UNAM en los estados de Veracruz, Campeche, Tabasco, Distrito Federal, Guerrero, Nuevo Leon, Oaxaca, San Luis Potosi, Yucatan, Morelos, Quintana Roo y Tamaulipas (López, 2001; Flores y Flores, 2003; Aguirre *et al.*, 2015; Mendoza *et al.*, 2015).

Distribución Geográfica de *C. sclerosus*

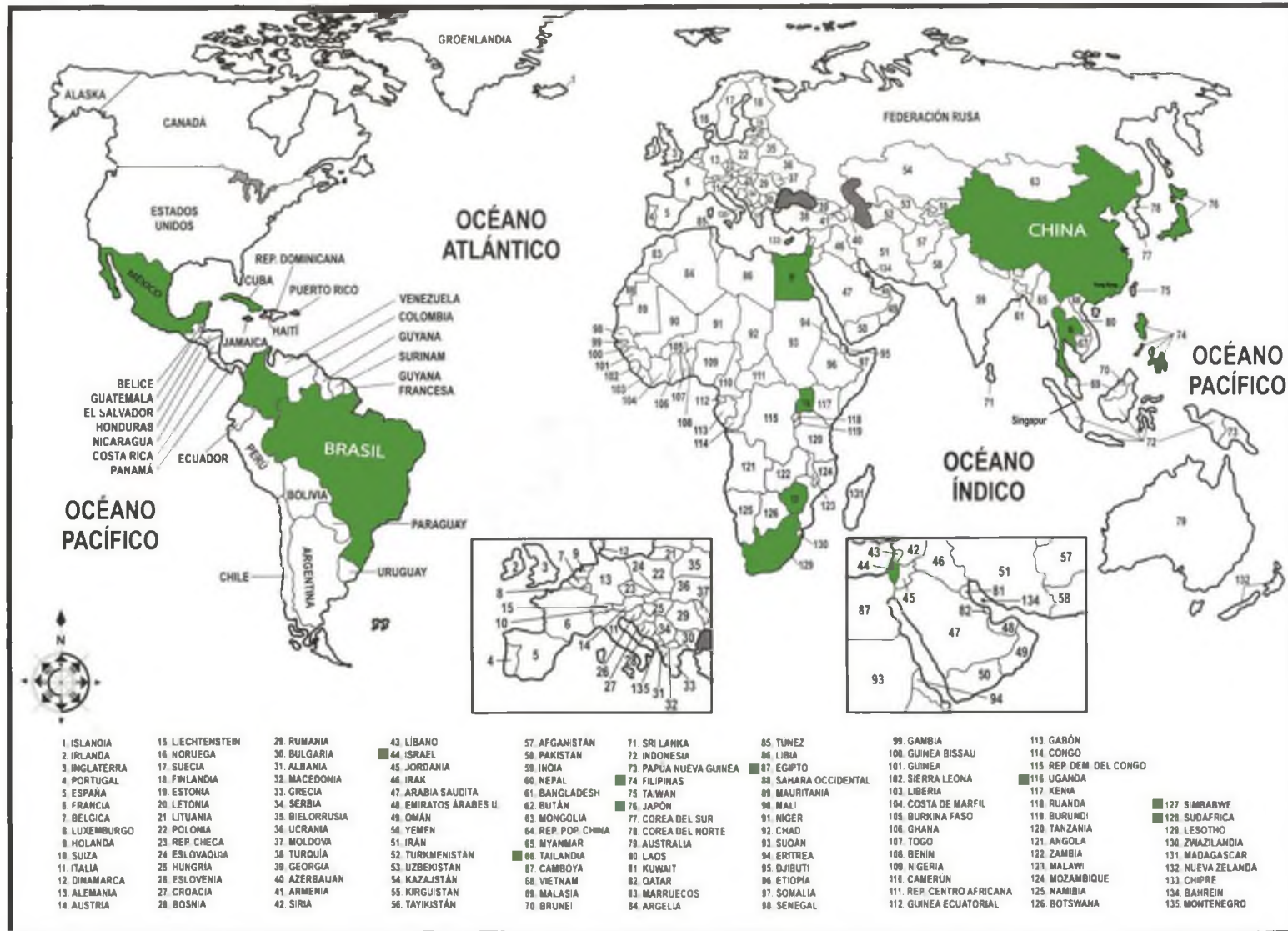


Figura 15. Distribución geográfica de *C. sclerosus* a nivel mundial (tomado de Douellou, 1993; Jiménez *et al.*, 2001; Kohn *et al.*, 2006; Mendoza *et al.*, 2015; Sánchez *et al.*, 2007; Lerssuthichawal, 2008; Pariselle y Euzet, 2009; Le Roux y Avennant, 2010; Medanire *et al.*, 2011; Akoll *et al.*, 2011; Duncan 1973; Mancepitaksanti y Nagasawa, 2012)

3.4.4. Redescripción morfométrica de *Cichlidogyrus thurstonae* Ergens, 1981

Redescripción (Figura 16): Esta especie mostró cuerpo corto y delgado, 250-300 (285.0 ± 23.8 , $n=4$) de longitud total y 70-100 (85.0 ± 12.91 , $n=4$) de anchura máxima. Lóbulos cefálicos con cuatro pares de glándulas. Dos pares de ojos; par posterior con lentes. Boca no observada. Faringe esférica con 17.22-29.52 (23.98 ± 5.45 , $n=4$) de diámetro. Haptor en forma de copa con dos pares de macroganchos y siete pares de microganchos. Macroganchos ventrales y dorsales con forma y tamaño similar, excepto la terminación de la raíz interna y la terminación del macrogancho dorsal es redondeada, mientras que en el ventral es trunca; macroganchos ventrales 24.6-29.52 (27.06 ± 2.46 , $n=3$) de longitud total. Barra ventral en forma de V 31.98-39.36 (36.28 ± 3.69 , $n=4$) de longitud transversal y base de 2.46-4.92 (3.69 ± 1.42 , $n=4$) de ancho. Barra dorsal con forma de X, 29.52-36.9 (32.59 ± 3.69 , $n=4$) de longitud transversal y anchura de base 2.46-4.92 (3.69 ± 1.42 , $n=4$); ramas o aurículas amplias, 7.38-9.84 (8.20 ± 1.42 , $n=3$) de altura y 4.92 ($n=3$) de ancho. Microganchos largos y con base, a excepción del segundo par que es más corto y sin base; longitud de los microganchos, 11.84-12.83 (12.17 ± 0.57 , $n=3$), 9.87-10.86 (10.20 ± 0.57 , $n=3$), 13.82-17.76 (16.12 ± 2.05 , $n=3$), 16.78-19.74 (18.75 ± 1.71 , $n=3$), 19.74-20.72 (20.07 ± 0.57 , $n=3$), 24.68-28.62 (26.65 ± 3.97 , $n=3$) y 16.56-24.67 (19.33 ± 4.62 , $n=3$) para los pares del I-VII respectivamente y una anchura de 0.99 ($n=3$) para los pares I y II, 0.99-1.97 (1.64 ± 0.57 , $n=3$) para los pares III, IV, V, y VII y 1.97 ($n=3$) para el par VI.

Órgano copulador largo, situado posterior a la bifurcación intestinal; tubo copulador delgado y arqueado, con base ovalada 27.06-41.82 (35.82 ± 6.24 , $n=4$) de longitud total y 0.99 ($n=4$) de anchura máxima; pieza accesoria ligeramente en forma de S, con terminación parecida a un destapador 24.60-36.90 (32.86 ± 5.60 , $n=4$) de longitud.

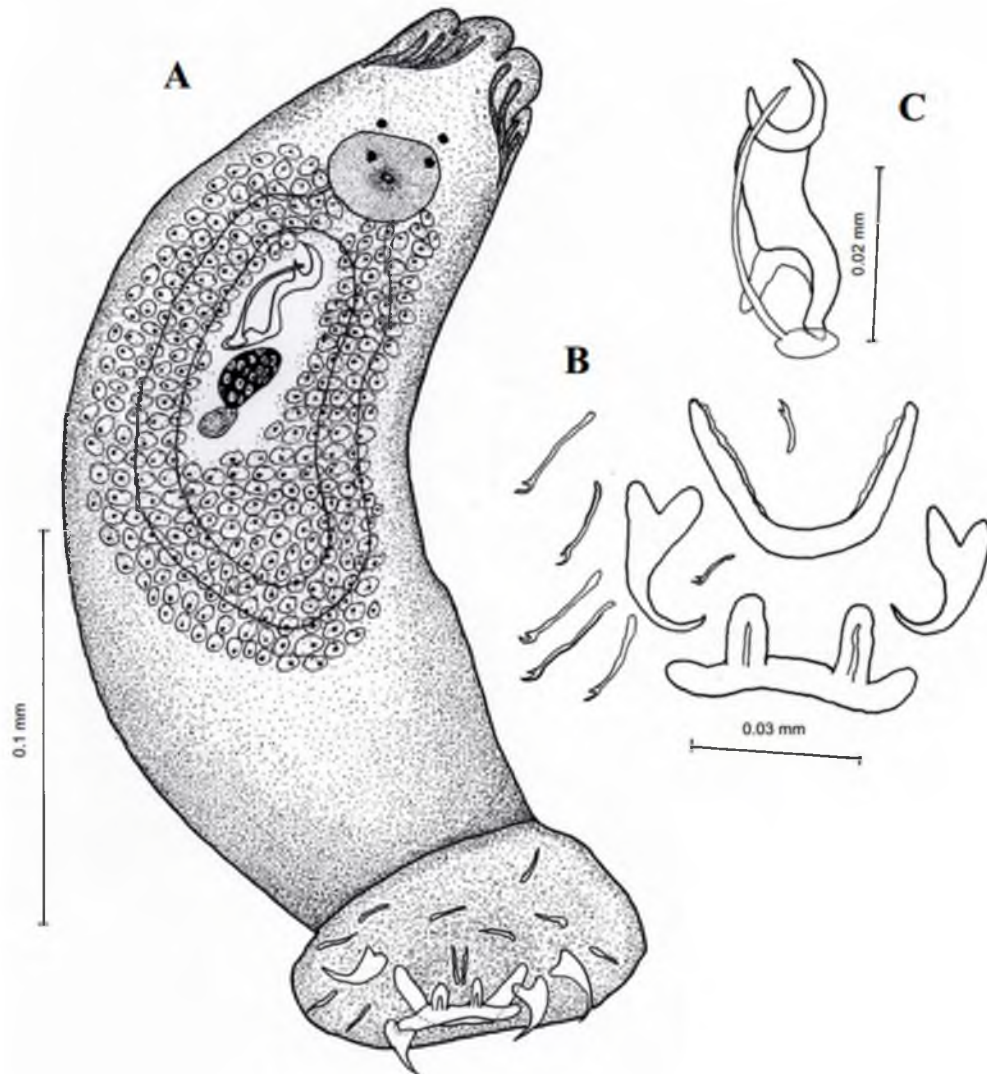


Figura 16. *Cichlidogyrus thurstonae* Ergens, 1981, vista ventral. A) cuerpo completo; B) estructuras del haptor; C) órgano copulador.

De los ejemplares de *C. thurstonae* descritos en el presente trabajo, la morfometría mostró que son organismos de cuerpo con longitud pequeña y gran anchura en proporción a la longitud del cuerpo. La longitud en el cuerpo, medidas de la faringe y longitud de la barra ventral, resultaron con valores menores que la de los ejemplares descritos por Pariselle *et al.* (2003) y por Maneepitaksanti *et al.* (2014) (cuadro 11).

Cuadro 11. Comparación de valores morfométricos para *C. thurstonae* encontrado en este estudio y otras redescripciones.

Estructura	Medida	Valores morfométricos (μm)				
		R1	R2	R3	Este trabajo	
Morfometría externa	LT	-	493-835 (663)	480-630 (585)	250-300 (285 \pm 23.81, n=4)	
	AM	-	119-163 (140)	123.0-156.0 (145.3)	70-100 (85 \pm 12.91, n=4)	
Faringe	D	-	45-60 (52)	34.0-39 (36.5)	17.22-29.52 (23.985 \pm 5.455, n=4)	
Barra ventral	LT	64	26-37 (33)	47.6-48.8 (48.3)	31.98-39.36(36.29 \pm 3.69, n=4)	
	AM	4-7 (4)	4-8 (6)	-	2.46-4.92 (3.69 \pm 1.42, n=4)	
Barra dorsal	LT	42-46 (46)	23-28 (25)	34.1-37.8 (36.7)	29.52-36.9(32.595 \pm 3.69, n=4)	
	LA	-	10-16 (13)	-	14.76-22.14 (18.45 \pm 5.218, n=2)	
	HA	14-15	10-18 (14)	-	7.38-9.84 (8.2 \pm 1.42, n=3)	
	AA	-	-	-	4.92-4.92(4.92 \pm 0,n=3)	
	AB	5-7 (5)	4-8 (6)	-	2.46-4.92 (3.69 \pm 1.42, n=4)	
Macroganchos dorsal	A	33-34	29-35 (33)	-	24.6-29.52(27.06 \pm 2.46,n=3)	
	B	24-27	23-28 (26)	26.3-28.0 (27.3)	22.14-24.6 (23.78 \pm 1.42, n=3)	
	C	14	7-12 (10)	-	4.92-9.84 (6.56 \pm 2.84, n=3)	
	D	6-8 8-9	13-17 (15)	-	7.38-12.3 (9.02 \pm 2.841, n=3)	
	E	9-10	9-12 (10)	-	4.92-7.38 (6.56 \pm 1.42, n=3)	
Macroganchos ventral	A	30-32	24-29 (27)	-	19.7-27.06 (23.78 \pm 3.76, n=3)	
	B	20-22	19-23 (21)	-	17.2-22.14 (19.68 \pm 2.46, n=3)	
	C	12	8-13 (10)	-	4.92-7.38 (5.74 \pm 1.42, n=3)	
	D	8-9	12-16 (14)	-	7.38-9.84 (8.20 \pm 2.841, n=3)	
	E	6-7	6-9 (8)	-	2.46-4.92 (4.10 \pm 1.42, n=3)	
Microganchos	I	LT	12-14	15-18 (17)	15.1-15.6 (15.4)	11.844-12.831 (12.173 \pm 0.57, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)
	II	LT	12-14	10-14 (12)	12.7-14.4 (13.9)	9.87-10.857 (10.199 \pm 0.57, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)
	III	LT	39-40	35-44 (40)	36.1-36.7 (36.5)	13.818-17.766(16.119 \pm 2.054, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.645 \pm 0.57, n=3)
	IV	LM	39-40	39-46 (43)	38.8-39.5 (39.2)	16.779-19.74 (18.753 \pm 1.71, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.645 \pm 0.57, n=3)
	V	LT	39-40	40-47 (44)	38.7-40.5 (39.6)	19.74-20.727 (20.069 \pm 0.57, n=3)
		AM	-	-	-	0.987-1.974 (1.645 \pm 0.57, n=3)
	VI	LT	39-40	39-46 (42)	39.0-41.5 (40.3)	24.675-28.623 (26.649 \pm 1.974, n=3)
		AM	-	-	-	1.974-1.974 (1.974 \pm 0, n=3)
	VII	LT	39-40	37-45 (41)	35.5-37.3 (36.4)	16.558-24.675 (19.337 \pm 4.624, n=3)
		AM	-	-	-	0.974-1.974 (1.641 \pm 0.577, n=3)
Pieza accesoria	LT	-	47-55 (52)	39.7-40.5 (40.1)	27.06-41.82 (35.822 \pm 6.238, n=4)	
Órgano copulador	LT	47-50 (47)	48-56 (53)	48.8-53.7 (51.6)	24.6-36.9 (32.868 \pm 5.603, n=4)	
	AM	-	-	-	1.974-1.974 (1.974 \pm 0, n=3)	

Nota: LT= Longitud total, AM= Anchura máxima, D= Diámetro, HA= Altura de aurícula; AA= Anchura de aurícula, AB= Anchura de barra.

R1= Redescipción hecha por Ergens (1981)

R2= Redescipción hecha por Pariselle *et al.* (2003)

R3= Redescipción hecha por Maneepitaksanti *et al.* (2014)

El cuadro 11 muestra que la morfología del opistohaptor y la longitud de la barra dorsal, resultaron similares a los reportados para los ejemplares descritos en los estudios

antes mencionados, así como con la descripción original de la misma especie realizada por Ergens (1981). En cuanto a la longitud de los microganchos se observó que para los ejemplares del presente estudio fue menor que lo reportado en la descripción original para este parásito (Ergens, 1981) y que lo reportado por Pariselle *et al.*, (2003) y Maneepitaksanti *et al.*, (2014), sin embargo en los cuatro casos coincide que el microgancho con mayor longitud es el par número seis.

Distribución geográfica; El monogéneo *C. thurstonae* (Ergens, 1981), es una especie de parasito branquial de peces cíclidos que corresponde a la Clase Monogenea, fue reportada por primera vez en arcos branquiales de *O. niloticus* en Egipto, posteriormente se registró en *O. niloticus niloticus*, tilapia roja (*O. niloticus x O. mosambicus*), *O. aureus*, *T. zilli* y en *Haplochromis longirostris*, distribuyéndose en diferentes partes del mundo, como Camerún, Uganda, Senegal y Burkina Faso en el continente Africano, en Tailandia en Asia y en América principalmente en Cuba y Brasil y más recientemente en México (fig. 17) (Pariselle, 1996; Pariselle *et al.*, 2003; Bounou *et al.*, 2008; Lerssutthichawal, 2008; Prats y Martínez, 2009; Maneepitaksanti *et al.*, 2014; Tombi *et al.*, 2014; Zago *et al.*, 2014). En México el primer registro con el nombre de *C. thurstonae* ha sido en Tilapia del Nilo cultivadas en inmediaciones de la Laguna de Términos en Campeche (Mendoza *et al.*, 2015), sin embargo ya se había identificado en Tabasco de manera errónea con el nombre de *C. dossoui*.

Distribución Geográfica de *C. thurstonae*

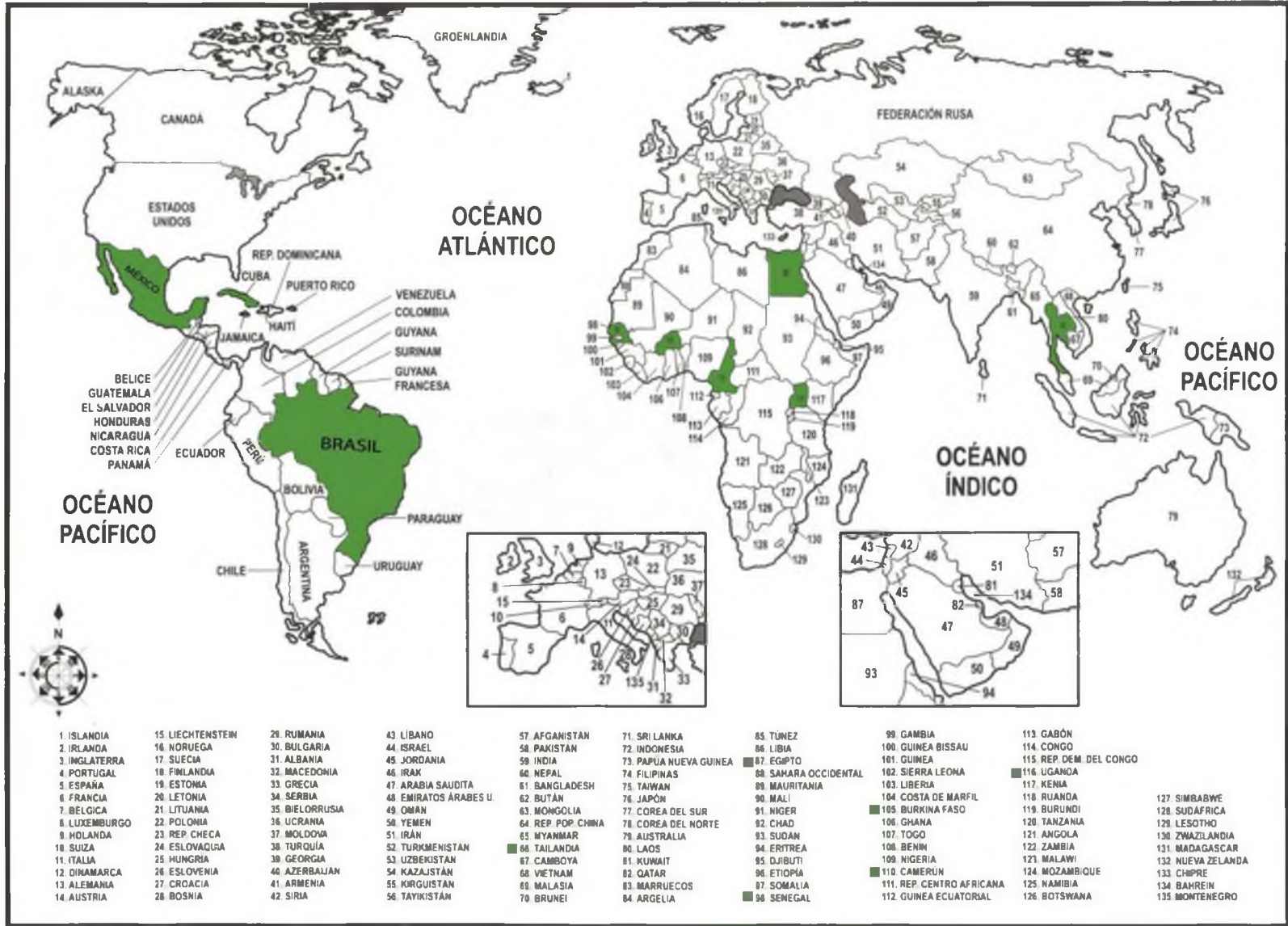


Figura 17. Distribución geográfica de *C. thurstonae* a nivel mundial (con información de Pariselle, 1996; Pariselle *et al.*, 2003; Boungou *et al.*, 2008; Lerssutthichawal, 2008; Prats y Martínez, 2009; Manecepitaksanti *et al.*, 2014; Tombi *et al.*, 2014; Zago *et al.*, 2014; Mendoza *et al.*, 2015)

3.4.5. Redescrición morfométrica de *Scutogyrus longicornis* (Paperna y Thurston, 1969).

Redescrición (Figura 18): El monogéneo presentó cuerpo delgado y alargado, 330-420 (375.71 \pm 29.92, n=7) de longitud total y 70-110 (90 \pm 15.28, n=7) de anchura máxima. Lóbulos cefálicos con cuatro pares de glándulas. Dos pares de ojos, par posterior con lentes. Boca no observada. Faringe esférica con 34.44-46.74 (38.58 \pm 4.84, n=7) de diámetro. Haptor redondeado con dos pares de macroganchos y siete pares de microganchos. Ganchos ventrales con base amplia, eje agudo corto y raíz redondeada corta; raíz interna más amplia que la externa, 27.06-29.52 (28.65 \pm 1.20, n=5) de longitud. Macrogancho dorsal de tamaño similar al ventral, con eje corto y pequeño, raíces bien desarrolladas, raíz interna ancha y firme, 27.64-31.98 (30.13 \pm 1.86, n=5). Barra ventral arqueada, anchura constante, terminaciones redondeadas y delgadas, barra esclerotizada en forma de bóveda, 46.74-59.04 (53.63 \pm 5.33, n=6) de longitud transversal y base de 2.46-4.92 (3.54 \pm 1.27, n=6) de ancho, placa esclerotizada en la parte superior de la barra ventral, adjunta a una porción membranosa en forma de abanico ancho y asociado con una placa esclerotizada acanalada. Barra dorsal característica con extremos distales, con placas triangulares conectados por un puente estrecho y dos apéndices o aurículas extremadamente largos con extremidades más estrechas y redondeadas, 36.9-49.2 (44.90 \pm 5.45 n=4) de longitud transversal total y anchura de la base de 4.92-4.92 (4.92 \pm 0.00, n=5); apéndices o aurículas separadas ampliamente 19.68-24.6 (20.91 \pm 2.46, n=4) de longitud de separación 27.14-34.14 (30.30 \pm 2.42, n=6) de altura y 4.92-5.92 (5.09 \pm 0.41, n=6) de ancho.

Microganchos largos, con base corta a excepción del segundo par que es más corto y sin base; longitud de los microganchos, 11.84-12.83 (12.58 \pm 0.49, n=4), 9.87- 13.82 (11.51 \pm 2.05, n=4), 11.84-16.78 (13.81 \pm 2.13, n=4), 14.8-15.83 (15.56 \pm 0.51, n=4), 11.84-

14.81 (13.82 ± 1.40 , $n=4$), 12.83-13.83 (13.49 ± 0.57 , $n=4$) y 11.84-13.83 (12.83 ± 0.99 , $n=4$) respectivamente y una anchura de 0.99 ($n=4$) para los pares I, II, III, VI y VII y 0.99-1.98 (1.23 ± 0.49 , $n=4$) para los pares IV y V.

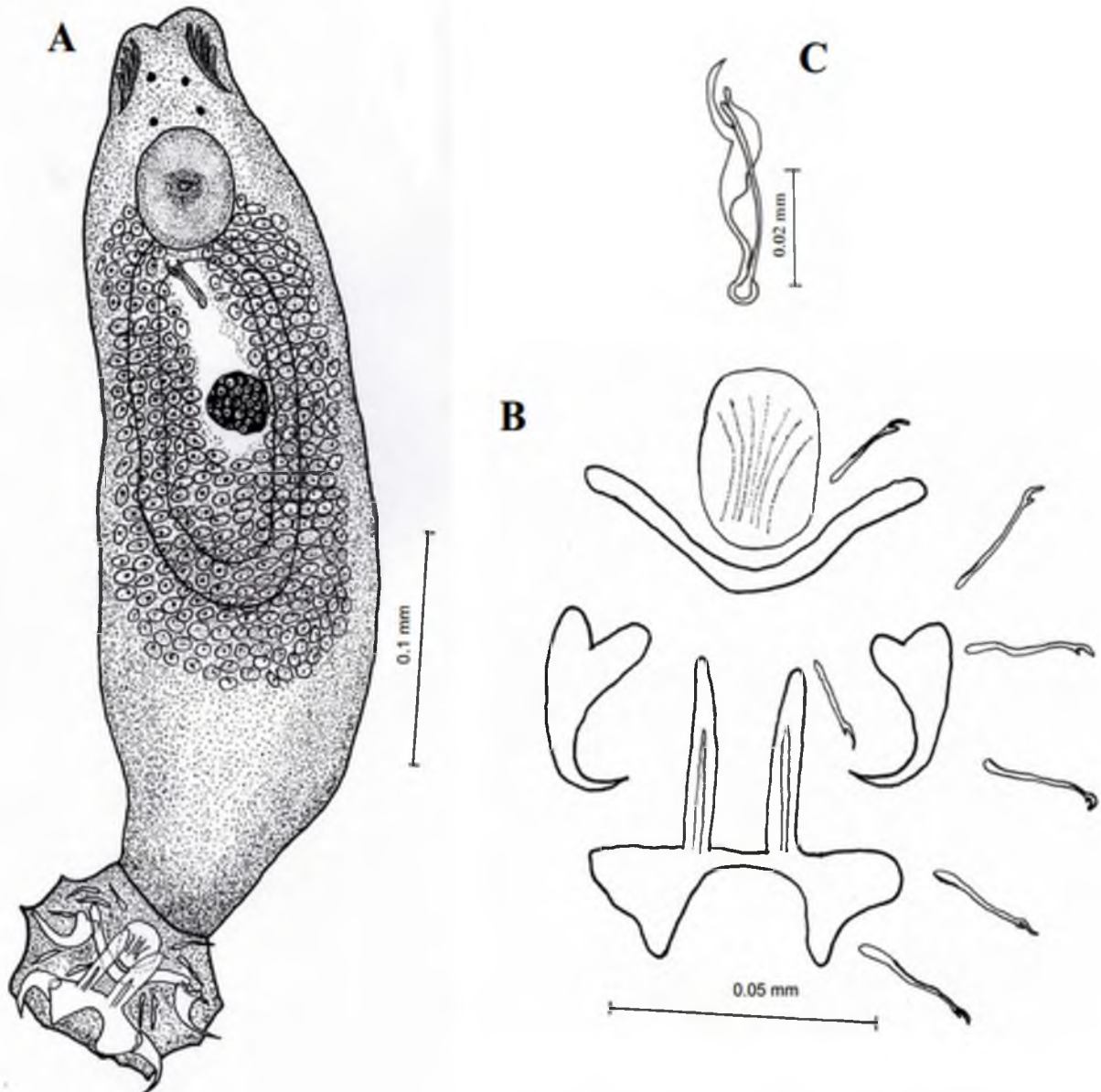


Figura 18. *Scutogyrus longicornis*, (Paperna y Thurston, 1969) vista ventral. A) cuerpo completo; B) estructuras del haptor; C) órgano copulador.

Órgano copulador corto, el tubo copulador ligeramente doblado con base reducida 22.14-37.51 (26.31 \pm 6.04, n=7) de longitud y 0.99 (n=7) de anchura máxima y la pieza accesoria con apariencia trenzada con el tubo copulador, midiendo 24.61-39.48 (30.24 \pm 5.09 n=7) de longitud. Vagina de forma alargada, tubo delgado curvado de forma irregular.

Morfológicamente *S. longicornis* se caracteriza por presentar un cuerpo pequeño con la parte anterior más ancha que la posterior y el opistohaptor de mayor tamaño que la parte del cuerpo en la que se une, así también presenta estructuras esclerotizadas de gran tamaño con respecto al cuerpo; la barra ventral se caracteriza por presentar una placa en la parte anterior. Todas estas características coincidieron con la especie identificada en el presente estudio, así como con las descritas por Pariselle y Euzet (1995) y Maneepitaksanti *et al.*, (2014), sin embargo, al realizar la comparación de las medidas morfométricas con ejemplares de la misma especie descritos por Maneepitaksanti *et al.* (2014) y por Pariselle y Euzet (1995), se observó que tanto el cuerpo como sus estructuras esclerotizadas de los ejemplares del presente estudio son de menor tamaño con respecto a los ejemplares reportados en Tailandia y Senegal.

Distribución geográfica; En lo que respecta a la especie *S. longicornis*, esta se reportó por primera vez en arcos branquiales de tilapia del Nilo (Paperna y Thurston, 1960) en Uganda como *Cichlidogyrus longicornis*, años después Pariselle y Euzet (1995) colocan a la especie como un nuevo género denominado como *Scutogyrus*, posteriormente se registró para tilapia roja en diferentes partes del mundo, teniendo así registros en Senegal, Camerún, Burkina Faso, Ghana, Brasil, Tailandia, Egipto, Filipinas, Costa de Marfil y México (fig. 19), (Paperna y Thurston, 1960; Natividad *et al.*, 1986; Douellou, 1993;

Pariselle *et al.*, 1995; López-Jiménez, 2001; Boungou *et al.*, 2008; Lerssutthichawal, 2008;

Tombi *et al.*, 2014).

Cuadro 12. Comparación de valores morfométricos para *S. longicornis* encontrado en este estudio y otras redescriptiones.

Estructura	Medida	Valores morfométricos (μm)			
		R1	R2	Este trabajo	
Morfometría externa	LT	541-971 (786 \pm 99.5)	590.0-755.0 (677.0)	330-420 (375.714 \pm 29.921, n=7)	
	AM	127-193 (157 \pm 15.8)	133.0-150 (143.5)	70-110 (90 \pm 15.275, n=7)	
Faringe	D	72-90 (82 \pm 3.8)	43.0-46.3 (45.0)	34.44-46.74 (38.54 \pm 4.837, n=7)	
Barra ventral	LT	-	76.0-77.3 (76.8)	46.74-59.04 (53.628 \pm 5.333, n=6)	
	AM	-	-	2.46-4.92 (3.536 \pm 1.277, n=5)	
Barra dorsal	LT	56-67 (62 \pm 2.6)	28.0-29.3 (28.8)	36.9-49.2 (44.895 \pm 5.455, n=4)	
	LA	-	-	19.68-24.6 (20.91 \pm 2.46, n=4)	
	HA	37-45 (41 \pm 1.8)	-	27.14-34.14 (30.303 \pm 2.424, n=6)	
	AA	-	-	4.92-5.922 (5.087 \pm 0.409, n=6)	
	AB	4-6 (5 \pm 0.6)	-	4.92-4.92 (4.92 \pm 0, n=6)	
	A	30-37 (34 \pm 1.4)	-	21.714-31.98 (26.483 \pm 3.781, n=5)	
Macroganchos ventral	B	30-37 (33 \pm 1.4)	33.6-35.6 (34.6)	27.06-29.52 (28.651 \pm 1.207, n=5)	
	C	3-6 (4 \pm 0.7)	-	4.92-7.38 (6.104 \pm 1.234, n=5)	
	D	8-13 (10 \pm 1)	-	7.896-9.87 (9.4752 \pm 0.883, n=5)	
	E	10-15 (13 \pm 1)	-	4.92-7.38 (5.81 \pm 1.23, n=5)	
	A	30-39 (33 \pm 1.4)	-	21.71-31.98 (25.49 \pm 3.83, n=5)	
Macroganchos dorsal	B	21-32 (28 \pm 2)	-	27.64-31.98 (30.13 \pm 1.86, n=5)	
	C	4-16 (8 \pm 8)	-	4.92-7.38 (5.81 \pm 1.01, n=5)	
	D	8-16 (11 \pm 1.4)	-	7.90-9.87 (8.69 \pm 1.08, n=5)	
	E	8-12 (10 \pm 0.8)	-	4.92-7.38 (5.61 \pm 1.08, n=5)	
	Microganchos	I	LT	16-19 (17 \pm 0.8)	14.1-14.7 (14.4)
AM			-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)
II		LT	12-14 (13 \pm 0.4)	10.5-11.2 (10.9)	9.87-13.818 (11.515 \pm 2.055, n=3)
		AM	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=4)
III		LT	28-34 (31 \pm 1.5)	27.7-28.5 (28.2)	11.84-16.78 (13.818 \pm 2.132, n=4)
		AM	-	-	0.987-0.987(0.987 \pm 0,n=4)
IV		LM	30-36 (33 \pm 1.1)	31.3-32.7 (32.3)	14.8-15.83 (15.56 \pm 0.51, n=4)
		AM	-	-	0.99-1.97 (1.234 \pm 0.494, n=4)
V		LT	28-36 (33 \pm 1.2)	28.5-29.9 (29.2)	11.84-14.80 (13.822 \pm 1.396, n=4)
		AM	-	-	0.99-1.98(1.23625 \pm 0.4985,n=4)
VI		LT	26-35 (29 \pm 1.6)	31.4-32.4 (32.1)	12.83-13.83 (13.498 \pm 0.577, n=3)
		AM	-	-	0.987-0.987 (0.987 \pm 0, n=3)
VII		LT	26-32 (28 \pm 1.1)	29.9-31.0 (30.5)	11.84-13.83 (12.84 \pm 0.99, n=3)
		AM	-	-	0.99-0.99 (0.99 \pm 0, n=3)
Pieza accesoria	LT	-	48.6-50.0 (49.3)	24.61-39.48 (30.241 \pm 5.099, n=7)	
Organo copulador	LT	LT	40-56 (48 \pm 3.1)	24.4-32.4 (29.3)	
	AM	AM	-	-	

Nota: LT= Longitud total, AM= Anchura máxima, D= Diámetro, HA= Altura de aurícula, AA= Anchura de aurícula, AB= Anchura de barra.

R1= Redescrípción hecha por Pariselle y Euzet (1995)

R2= Redescrípción hecha por Maneepitaksanti *et al.* (2014)

Distribucion Geografica de *S. longicornis*

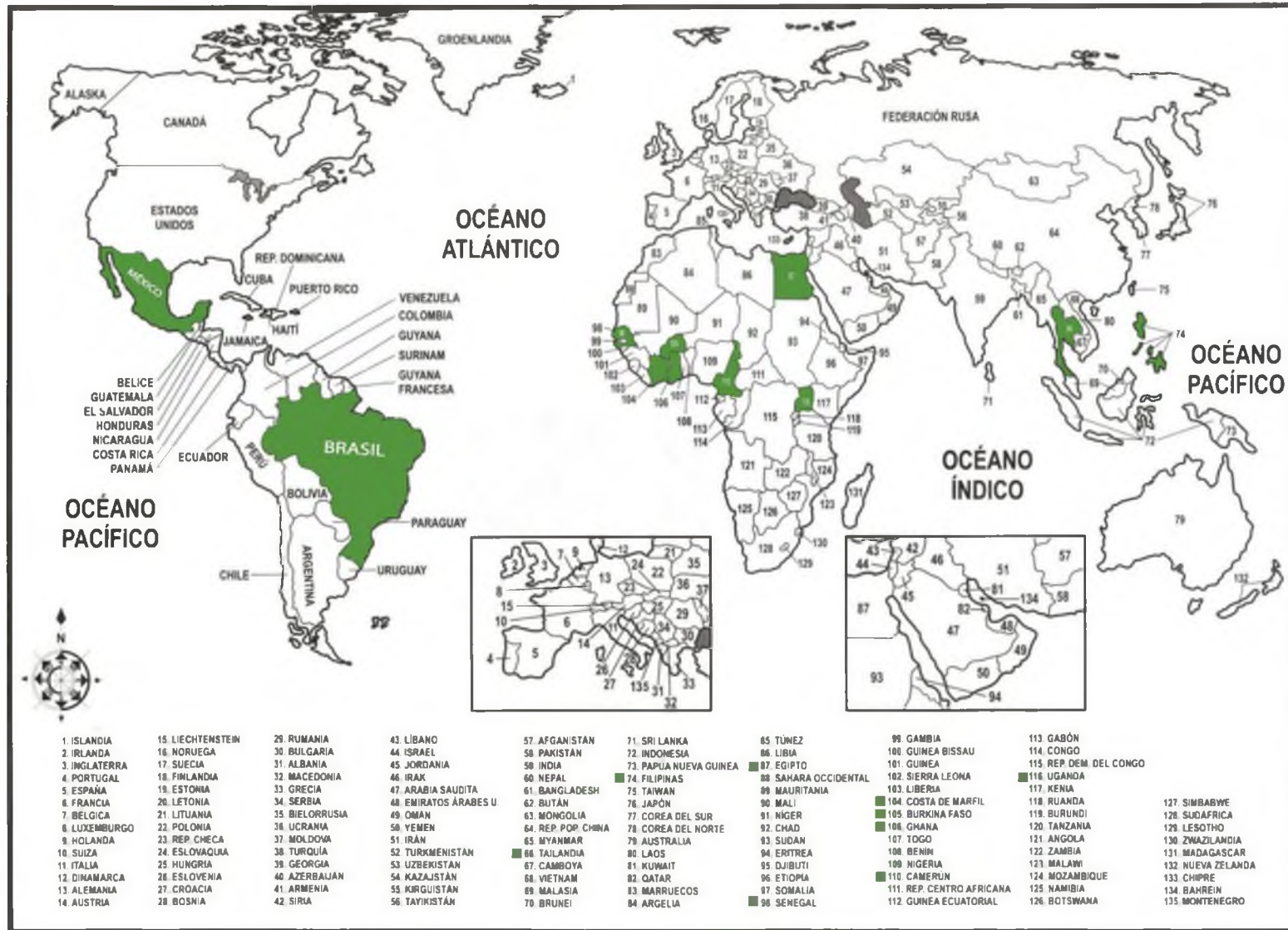


Figura 19. Distribución geográfica de *S. longicornis* a nivel mundial (con información de; Paperna y Thurston, 1960; Natividad *et al.*, 1986; Douellou, 1993; Pariselle *et al.*, 1995; Jiménez-López, 2001; Boungou *et al.*, 2008; Lersutthichawal, 2008; Tombi *et al.*, 2014)

3.4.6. Redescripción morfométrica de *Myzobdella* sp. (Leidy 1851)

Redescripción (Figura 20): cuerpo alargado cilíndrico fusiforme comprimido, 5300-12750 (8375 \pm 2329.13, n=9) de longitud total y 1025-2150 (1720.56 \pm 395.55, n=9) de anchura máxima, presenta gran cantidad de glándulas que miden 113-154 (132.33 \pm 14.78, n=90) de longitud y 69-108 (89.44 \pm 15.21, n=90) de anchura, que recubren gran zona de la parte ventral.

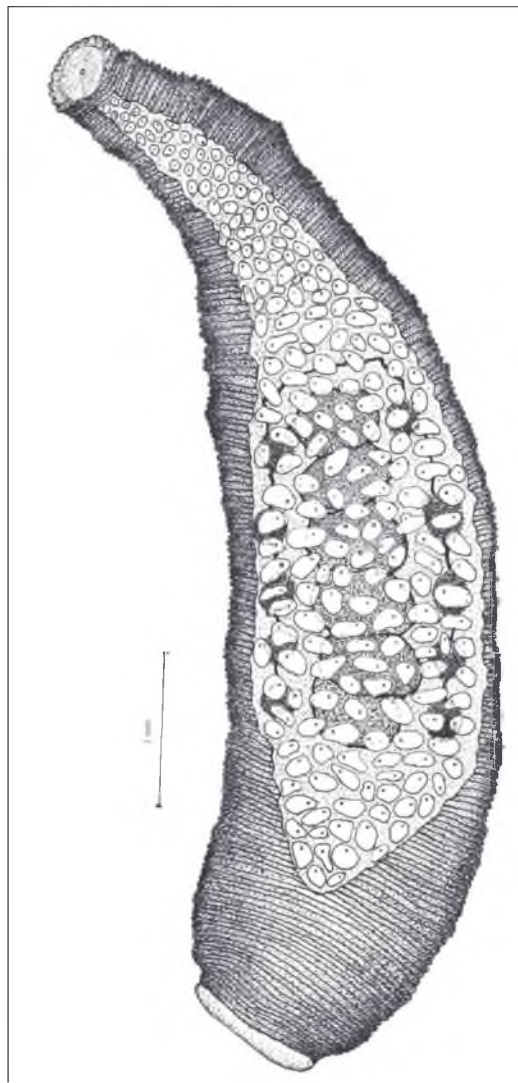


Figura 20. *Myzobdella* sp., vista ventral.

Tegumento traslúcido, permitiendo ligeramente la visibilidad de los ciegos intestinales con longitud de 475-1000 (647.22 ± 143.31 , n=9) y 325-575 (466.11 ± 79.40 , n=9) de anchura máxima, presenta una coloración blanco verdoso con dos franjas paradas dorso laterales. Cuenta con un par de ventosas, una anterior y una posterior con longitud de 270-580 (417.78 ± 107.33 , n=9) la ventosa anterior y 600-825 (733.33 ± 74.54 , n=9) la ventosa posterior, que funcionan como órganos de fijación y locomoción. Son organismos hermafroditas, sin embargo, en el presente estudio, únicamente se observaron cinco pares de testículos.

Los organismos del género *Myzobdella*, se encuentran distribuidos ampliamente en Estados Unidos de América, se caracterizándose por presentar un número constante de somitos a lo largo del cuerpo, 34 en el caso de los euhirudíneos (Oceguera y Leon, 2014), sin embargo en el presente trabajo no fue posible contar el total de somitos presentes en el cuerpo. Así también, se caracterizan por presentar un par de ventosas (anterior y posterior), coincidiendo en el presente estudio ya que fueron observadas ambas ventosas en cada una de los ejemplares, siendo de mayor tamaño la ventosa posterior con respecto a la anterior. Son organismos hermafroditas, aunque en este caso, únicamente fueron observados la presencia de testículos.

En todo el mundo, existen alrededor de 700 especies reportadas (Pérez *et al.*, 2013), de las cuales solo 31 de estas se han reportado en México y a su vez, solo 10 se han registrado en Oaxaca.

Los hábitos alimenticios de las sanguijuelas en su mayoría son hematófagas, es decir, que se alimentan de sangre, sin embargo, hay especies que son liquidosomatófagas y

macrófagas. En Mexico, de las 31 especies reportadas, 6 son liquidosomatófagas, 9 macrófagas y 16 hematófagas, de las cuales, algunas de estas ultimas son parásitos permanentes de vertebrados. siendo las especies del género *Myzobdella* parásitos de peces teleósteos tanto marinos como de agua dulce, adheriéndose en las aletas, piel o cavidad bucal, presentando una mayor tendencia de infestación la cavidad bucal por la especie *Myzobdella lugubris* (Faisal *et al.*, 2011) como en el presente estudio que se encontraron adheridas en la cavidad bucal mientras que otras especies del mismo género presentan tendencia por otros sitios, tal como lo es *Myzobdella platensis* que presentan tendencia por la parte anterior y dorsal del cuerpo del pez (José *et al.*, 2009). Así también, se ha reportado la especie *M. patzcuarensis* como sinónimo de *M. lugubris* por su gran similitud (Mendoza *et al.*, 1996), sin embargo es necesario determinar la presencia de glándulas prostáticas, el número de glándulas clitelares y el nivel en el que se unen el vaso deferente y el epidídimo, debido a que estas características son señaladas como diferenciales por López (1985) (tomado a su vez de Pérez *et al.*, 1992).

Los parásitos predominantes en el presente estudio corresponde a los monogéneos, siendo los monogéneos los que representan la mayoría de los helmintos introducidos en México hasta 2014 (Salgado y Rubio, 2014). Los monogéneos al presentar un ciclo de vida directo les permite persistir y dispersarse en nuevos sitios en los que son introducidos. Los monogéneos son principalmente parásitos de peces, infectando mayormente las aletas, arcos branquiales, piel y/o aletas, solo en algunos casos se ha encontrado en cavidades como el estómago, intestino y fosas nasales (Tombi *et al.*, 214), por lo que la mayoría de estos parásitos son ectoparásitos, sin embargo, a pesar de que los helmintos no se

consideran letal en los organismos de cultivo, los monogéneos se encuentran dentro de los helmintos más problemáticos en la producción de peces por acuicultura, por funcionar como vectores de infecciones virales y microbianas que se desarrollan en los sitios de fijación de los parásitos en los peces (Salgado y Rubio, 2014; Montoya *et al.*, 2016). En Mexico, el monogéneo con mayor cantidad de ejemplares reportado ha sido *C. sclerosus* y con mayor distribución en el país (López, 2001; Flores y Flores, 2003; Aguirre *et al.*, 2015; Mendoza *et al.*, 2015), reportándose principalmente en diferentes variedades de tilapia introducidas, siendo este parásito principalmente originario de África, pero que ha sido trasladado mediante la dispersión de la tilapia con fines de acuicultura (Salgado y Rubio, 2014). *C. halli*, (Fajer, 2013; Mendoza *et al.*, 2015; Paredes *et al.*, 2016). *C. tilapiae*, *C. thurstonae* y *S. longicornis* ha sido de los monogéneos menos reportados en México.

En general los Monogéneos, dentro de los que se encuentra *C. halli*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *C. thurstonae* y *S. longicornis*, son parásitos muy selectivos en cuanto a su hospedero, es decir, solo infectan a ciertos grupos de peces o incluso pueden infectar solo a una especie (Poulin, 2002). En México, los monogéneos son un tipo de parásito común en cíclidos (Salgado y Rubio, 2014), a quienes infectan principalmente de forma externa en piel y arcos branquiales (Buchmann y Bresciani, 2006; FAO, 2012b).

La prevalencia con que los monogéneos infectan a los peces depende en gran medida de las condiciones del medio en que se encuentren, presentándose con mayor frecuencia casos de infección en organismos cultivados con respecto a organismos silvestres (Flores y Flores, 2003), esto debido a que los organismos en cultivo se encuentran a densidades más altas que los silvestres, ya que van desde los 80 crías/m³ al momento de la siembra hasta los 15 organismos/m³ en la talla comercial.

Los monogéneos presentan una reproducción directa (Vidal *et al.*, 2002), es decir, no necesitan hospederos intermediarios, además su velocidad reproductiva es alta, lo cual facilita la propagación de la infección en el cultivo (FAO, 2012b).

De acuerdo con los resultados de este estudio, los peces que se obtienen por producción acuícola en el embalse de la presa Miguel de la Madrid Hurtado se consideran aptos e ino cuos para consumo humano, debido principalmente a que cumplen con lo establecido en la NOM-242-SSA1-2009, en la cual se indica que el pescado apto para el consumo humano debe estar libre de *Gnathostoma*, parásito que tiene efectos negativos en la salud del consumidor, el cual no fue identificado en los peces analizados. La norma limita también a los peces destinados a consumo humano a no presentar más de dos parásitos enquistados mayor a 3 mm por kilogramo de músculo y no presentar más de un parásito no encapsulado de más de 10 mm de longitud por kilogramo de músculo, por lo que los peces en estudio cumplen con esta normatividad.

5. CONCLUSIONES

- Los parásitos que infectan a la tilapia del Nilo cultivada en el embalse de la presa Miguel de la Madrid H. corresponden a los géneros *Cichlidogyrus*, *Scutogyrus* y *Myzobdella*.
- Las especies de parásitos que infectan a la tilapia del Nilo Cultivada en el Embalse de La Presa Miguel de La Madrid son *C. halli*, *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *C. thurstonae*, *S. longicornys* y *Myzobdella sp.*
- Los parásitos de los géneros *Cichlidogyrus* y *Scutogyrus* infectan únicamente las branquias y los parásitos del género *Myzobdella* la cavidad bucal.
- A pesar de presentarse prevalencias e intensidades altas, la apariencia física del pez no se ha visto afectada.
- Las prevalencias parasitarias entre los puntos de muestreo son muy similares.
- La intensidad parasitaria incrementa conforme al crecimiento del pez, sin embargo, en términos de concentración, ésta disminuye en peces de mayor tamaño.
- Las especies *C. sclerosus*, *C. tilapiae*, *C. halli*, *C. thurstonae* y *S. longicornis* son especies ya reportadas en México, sin embargo no en la región.
- La calidad parasitaria de las tilapias se encuentra dentro de lo permisible por la Norma Oficial Mexicana NOM-242-SSA1-2009 para consumo humano en fresco.

6. RECOMENDACIONES

- Realizar estudio del efecto de infección sobre el crecimiento y desarrollo de los peces en cultivo.
- Realizar un estudio parasitológico en peces silvestres que permita conocer la prevalencia, intensidad, concentración y el tipo de parásito infectante.

7. LITERATURA CITADA

- Aguirre F., D. 2009. *Parásitos branquiales de cuatro grupos genéticos de tilapias, cultivados en la zona centro-norte del estado de Veracruz*. Tesis de Maestría en Ciencias, Instituto de Ecología. A.C.
- Aguirre F., D., Benítez V., G. E., Pérez P. de L., G. y Rubio G., M. 2015. Population dynamics of *Cichlidogyrus* spp. And *Scutogyrus* sp. (Monogenea) infecting farmed tilapia in Veracruz, Mexico. *Aquaculture*. 443: 11-15.
- Akoll, P., Fioravanti, M. L., Konecny, R. y Shiemer, F. 2011. Infection dynamics of *Cichlidogyrus tilapiae* and *C. sclerosus* (Monogenea, Ancyrocephalinae) in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) from Uganda. *Journal of Helminthology*, 86: 302-310.
- Almeyda A., R. J. 1991. Hallazgo de *Gnathostoma binucleatum* n. sp. (Nematoda: Spirurida) en felinos silvestres y el papel de peces dulceacuícolas y oligohalinos como vectores de la gnatostomiasis humana en la cuenca baja del Río Papaloapan, Oaxaca-Veracruz, México. *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la Universidad Nacional Autónoma de México*. 18(1): 37-55.
- Alvarado P., L., Pariona L., R. y Beltran F., M. 2004. Casos de Paragonimiasis (paragonimiosis) en el Hospital Nacional Sergio E. Bernales (Lima, Peru). *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 21(2): 107-110.
- Alvarez, M., Dufard M., V. R. y Ferino, A. 2012. Situación actual de las zonas productoras de moluscos bivalvos de la Provincia de Chubut. Dirección de Acuicultura, Subsecretaría de Pesca y Acuicultura. www.MAGyP.gob.ar/siste/pesca/index.php.
- Apt, W. 2013. *Parasitología Humana*. Mexico: Mc Graw-Hill. 675-775

- Arredondo F., J. L. 1983. Especies animales acuáticas de importancia nutricional introducidos en México. *Biótica*, 8(2): 175-199.
- Arredondo F., J. L. y Guzmán A., M. 1986. Actual situación taxonómica de las especies de la Tribu Tilapiini (Pisces: Cichlidae) introducidas en México. *Anales del Instituto de Biología, Serie Zoología, Universidad Nacional Autónoma de México* 56(2): 555-572.
- Baldauf, S. A., Thunken, T., Frommen, J. G., Bakker T., C. M., Huepel, O. y Kullmann, H. 2007. Infection with an acanthocephalan manipulates an amphipod's reaction to a fish predator's odours. *International Journal for Parasitology*, 37: 61-65.
- Barnabé G. 1996. *Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura*. Editorial ACRIBIA. Zaragoza, España.
- Boungou, M., Kabre, G. B., Marques, A. y Sawadogo, L. 2008. Dynamics of population of five parasitic monogeneans of *Oreochromis niloticus* Linné, 1757 in the Dam of Loubila and possible interest in intensive pisciculture. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 11 (10): 1317-1323.
- Bowman, D. D., Lynn, R. C. y Eberhard, M. L. 2004. *Parasitología Veterinaria de Georgi*. 8ª edición. Elsevier, Madrid.
- Bowman D., D. 2011. *Georgis Parasitología para Veterinarios*. Elsevier, Madrid.
- Buchmann, K. y Bresciani, J. 2006. Monogenea (phylum Platyhelminthes). In *Fish Diseases and Disorders, Protozoan and Metazoan Infections*, Second Ed. PTK Woo, Cab International, Oxfordshire, UK, 297-344.

- Cabrera R. y Trillo A., M. P. 2004. Anisakidosis: ¿Una zoonosis parasitaria marina desconocida o emergente en el Perú?. *Revista de Gastroenterología de Perú*, 24: 335-342.
- Campos M., N., Muñoz S., P., Sánchez V., L., Capurro F., L. y Llánes C., O. 2012. Acuicultura: estado actual y retos de la investigación en México. *AquaTIC*, 37: 20-25.
- Ceballos O., M. A. y Velázquez E., M. M. 1988. *Perfiles de la Alimentación de Peces y Crustáceos en los Centros y Unidades de Producción Acuícola en México*. Programa Cooperativa Gubernamental. FAO-Aquila GCP/RLA/075/ITA.
- Chavez S., M. C. y Montoya R., I. 2004. Medidas de bioseguridad para evitar la introducción y dispersión de enfermedades virales en granjas camaronícolas. *Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*, Hermosillo Sonora, México.
- CONAPESCA. 2014. Comisión Nacional de Pesca y Acuicultura. Página internet: [www.conapesca.gob.mx/wb/cona/9 de noviembre de 2014 san lucas ojitlan oaxaca](http://www.conapesca.gob.mx/wb/cona/9%20de%20noviembre%20de%202014%20san%20lucas%20ojitlan%20oaxaca).
- Cribb T., H., Chisholm L., A. y Bray R., A. 2002. Diversity in the Monogenea and Digenea; does lifestyle matter?. *International Journal for Parasitology*, 32: 321-328.
- Douellou, L. 1993. Monogeneans of the genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae: Ancyrocephalinae) from cichlid fishes of Lakes Kariba (Zimbabwe) with description of five new species. *Systematic Parasitology*. 25: 159-186.

- Duncan B., L. 1973. *Cichlidogyrus sclerosus* Paperna and Thurston from cultured *Tilapia mossambica* Philipp. *J. Biol.*, 2: 154-158
- Ergens, R. 1981. Nine species of genus *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalinae) from Egyptian fishes. *Folia Parasitologica (Praha)*, 28: 205-214.
- Euphrasie A., Y., Georges B., K., Silvain Y., S. y N'Douba, V. 2017. Spatial distribution of two gill monogenean species from *Sarotherodon melanotheron* (Cichlidae) in man-made Lake Ayamé 2, Côte d'Ivoire. *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences*. 10(2): 35-44.
- Fajer A., E. J. 2013. Inventario computarizado de la colección de parásitos de peces del noroeste de México. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A. C. Unidad Mazatlán. Informe final SNIBCONABIO. Proyecto HC005. México D.F.
- Faisal, M., Schulz, C., Eissa, A. y Whelang, G. 2011. High prevalence of buccal ulcerations in largemouth bass, *Micropterus salmoides* (Centrarchidae) from Michigan Inland Lakes associated with *Myzobdella lugubris* Leidy 1851 (Annelida: Hirudinea). *Parasite*, 18: 79-84.
- FAO. 2005a. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Visión general del sector acuícola Nacional. http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_mexico/es
- FAO. 2005b. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Cultured Aquatic Species Information Programme *Oreochromis niloticus*. http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/es

- FAO. 2009. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Enfermedades transmitidas por alimentos y su impacto socioeconómico. Página de internet: <http://www.fao.org/docrep/011/i0480s/i0480s00.htm> (Consulta 27/Enero/2015).
- FAO 2011. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y La agricultura. Desarrollo de la acuicultura. Página internet: <http://www.fao.org/docrep/014/i1750s/i1750s.pdf> (Consulta 27/Enero/2015).
- FAO. 2012a. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. Página internet: <http://www.fao.org/resources/infographics/infographics-details/es/c/232019/> (Consulta 27/Enero/2015).
- FAO. 2012b. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Procedimientos para la cuarentena de animales acuáticos vivos. Página de internet: <http://www.fao.org/docrep/015/i0095s/i0095s00.htm> (Consulta 20/Febrero/2015).
- FAO. 2014. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Manual de métodos parasitológicos e histopatológicos en piscicultura. Página Internet: <http://www.fao.org/3/content/62bf55e6-6a0f-5679-bc6d-be8abe7f58b7/AC566S00.htm> (Consulta 27/Enero/2015).
- FAO. 2016. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. La nutrición y alimentación en la acuicultura de América Latina y el Caribe. Consulta en internet. www.fao.org/docrep/field/ab487s/AB487s10.htm.
- FIRA. 2015. Fideicomisos Instituidos en Relacion con la Agricultura. INFORME DE ACTIVIDADES 2015. 90.

- Flores C., J. y Flores C., R. 2003. Monogéneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo. *Técnica Pecuaria en México* 41(2):175–192.
- FORDECYT. 2014. Fondo Institucional de Fomento Regional para el Desarrollo Científico, Tecnológico y de Innovación. Nuevas estrategias de recuperación productiva de los sistemas de cultivo del camarón blanco *Litopenaeus Vannamei* en el noroeste de México.
- Fragoso, C. y Rojas, P. 2014. Biodiversidad de lombrices de tierra (Annelida: Oligochaeta: Crassicitellata) en Mexico. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85: 197-207.
- García P., L., García V., M. y Mendoza G., B. 2014. Biodiversidad de Acanthocephala en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85: 177-182.
- García H., A. y Correa B., A. 2001. Enfermedades zoonóticas de interés veterinario transmitidas a través del consumo de productos acuícolas. Departamento de Producción Animal: Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, U.N.A.M.
- Hernández M., M. G. y Fernández G., M. L. 2005. Gnatostomiasis: una enfermedad creciente en viajeros. *Medica Clinica*, 125(5): 40-42.
- Herróz, A. 2000. Ciliados parásitos de peces cultivados en México: enfoque ecológico. *Revista de la Universidad Simón Bolívar USB* (51): 6-14.
- Jiménez B., M. L. y Arredondo F, J. L. 2000. Manual técnico para la reversión sexual en Tilapia. Desarrollos Tecnológicos. Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, D. F., 37.
- Jiménez G., M. I., Vidal M., V. M. y López J., S. 2001. Monogeneans in Introduced and Native Cichlids in Mexico: Evidence for Transfer. *J. Parasitol.*, 87(4); 907-909.

- José Z., F., Diogo R., A. L., Domingues P., L. F. y Hikari T., M. 2009. *Myzobdella platensis* (Hirundinida: Piscicolidae) is true parasite of blue crabs (Crustacea: Portunidae). *J. Parasitol.*, 95(1): 124–128.
- Kohn A., Cohen S., C. y Salgado M., G. 2006. Checklist of Monogenea parasites of freshwater and marine fishes, amphibians and reptiles from Mexico, Central America and Caribbean. *Zootaxa*, 1289: 1-114.
- Kritsky D., C. y Thatcher V., E. 1974. Monogenetic trematodes (Monopisthocotylea: Dactylogyridae) from freshwater fishes of Colombia, South America. *Journal of Helminthology*. 48: 59-66.
- Lamothe A., R. 1997. *Manual de técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres*. A.G.T. Editor, S. A. México, D.F.
- Lamothe A., R. 2003. La gnatostomiasis en México: un problema de salud pública. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*, 74(1): 99-103.
- Lamothe A., R. y Osorio S., D. 1998. Estado actual de la Gnatostomiasis en México. *Anales Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*, 69(1): 23-37.
- Lara A., R., Castro B., T., Castro M., G., Castro M., J. y Malpica S., A. 2003. La importancia de los nemátodos de vida libre. *Contactos*, 48: 43-46.
- Le Roux L., E. y Avenant O., A. 2010. Checklist of the fish parasitic genus *Cichlidogyrus* (Monogenea), including its cosmopolitan distribution and host species. *African Journal of Aquatic Science*, 35: 21-36.

- Lerssutthichawal, T. 2008. Diversity and Distribution of External Parasites from Potentially Cultured Freshwater Fishes in Nakhonsithammarat, southern Thailand. *Diseases in Asian Aquaculture* VI. 235-244.
- López J., S. 2001. Estudio parasitológico de los peces de aguas dulces del estado de Tabasco. *Gaceta Sigolfo: Sistema de investigación del Golfo de México* 2001:8-10.
- Maneepitaksanti, W. y Nagasawa, K. 2012. Monogeneans of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Dactylogyridae), gill parasites of tilapias, from Okinawa Prefecture, Japan. *Biogeography* 14. 11-119.
- Maneepitaksanti, W., Worananthakij, W. Sriwilai, P. y Laoprasert, T. 2014. Identification and distribution of gill monogeneans from Nile tilapia and red tilapia in Thailandia. *Chaing Mai Veterinary Journal*. 12 (1): 57-68.
- Martins M., L., Sá A., R. S., Jerônimo G., T., Tancredo K., R., Gonçalves E., L. T., Bampi, D., Speck, G. M y Sandin, A. M. 2014. Microhabitat preference and seasonality of gill monogenean in Nile Tilapia reared in southern Brazil. *Neotropical Helminthology*, 8(1): 47-58.
- Medanire M., G. N., Matla M., M. M., Oliver P., A. S. y Luus P., W. J. 2011. Population dynamics and spatial distribution of monogeneans on the gill of *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) from two lakes of the Limpopo River System, South Africa. *Journal of helminthology*, 85: 146-152.
- Mendlová, M., Pariselle, A., Vyskocilova, M. y Simková, A. 2010. Molecular Phylogeny of monogeneans parasitizing African Freshwater Cichlidae inferred from LSU rDNA sequences. *Parasitology Research*, 107: 1405-14013.

- Mendoza G., B., García P., L., Pérez P. de L., G. 1996. Helminths of the lacustrine Algansea in the Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México. *Anales del Instituto de Biología. Serie Zoología*. 67(1):77-88.
- Mendoza F., E. F., Quintal, M., Laffón L., S. M. y Del Rio R., R. 2015. Ectoparasites (Platelmintos: Monogenea) exotic to cultured fish in areas adjacent to the lagoon of Términos. *Aspectos socio ambientales de la región de la Laguna de Términos, Campeche*. Universidad Autónoma de Campeche. 199-210.
- Merino H., E. A. y Flores U., M. C. 2015. Parasitological profile of *Oreochromis niloticus* and its relationship with water quality in aquaculture farms of the irrigation district of Atiococho, San Pablo Tacachico, La Libertad, El Salvador. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Naturales y Matemática, Escuela de Biología.
- Messu M., F. D., Bilong B., C. F., Pariselle, A., Vanhove, M. P., Bitja N., A. R. y François A., J. 2015. A phylogeny of *Cichlidogyrus* spp. (Monogenea, Dactylogyridea) clarifies a host-switch between fish families and reveals an adaptive component to attachment organ morphology of this parasite genus. *Parasites & Vectors*, 8:582
- Mollaret, I., Jamieson B., G. M. y Justine J., L. 2000. Phylogeny of the Monopisthocotylea and Polyopisthocotylea (Platyhelminthes) inferred from 28S rDNA sequences. *International Journal for Parasitology*, 30: 171-185.
- Montoya M., J., Lango R., F. y Castañeda C., M. R. 2009. Monogeneans parasites of *Oreochromis* spp., in point of sale. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 7(4): 949-952.
- Morales D., A. 1974. El cultivo de la tilapia en México. *Datos Biológicos*. Instituto Nacional de Pesca. 25.

- Natividad J., M., Bondad R. M. G. y Arthur J. R. 1986. Parasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in Philipines. *The First Asian Forum*, Manilla. 155-159.
- NOM-251-SSA1-2009. Norma Oficial Mexicana, Prácticas de higiene para el proceso de alimentos, bebidas o suplementos alimenticios.
- Oceguera F., A., y León R., A. 2014. Biodiversidad de sanguijuelas (Annelida: Euhirudinea) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad.*, 85: 183-189.
- Paperna, I. 1960. Studies on monogenetic trematodes in Israel. 2. Monogenetic trematodes of cichlids. *Bamidgeh.* 12: 20-30.
- Paredes T., A., Velázquez A., I., Torres I., E., Romero, D. y Vidal M., V. M. 2016. Geographical distribution of protozoan and metazoan parasites of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) (Perciformes: Cichlidae) in Yucatán, México. *Parasites & Vectors* 9:66.
- Pariselle, A. 1996. *Diversité, speciation et évolution des monogenes branchiaux de Cichlidae en Afrique de l ouest*. PhD thesis. University of Montpellier II, Francia. 199.
- Pariselle, A. y Euzet, L. 1995. *Scutogyrus* gen. n. (Monogenea: Ancyrocephalidae) for *Cichlidogyrus longicornis minus* Dossou, 1982, *C. l. longicornis*, and *C. l. gravivaginus* Paperna and Thurston, 1969, with Description of Three New Species Parasitic on African Cichlids. *Journal of the Helminthological Society of Washington.* 62(2): 157-173.
- Pariselle A., Bilong B., C. F. y Euzet, L. 2003. Four new species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae), all gill parasites from African mouthbreeder

- tilapias of the genera *Sarotherodon* and *Oreochromis* (Pisces, Cichlidae), with a redescription of *C. thurstonae* Ergens, 198. *Systematic Parasitology* 56: 201-230
- Pariselle, A. y Euzet, L. 1997. New species of *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea, Ancyrocephalidae) from the gill of *Sarotherodon occidentalis* (Daget)(Osteichthyes, Cichlidae) in Guinea and Sierra Leone (West Africa). *Systematic Parasitology*. 38: 221-230.
- Pariselle A. y Euzet L. 2009. Systematic revision of dactylogyridean parasites (Monogenea) from cichlid fishes in Africa, the Levant and Madagascar. *Zoosystema*. 31(4): 849-898.
- Pérez P. L., G., Osorio S., D. y Garcia P., L. 1992. Helminthofauna of the “juile” *Rhamdia guatemalensis* (Pisces: Pimelodidae) del lago de Catemaco, Veracruz. *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.* 43:25-31.
- Pillay T., V. P. 1997. *Acuicultura: principios y prácticas*. Limusa. México D. F. 699.
- Ponce P., J. T. 1998. *Calidad del agua en acuicultura: concepto y aplicaciones*. A.G.T. Editor S. A. México D. F.
- Poulin, R. 2002. The evolution of monogenean diversity. *International Journal for Parasitology*, 32:245-254.
- Poulin, R. y Morand, S. 2004. Parasite Biodiversity. *Parasitology*, 131(5): 725-726.
- Pouyaud, L., Desmarais, E., Devency, M. y Pariselle, A. 2006. Phylogenetic relationships among monogenean gill parasites (Dactylogyridea, Ancyrocephalidae) infesting tilapine host (Cichlidae): systematic and evolutionary implications. *Molecular Phylogenetics and evolution*. 38: 241-249.

- Prats L., F. L. y Martínez P. M. 2009. Dos nuevos registros del género *Cichlidogyrus* Paperna, 1960 (Monogenea: Ancyrocephalidae) en *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Pisces: Cichlidae) para Cuba. *Acuacuba* 11 (1): 43-50.
- Prats L., F. L., Martínez P. M. y Silveira R. 2012 Primer reporte de monogéneos del género *Enterogyrus* Paperna, 1963 (Monogenea: Ancyrocephalidae) en tilapias de cultivo. *Revista electrónica de Veterinaria* 13(3): 1-12.
- Price C., E. y Kirk R., G. 1967. First description of a monogenetic trematode from Malawi. *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines*, 76(12): 137-144.
- Quijada, J., Lima D. S., C., Avdalov, N., 2005. Enfermedades parasitarias por consumo de pescado. Incidencia en América Latina. *Infopesca Internacional* N° 24, 24:1-10.
- Rodríguez G., M., Rodríguez C., D., Monroy G., Y. y Mata S., J. 2001. Manual de Enfermedades de Peces. *Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuicola Universidad Autónoma Metropolitana*. 3(15): 1-15.
- SAGARPA. 2013. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Acuicultura. Carta Nacional Acuicola. Página internet: www.inapesca.gob.mx/portal/publicaciones/carta-nacional-acuicola. (Consulta 17/Enero/2015).
- Salgado M., G. 2006. Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico. *Zootaxa*. 1324:1-357.
- Salgado M., G. 2009. *Manual de prácticas de parasitología con énfasis en helmintos parásitos de peces de agua dulce y otros animales silvestres de México*. Programa de apoyo a proyectos para la innovación y mejoramiento de la enseñanza, PAPIME. Universidad Nacional Autónoma. México.

- Salgado M., G. y Osorio S., D. 1987. Helmintos de algunos parásitos del lago de Pátzcuaro, *Ciencia y Desarrollo* 74: 41-57.
- Salgado M., G., Pineda L., R., García M., L., López J., S., Vidal M., V. M. y Aguirre M., M. L. 2005. Helmintos parásitos de peces dulceacuícolas. *Biodiversidad del estado de Tabasco*. Bueno J. Álvarez F. y Santiago S. 145–166.
- Salgado M., G. y Rubio M., G. 2014. Helmintos parásitos de peces de agua dulce introducidos. En: R. Mendoza y P. Koleff (coords.), *Especies acuáticas invasoras en México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, pp. 269-285.
- Sánchez R., C., Vidal M., V., Aguirre M., M. L., Rodríguez C., R. P., Gold B., G. y Sures, B. 2007. *Cichlidogyrus sclerosus* (Monogenea: Ancyrocephalinae) and its host, the Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*), as bioindicators of chemical pollution. *J. Parasitol.* 93; 1097-1106.
- Shen Y., L., Ai L., O. y Wey L., W. 2016. Gill monogeneans of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and red hybrid tilapia (*Oreochromis* spp.) from the wild and fish farms in Perak, Malaysia: infection dynamics and spatial distribution. *Springerplus*. 5(1): 1609.
- Soto R., S. A. 2009. *Determinación de las variables fisicoquímicas del agua y presencia de bacterias en la tilapia cultivada en los embalses de Sinaloa*. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Fundación PRODUCE. 30.
- Suttle C., A. (2007). Marine Viruses—Major Players in the Global Ecosystem. *Nature Reviews Microbiology*, 5 (10): 801-812.

- Szostakowska, B., Myjak, P., Wyszynski, M., Pietkiewicz, H. y Rokicki, J. 2005. Prevalence of Anisakin Nematodes in Fish from Southern Baltic Sea. *Polish Journal of Microbiology*, 54: 41-45.
- Tarango M., V. M., Rojas C., R. G., Barba B., J. A. y Hernandez T., M. M. 2011. Gnathostomiasis, variedad pseudofurunculosa. *Dermatologia Revista Mexicana*, 55(2): 84-94.
- Tombi, J. Akoumba, J. F. y Bilong, B., C. F. 2014. The monogenean community on the gills of *Oreochromis niloticus* from Malen fish station in Yaunde, Cameroon. *International Journal of Modern Biological Research*, 2: 16-23.
- Vázquez T., O., Campos R., T. y Rondán Z. 2005. Gnathostomiasis humana; Abordaje, diagnóstico y tratamiento. *Revista del Centro de Investigación*, Universidad La Salle, 7(25): 65-76.
- Vela V., S. y Ojeda G., P. J. 2007. Acuicultura; La Revolución Azul. Publicaciones Científicas y Tecnológicas del Observatorio Español de Acuicultura. Madrid, España. 364.
- Verján, N., Iregui, C. A., Rey, A. L. y Donado, P. 2001. Sistematización y caracterización de las lesiones branquiales de la cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) de cultivo clínicamente sana: algunas interacciones hospedador-patógeno-ambiente, *Revista AquaTic*, 15: 1-22.
- Vidal M., V. M., Aguirre M., M. L., Sholz, T., González S., D. y Mendoza F., E. F. 2002. *Atlas de los helmintos parásitos de ciclidos de México*. Instituto Politécnico Nacional. México D. F. 182.

- Wong O., F., Lopez J., S. y Ble C., J. L. 2001. Gnathostomiasis ocular. Registro del Primer caso para el estado de Tabasco, México. *Revista mexicana de Oftalmologia*. 75(5): 180-184.
- Zago A., C., Franceshini, L., Garcia, F., Canello S., S. H., Gozi K., S. y Da Silva R., J. 2014. Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. *Braz. Journal Veterinary Parasitological, Jaboticabal*. 23 (2): 171-178.
- Zica P., E. O., Carvalho D. E. y Silva, R.J. 2012. Comunidades de ectoparasitos de tilápias-do-Nilo (*Oreochromis niloticus*) cultivadas em tanques-rede durante o processo de engorda no reservatório de chavantes, São Paulo, Brasil. *The Biologist (Lima)*, 10(2): 23.
- Zanolo, R. y Yamamura, M. H. 2016. Parasitas em tilápias-do-nilo criadas em sistema de tanques-rede. *Ciências Agrárias, Londrina*. 27(2): 281-288.

8. ANEXOS

ANEXO 1.

Formato para el registro de datos del análisis parasitológico individual de las tilapias (objeto de estudio).

DATOS GENERALES

Fecha de muestreo _____ Lugar de Muestreo _____
 Ubicación de punto de muestreo _____ Especie del hospedero _____
 No. De hospedero _____ Talla; 1 () 2 () 3 ()
 Longitud Total: _____ Longitud Patrón _____
 Altura máxima: _____ Peso: _____ Sexo: _____

EXAMEN EXTERNO

Parte analizada	Aletas	Piel	Cavidad bucal	Arcos branquiales			
				1	2	3	4
Cantidad				1	2	3	4
Descripción preliminar				1	2	3	4

EXAMEN INTERNO

Organo o tejido analizados	Identificación preliminar de parásitos encontrados	Cantidad de parásitos	Fijados	Fijador	Clave
Ojos					
Corazón					
Riñones					
Hígado					
Intestino					
Bazo					
Gónadas					
Músculo					
Observaciones.					

