



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**IDENTIFICACIÓN DE HELMINTOS PARÁSITOS EN EL PEZ  
*Goodea atripinnis* (CYPRINODONTIFORMES: GOODEIDAE) DE LA  
LAGUNA DE LOS REYES AZTECAS, TLÁHUAC, DISTRITO  
FEDERAL, MÉXICO**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
**MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

PRESENTA

**MAR DE LOS ÁNGELES CORONA DORANTES**

Asesores:

Dra. Evangelina Romero Callejas

M en C. David Osorio Sarabia

México, D.F.

2015





Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## AGRADECIMIENTOS

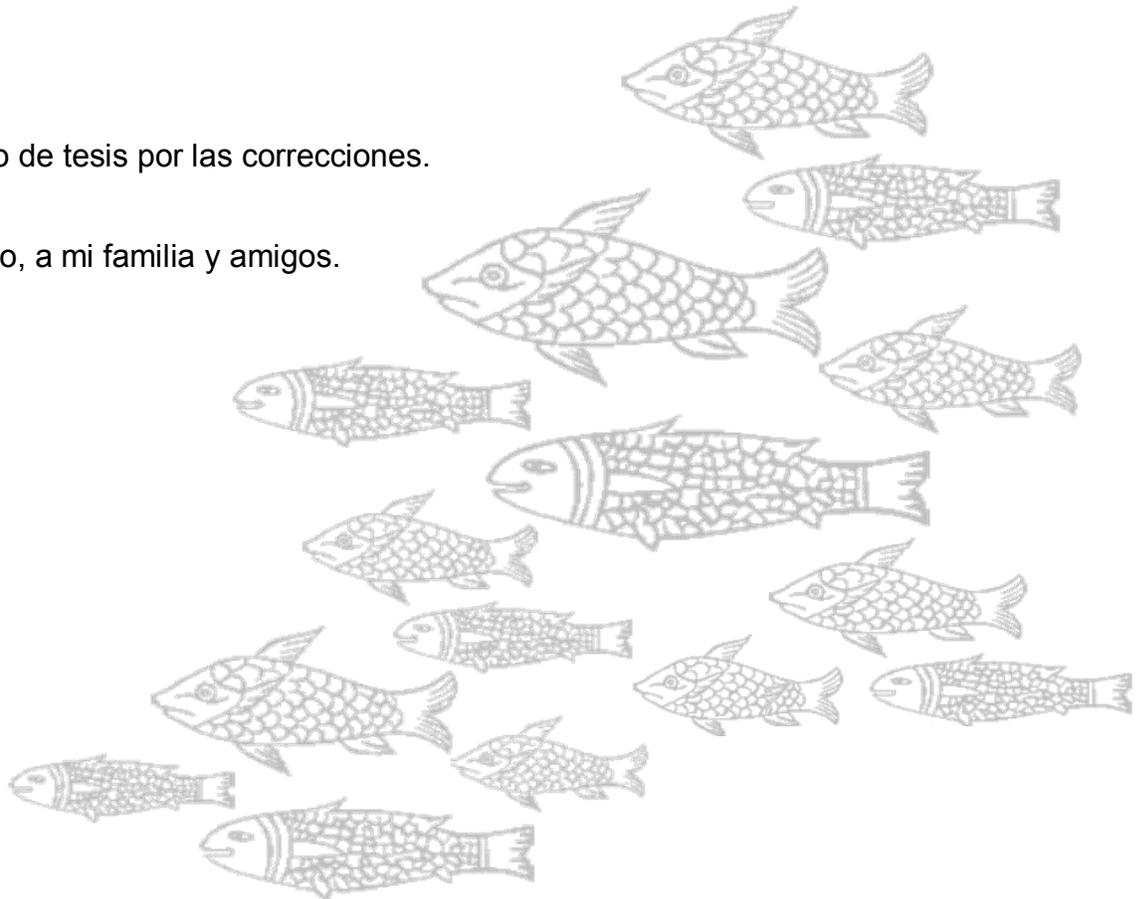
A las Universidad Nacional Autónoma de México, a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia y al Instituto de Biología.

A mis asesores de tesis la Dra. Evangelina Romero Callejas y al M en C. David Osorio Sarabia por ayudarme a culminar este trabajo.

A Berenit Mendoza Garfias por las microfotografías tomadas en el MEB.

A mi jurado de tesis por las correcciones.

A Francisco, a mi familia y amigos.



## CONTENIDO

Resumen	1
1. Introducción	2
2. Revisión de literatura	3
2.1. Peces del valle México	3
2.2. Helmintos parásitos de peces dulceacuícolas	5
2.3. Antecedentes helmintológicos de peces de la Familia Goodeidae	8
2.4. Biología del hospedero	10
2.4.1. Familia Goodeidae Jordan, 1880	10
2.4.2. <i>Goodea atripinnis</i> Jordan, 1880	10
2.4.3. Determinación taxonómica	10
2.4.4. Clave para la identificación de especie	11
2.4.4.1. Clave para la familia y género	11
2.4.5. Descripción anatómica de <i>Goodea atripinnis</i>	12
2.4.6. Distribución	12
2.4.7. Hábitat	13
2.4.8. Alimentación	13
2.4.9. Reproducción	14
2.4.10. Usos	16
2.4.11. Categoría de riesgo	16



3. Justificación	17
4. Hipótesis	18
5. Objetivos	19
5.1 Objetivo general	19
5.2 Objetivos específicos	19
6. Material y métodos	20
6.1 Área de muestreo	20
6.1.1. Clima	21
6.1.2. Hidrografía	21
6.1.3. Flora y fauna	22
6.2. Colecta	24
6.3. Diagnóstico helmintológico	24
6.4. Procesamiento de los helmintos	29
6.5. Determinación taxonómica	29
6.6. Análisis de datos	29
7. Resultados	31
7.1 Caracterización taxonómico-descriptiva de <i>Tylodelphys</i> sp	31
7.2 Caracterización taxonómico-descriptiva de <i>Eustrongylides</i> sp	35
8. Discusión	38
9. Conclusiones	41
10. Referencias	43
11. Anexos	53
11.1 Anexo 1	53
11.2 Anexo 2	54

## Índice de figuras

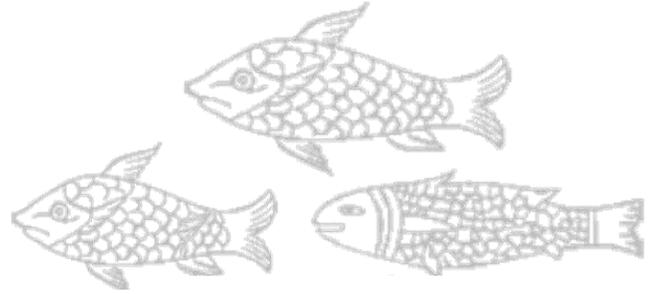
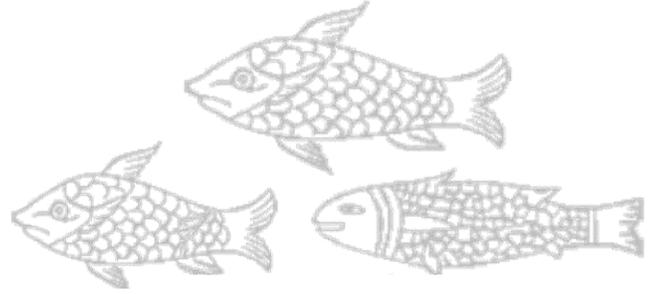


Figura 1. Familia Goodeidae	11
Figura 2. Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, D.F; México	20
Figura 3. Ejemplares de <i>Goodea atripinnis</i> : macho y hembra	24
Figura 4. Examen externo de <i>Goodea atripinnis</i>	26
Figura 5. Inspección <i>in situ</i> de la cavidad celómica	27
Figura 6. Recolección de helmintos bajo el microscopio estereoscópico	28
Figura 7a. Esquema de <i>Tylodelphys</i> sp	34
Figura 7b. Microfotografía de <i>Tylodelphys</i> sp	34
Figura 7c. Microfotografía de barrido de <i>Tylodelphys</i> sp	34
Figura 8a. Esquema de <i>Eustrongylides</i> sp	37
Figura 8b. Fotografía de <i>Eustrongylides</i> sp	37



## Índice de cuadros



Cuadro 1. Peces del valle de México	4
Cuadro 2. Registro helmintológico de <i>Goodea atripinnis</i>	9
Cuadro 3. Valores de la caracterización de la infección	31

## RESUMEN

CORONA DORANTES MAR DE LOS ÁNGELES. Identificación de helmintos parásitos en el pez *Goodea atripinnis* (Cyprinodontiformes: Goodeidae) de la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México (bajo la dirección de la Dra. Evangelina Romero Callejas y del M en C. David Osorio Sarabia).

Los helmintos parásitos establecen relaciones simbióticas con otros organismos; estas pueden determinar el estado sanitario o la densidad poblacional de las especies. En el caso de la familia Goodeidae son muchos los helmintos que tienen la capacidad de incrementar la morbilidad y mortalidad. Por ejemplo la presencia de digeneos en estado de cercarias que dañan al penetrar a través de la piel y al convertirse en metacercarias pueden acumularse en diferentes zonas del cuerpo; y la presencia de algunos nematodos que además presentan potencial zoonótico.

Con la finalidad de identificar los helmintos parásitos de *Goodea atripinnis* se colectaron 130 ejemplares en la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México., para la revisión helmintológica. Se llevó a cabo un muestreo entre los meses de enero del 2012 y enero del 2014. Se colectaron dos especies de helmintos: un digeneo en la cavidad celómica correspondiente al género *Tylodelphys* sp. Y un nematodo del género *Eustrongylides* sp. Ambos se encontraron en etapa larvaria. Se realizó la caracterización de las infecciones; siendo *Tylodelphys* sp., la especie de helminto que alcanzó los valores más altos de prevalencia con 62.30%.



## ..1. INTRODUCCIÓN

La riqueza íctica de México está constituida por 265 familias y 967 géneros, de los cuales 505 son especies dulceacuícolas de México, destacando 145 primarias o dulceacuícolas obligadas, y aproximadamente 350 se consideran secundarias por tolerar tiempos variables los ambientes marinos.<sup>1</sup> Dentro de estas; la Familia Goodeidae pertenece a peces endémicos cuya distribución se limita prácticamente a la parte del altiplano mexicano llamada Mesa Central.<sup>2</sup> En la NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 el género *Goodea* está en la categoría de En Peligro de Extinción (P).<sup>3</sup>

Como todos los vertebrados albergan una variedad importante de parásitos. Los trabajos realizados revelan la presencia de helmintos señalando a 41 especies para la subfamilia Godeinae.<sup>4</sup> En el caso específico de la especie *Goodea atripinnis* el registro helmintológico revela la presencia de 24 especies de helmintos.<sup>5</sup>

Algunos estados de la República donde se han realizado estudios helmintológicos para esta especie son: Aguascalientes, Durango,<sup>6</sup> Jalisco, Michoacán y el Distrito Federal; para este último en el Parque de Chapultepec registrando formas larvarias del trematodo *Posthodiplostomum minimum* en hígado y del nematodo *Eustrongylides* sp., en músculo.<sup>7</sup>



En la cabecera delegacional de Tláhuac se localiza la Laguna de los Reyes Aztecas en el pueblo de San Pedro, Tláhuac. Compuesta por canales y chinampas y esta zona carece de estudios helmintológicos en goodeidos.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

Muchas de las especies de peces son endémicas.<sup>8</sup> Esto los convierte en un grupo muy amenazado, y los taxones de agua dulce son los que están sufriendo la mayor amenaza debido al deterioro de los sistemas dulceacuícolas. Los peces se han extinguido o han sido diezmados por destrucción del hábitat, o bien reemplazados por peces exóticos.<sup>2</sup>

### 2.1 PECES DEL VALLE DE MÉXICO.

Los peces del valle de México lo conforman 16 géneros, comprendidos en 7 familias.<sup>3, 9, 10</sup> Algunos son endémicos, algunos son introducciones, otros están extintos y algunos de ellos habitan en la laguna de los Reyes Aztecas (Cuadro 1).



**Cuadro 1**  
**Peces del valle de México**

Familia	Género	Nombre común	Estatus	Categoría	Habita en la Laguna de los Reyes Aztecas
Atherinidae	<i>Chirostoma</i> sp	Charal	Endémico	P	✓
Cyprinidae	<i>Algansea</i> sp	Pupo del Ayutla	Endémico	A	
	<i>Notropis</i> sp	Carpita del Pilón	Endémico	P	
	<i>Evarra</i> sp	Carpa xochimilca	Extinto	◆	
	<i>Cyprinus carpio</i>	Carpa común	Introducido	*	✓
	<i>Carassius</i> sp	Carpa dorada	Introducido	▪	✓
Cichlidae	<i>Oreochromis niloticus</i>	Tilapia	Introducido	➤	✓
Goodeidae	<i>Girardinichthys viviparus</i>	Mexclapique	Endémico	P	✓
	<i>Goodea atripinnis</i>	Tiro	Endémico	P	✓
	<i>Allotoca diazi</i>	Chorumo	Endémico	P	
	<i>Skiffia lermae</i>	Tiro olivo	Extinto	A	
Centrarchida	<i>Lepomis</i> sp	Mojarra oreja azul	Introducido	❖	
	<i>Micropterus salmoides</i>	Lubina negra	Introducido	○	
Salmonidae	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Trucha	Introducido	Pr	
	<i>Salvelinus fontinalis</i>	Trucha de arroyo	Introducido	—	
Poeciliidae	<i>Heterandria</i> sp	Guatopote	Traslocado	A	
	<i>Poeciliopsis</i> sp	Guatopote de oro	Endémico	A	
	<i>Xiphophorus</i> sp	Espada	Endémico	P	

\*En peligro de extinción (P) Amenazada (A) Sujeta a protección especial (Pr) Probablemente extinta en el medio silvestre (E)

- ◆ Siglo XX<sup>2</sup>
- \* Introducción en 1936<sup>11</sup>
- Introducción a finales del siglo XIX<sup>12</sup>
- Introducción en el año 1964<sup>13</sup>
- ❖ Introducción en fecha desconocida<sup>14</sup>
- Introducción en el año 1910<sup>15</sup>
- Introducción en siglo XX<sup>14</sup>

## 2.2 HELMINTOS PARÁSITOS DE PECES DULCEACUÍCOLAS

El estudio de los parásitos de especies endémicas da una gran información sobre el origen, migraciones, condiciones tróficas y relaciones con otras familias de peces. Los peces dulceacuícolas al igual que otros, son susceptibles a padecer enfermedades ocasionadas por numerosas especies de parásitos, actuando como hospederos definitivos, intermediarios o paraténicos.<sup>16, 17</sup>

Un grupo de organismos parásitos muy abundante en la naturaleza que no constituyen un grupo monofilético son los helmintos ya que bajo este término se incluyen a organismos vermiformes parásitos representantes de cuatro *phyla*: Acanthocephala, Annelida, Nematoda y Platyhelminthes.<sup>18</sup> Los últimos representan, sin duda alguna, el grupo de helmintos con mayor riqueza de especies en los vertebrados silvestres de México. Los estudios de peces actinopterigios desde el punto de vista helmintológico y en particular los platelmintos revelan una riqueza de 589 especies.<sup>19</sup>

El Phylum Platyhelminthes o gusanos planos se caracterizan por ser acelomados, aplanados dorsoventralmente, con simetría bilateral y mayormente hermafroditas. Tienen representantes de vida libre y parásitos, algunas clasificaciones los incluyen en 3 clases: Monogenoidea, Cestoda y Trematoda. Los integrantes de la subclase digenea exhiben ciclo de vida complejos, que incluyen como hospederos intermediarios a varias especies de diferentes *phyla*. Los parásitos adultos alojados en el tubo digestivo o glándulas anexas producen huevos fecundados



que son emitidos al medio por conducto de las heces. En el entorno acuático; del huevo emerge la primera larva ciliada llamada miracidio, que nada activamente y puede penetrar o es consumida por el primer huésped intermediario que generalmente es un molusco (bivalvo o gastrópodo) en las cuales los miracidios se transforman en esporocistos y redias de manera asexual por una o más generaciones, de cada redia se formará una cercaria que sale del molusco y penetra al segundo hospedero intermediario o incluso se adhiere al sustrato para convertirse en metacercaria. Esta fase ocupa diversos hábitats del segundo hospedero intermediario y son la fase infectiva para el hospedero definitivo (vertebrado) donde alcanza la fase adulta, iniciando el ciclo nuevamente.<sup>20</sup> Para los peces, las etapas más dañinas son: las cercarias debido a que penetran a través de la piel y durante su migración ocasionan rompimiento mecánico de tejidos y además con la participación de enzimas proteolíticas, los debilita y predispone a infecciones secundarias, que son las que finalmente conducen a su muerte.<sup>21</sup>

El phylum Nematoda (término derivado del latín nema= hilo). Son gusanos metazoarios, triploblásticos, blastocelomados. La mayoría de las especies son de vida libre en medios acuáticos y en el suelo y una minoría son parásitos en estado adulto de vegetales, invertebrados y vertebrados. Presentan tubo digestivo completo, siendo la porción anterior de importancia taxonómica debido a las modificaciones presentes en el proctodeo y estomodeo; son dioicos, en pocas especies se presentan generaciones haploides, diploides periódicas; carecen de musculatura circular y la pared del cuerpo está cubierta por la cutícula formada por



proteínas (colágeno y cuticulina) ensambladas por elementos o grupos quelantes, aspecto que le confiere características de protección al gusano e interviene en la constitución del esqueleto hidrostático junto con los músculos y líquido blastocelómico. El sistema nervioso se encuentra representado por un anillo periesofágico y un conglomerado ganglionar en la región posterior unidas por comisuras y fibras a lo largo del cuerpo con disposición ventral, dorsal y lateral.

Los aparatos reproductores se encuentran constituidos en el caso de las hembras por uno o dos ovarios, conectados a un oviducto que se une al útero que desemboca en la vulva a través de la vagina, en la región ventral del gusano. Los huevos son en general ovales, algunos con tapones polares de doble pared.

El aparato reproductor masculino está representado por un testículo, ocasionalmente 2 o más, que se une a la vesícula seminal, unido al vaso deferente que se proyecta en un conducto eyaculador, que abre en la cloaca frecuentemente acompañado con una o dos espículas que se proyectan durante la copula que se facilita por la presencia de papilas quimiotáctiles, bursa copulatrix, alas posteriores y zonas cuticularmente modificadas, así como estructuras internas como; gubernaculum, telamón, etc. El ciclo ontogénico de este grupo con los huevos producto de la fecundación de los diferentes sexos en el hábitat definitivo de los adultos, el desarrollo de los nematodos es a través de 4 mudas; huevo, Larva 1, Larva 2, Larva 3, Larva 4 y adulto. Pudiendo ser directo o indirecto.<sup>22</sup>



## 2.3. ANTECEDENTES HELMINTOLÓGICOS DE PECES DE LA FAMILIA GOODEIDAE

En los estudios sobre helmintos parásitos para el hospedero *Goodea atripinnis* han registrado los siguientes parásitos (Cuadro 2).<sup>5, 23</sup>

## Cuadro 2

### Registro helmintológico de *Goodea atripinnis*

HELMINTO	NOMBRE	HÁBITAT	LUGAR
Trematodo adulto	Familia Allocreadidae <i>Margotrema bravoae</i>		
Trematodo	Familia Strigeidae		
Metacercaria	<i>Apharyngostrigea</i> sp		
	Familia Clinostomidae <i>Clinostomum complanatum</i>	Hígado	Rio Lerma
	Familia Diplostomidae <i>Diplostomum</i> sp	?	Rio Lerma
	<i>Posthodiplostomum minimum</i>	Músculo, hígado, ojos, mesenterio,	Rio Lerma
	<i>Posthodiplostomum minimum</i>	Músculo, hígado, ojos, mesenterio, cavidad celómica	Rio Balsas
	<i>Tylodelphys</i> sp	Cavidad celómica	Rio Lerma
	<i>Uvulifer</i> sp.		
	Familia Heterophyidae <i>Ascocotyle</i> (Ascocotyle)	Branquias	Rio Lerma
	<i>Centrocestus formosanus</i>		
	Familia Plagiorchiidae <i>Ochetosoma brevicaecum</i>	Intestino	Rio Lerma
Monogéneos	Familia Gyrodactylidae <i>Gyrodactylus</i> sp.	Branquias	Arroyo Presa del Carmen
	Familia Dactylogiridae <i>Salsuginus</i> sp.	Branquias	
	Familia Dactylogiridae <i>Urocleidoides</i> spp.	Branquias	
Cestodos adultos	Familia Bothriocephalidae <i>Bothriocephalus acheilognathi</i>	Intestino	Rio Lerma
	Familia Proteocephalidae <i>Proteocephalus pusillus</i>	Intestino	Rio Lerma
Metacestodos	Familia Diphylobothriidae <i>Ligula intestinalis</i>	Cavidad celómica	Rio Lerma
	Familia Proteocephalidae <i>Proteocephalidae</i> gen. sp	Hígado, intestino, mesenterio	Rio Lerma
Nematodos adultos	Familia Capillaridae <i>Pseudocapillaria tomentosa</i>	Intestino	Rio Lerma
	Familia Rhabdochoniidae <i>Rhabdochona lichthenfelsi</i>	Intestino	Lerma Balsas Rio panuco
Nematodos larvas	Familia Anisakidae <i>Contraecum</i> sp	Mesenterio cavidad celómica	Rio Lerma
	Familia Dioctophymatidae <i>Eustrongylides</i> sp	Intestino	Rio Lerma
	Familia Gnathostomidae <i>Spiroxys</i> sp.		
Acantocefalos larvas	Familia Polymorphidae <i>Polymorphus brevis</i>	Intestino	Rio Lerma

## 2.4. BIOLOGÍA DEL HOSPEDERO

### 2.4.1. FAMILIA GOODEIDAE JORDAN, 1880

La familia Goodeidae son peces exclusivos de la ictiofauna mexicana.<sup>24</sup> Conformada por aproximadamente 21 géneros y 43 especies. Se divide en dos subfamilias, Empetrichthynae y Goodeinae.<sup>25</sup> Esta última es el grupo de peces con el mayor número de especies dentro del Centro de México, representado por aproximadamente 19 géneros y 41 especies, las cuales son caracterizadas por tener fertilización interna, viviparidad y matotrofia.<sup>26</sup>

### 2.4.2. *Goodea atripinnis* Jordan, 1880

Nombre común: Mexclapiques, pintitos, tiro,<sup>2</sup> sardinitas, chehuas,<sup>24</sup> mojarrita,<sup>27</sup>

### 2.4.3 DETERMINACIÓN TAXONÓMICA

Phylum: Chordata

Clase: Actinopterygii

Subclase: Neopterygii

Infraclase: Teleostei

Superorden: Acanthopterygii

Orden: Cyprinodontiformes

Suborden: Cyprinodontoidei

Familia: Goodeidae

Subfamilia: Goodeinae

Género: *Goodea*

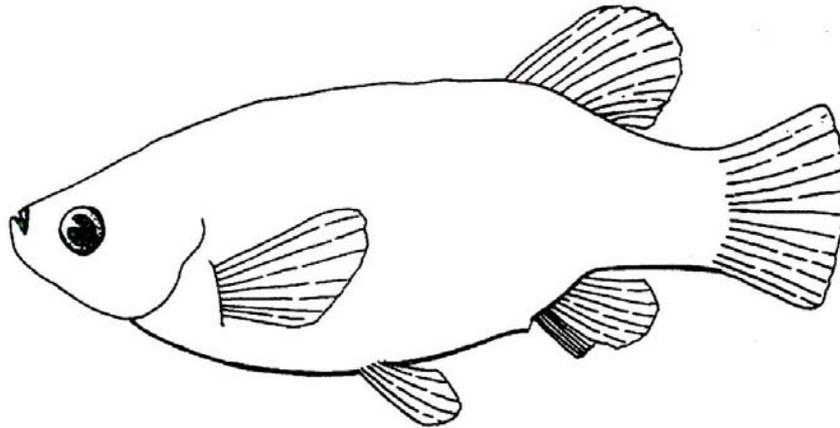
Especie: *G. atripinnis*



## 2.4.4 CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE ESPECIE

### 2.4.4.1 CLAVES PARA LA FAMILIA Y GÉNERO

Para la clasificación de la familia Goodeidae se toma como referencia los primeros cinco o seis radios de la aleta anal de los machos porque está modificada en los radios anteriores menores y separados del resto por una escotadura (Figura 1).



**Figura 1: Familia Goodeidae: Referencia de los primeros cinco o seis radios de la aleta anal de los machos debido a la modificación en los radios anteriores menores y separados del resto por una escotadura.**

Para la clasificación de género Goodea; en los machos los primeros cinco o seis radios de la aleta anal son rígidos y de menor tamaño que los demás, separados del resto de la aleta por una escotadura. En las hembras el septo ovárico es plegado, posee un tejido ovígero en la pared del ovario y los embriones presentan trofotenia en forma de roseta.<sup>28</sup>

### **2.4.5. DESCRIPCIÓN ANATÓMICA DE *Goodea atripinnis***

Los *Goodea atripinnis* son peces pequeños; de 130 a 150 mm de longitud,<sup>24</sup> de cuerpo sagitiforme, con dientes grandes y bicúspides muy juntos en 2 o 3 filas, muy especializados, con dientes faríngeos bien desarrollados, no existe diferenciación entre esófago, estómago e intestino. Las escamas son ctenoides de 32 a 39 longitudinales, las branquiespinas de 40 a 56, las aletas con el borde libre saliente en ángulo, la aleta dorsal con 12-14 radios y la anal 12–13 radios semejantes y opuestas, las aletas pectorales son muy cortas y no llegan a las ventrales; las cuales son diminutas y no llegan al ano, la aleta caudal amplia cortada con un borde suavemente curvo. Estos peces son de coloración verde olivo en el dorso, región ventral y pedúnculo caudal además presentan lunares pequeños en los costados del cuerpo.<sup>29</sup>

### **2.4.6. DISTRIBUCIÓN**

Los goodeinae están distribuidos en las cuencas ubicadas a lo largo del Pacífico y Golfo de México. En la vertiente del Pacífico habitan desde las partes altas del Río Mezquital, en el estado de Durango, hasta el Río Balsas en el estado de Michoacán y Guerrero. Cuenca de los Ríos Lerma-Grande de Santiago <sup>29</sup> en los estados de Jalisco y Nayarit. Se localizan en el Río Armería en el Pacífico de Nayarit, en la vertiente del Golfo de México, en el Río Pánuco en Tamaulipas. También en algunas cuencas interiores tales como el Río Aguanaval en Zacatecas y los lagos de Cuitzeo, Pátzcuaro y Zirahúen de Michoacán, vertiente del

Atlántico, San Juan del Río en Durango, y afluentes del San Luis Potosí,<sup>2</sup> en el Distrito Federal: en Xochimilco, Mixquic y Tláhuac.<sup>29</sup>

#### **2.4.7. HÁBITAT**

Es un pez pelágico,<sup>30, 31</sup> de ambientes muy diversos: manantiales, humedales, lagos, lagunas, arroyos, grandes ríos, canales, estanques y otros hábitats artificiales, principalmente en altitudes entre 1,000 y 2,300 msnm. La mayoría vive en aguas a una profundidad de 0.5 a 1.7 m en áreas de corriente lenta donde forman pesquerías.<sup>2</sup> El agua va desde neutra o alcalina en un rango de pH de 6.1 y alcalinas mayores a 9,<sup>32</sup> agua clara o turbia, con sustratos de lodo, arcilla, arena, grava y rocas con abundantes malezas acuáticas.<sup>2, 24</sup> Con variaciones bruscas de oxígeno en 24 horas.<sup>33</sup> Debido a que es capaz de soportar intervalos de concentración de oxígeno muy amplios que van desde 2.3 hasta 15 ppm., y con 148 mg/l de calcio.<sup>32</sup>

#### **2.4.8. ALIMENTACIÓN**

En la etapa de cría es de hábitos planctófagos. En la etapa juvenil y de adulto es un herbívoro ficófago<sup>27</sup> u omnívoro detritívoro,<sup>34</sup> que se alimenta de vegetales superiores, algas filamentosas, principalmente clorofíceas y al mismo tiempo ingiere la fauna acompañante.<sup>24</sup>

## 2.4.9. REPRODUCCIÓN

En la familia Goodeidae son adultos a los dos años, presentan gestación intraluminal. Se presenta una especialización progresiva que va desde la lecitotrofia estricta, pasando por la matrotrofia moderada como en *Goodea atripinnis*.<sup>35</sup>

En los organismos matrotrofos, los embriones en desarrollo forman estructuras temporales, asociadas con el intercambio materno-embriionario. En *G. atripinnis*, las estructuras que participan en la obtención de nutrientes corresponden a patrones tróficos como trofodermia, ovofagia-adelfofagia y trofotenia. En goodeidos, cuando el vitelo se agota, se desarrolla la trofotenia y se vasculariza. La morfología de la trofotenia es específica para cada género. Se reconocen dos formas de trofotenia: en listón y en roseta. La última llamada así por su apariencia externa y considerada primitiva; y caracteriza al género *Goodea* y fisiológicamente absorbe moléculas pequeñas (monosacáridos y aminoácidos).<sup>35</sup>

Los machos de esta familia no cuentan con un gonopodio verdadero, por lo que es indispensable la cooperación de las hembras para que se lleve a cabo la fecundación; siendo así, los machos deben emplear sus caracteres sexuales secundarios para inducir a las hembras a aparearse.<sup>36</sup>

*Goodea atripinnis* realiza diversas conductas sexuales como: el “**Fin display**” donde el macho despliega las aletas dorsal, anal y caudal sin realizar ningún

movimiento con ellas. Este despliegue lo realiza frente o junto a la hembra, y también en presencia de otros machos. Otra conducta son las “**ondulaciones**” donde realiza movimientos del cuerpo de gran amplitud y baja frecuencia, en las que el macho toma forma de “C”, estas son realizadas a un costado de la hembra y pueden o no involucrar desplazamiento, el macho se puede encontrar completamente paralelo a la hembra (cabeza-cabeza) o ligeramente inclinado formando un ángulo de 45° aproximadamente, en algunas ocasiones las ejecuta frente a la hembra mientras realiza “**Fin display**”.<sup>36</sup>

Se reproduce durante todo el año, intensificándose en los meses cálidos: mayo, junio y julio.<sup>24</sup> Es un pez prolífico,<sup>2</sup> el número de embriones por hembra es de 20<sup>37</sup> y las crías nacen completamente desarrolladas, lo que les confiere una mayor probabilidad de sobrevivencia, pero la desventaja es que el número de descendientes es mucho menor que en peces ovíparos.<sup>26</sup>

Con respecto al dimorfismo sexual los catalogan como monomórficos en color, los machos tienen aletas dorsales más grandes que las hembras<sup>38</sup> además al madurar modifica de 5 a 7 rayos anteriores de la aleta anal formando un gonopodio primitivo o pseudofalo<sup>39</sup> porque sólo tienen una parte flexible de la aleta anal delante separados por una escotadura, a esto se le conoce como andropodio.<sup>40</sup>

## 2.4.10. USOS

La importancia económica y pública de los goodeidos es baja.<sup>37</sup> Algunas poblaciones los consumen en formas diversas: asados, tamales, secos, o guisados. Tiene sabor amargo razón por la cual no es comercial.<sup>24</sup> En contraste, son importantes en la red trófica de los medios acuáticos, además, representan un grupo modelo para el estudio de la viviparidad en peces y adaptaciones evolutivas.<sup>41</sup>

## 2.4.11. CATEGORÍA DE RIESGO

En la NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 el género *Goodea* está colocado en la categoría de: En Peligro de Extinción (P).<sup>3</sup>

La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) lo incluye como preocupación menor o *Least Concern* (LC) y mencionan que la población parece ser estable en la actualidad, aunque la información detallada es desconocida.<sup>42</sup>

### 3. JUSTIFICACION

La importancia biológica de los helmintos es porque son un componente de la biota que establecen relaciones simbióticas con otros organismos produciendo mecanismos que regulan las poblaciones de especies de vida libre. Estas relaciones pueden determinar la densidad poblacional, esto hace necesario observar a los parásitos no sólo como organismos patogénicos, sino también como uno de los grandes reguladores de la biodiversidad animal, además, los estudios helmintológicos en poblaciones de peces silvestres permiten obtener un conocimiento de la relación entre parásito y hospedero, y esta a su vez sirve como base para la elaboración de medidas de prevención de sanidad acuícola. Y la importancia médica debido al riesgo de ingerir carne que contiene estadios larvales que ocasionan ictiozoonosis.

La laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, México alberga numerosas especies de animales; el pez *Goodea atripinnis* es uno de ellos y además de ser endémico, se encuentra en peligro de extinción. Dada su importancia ecológica es necesario llevar a cabo estudios parasitológicos en la región, debido que hasta la fecha carecen de este tipo de estudios.

## 4. HIPÓTESIS

El pez *Goodea atripinnis* (Cyprinodontiformes: Goodeidae) habitante natural de la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, por el hábitat que ocupa y su condición trófica es susceptible de albergar helmintos.

## 5. OBJETIVOS

### 5.1. OBJETIVO GENERAL

5.1.1 Identificar los helmintos que afectan al pez *Goodea atripinnis* (Cyprinodontiformes: Goodeidae) de la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México.

### 5.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

5.2.1. Caracterizar taxonómicamente las especies de helmintos recolectadas en el pez *Goodea atripinnis* de la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México.

5.2.2. Calcular los parámetros de infección; Prevalencia, Abundancia promedio, Intensidad promedio e Intervalo de Intensidad de los helmintos en el pez *Goodea atripinnis*.

## 6. MATERIAL Y MÉTODOS

### 6.1. ÁREA DE MUESTREO

La recolección de las muestras se realizó en la Laguna de los Reyes Aztecas ubicada en la Delegación Tláhuac, Distrito Federal, México (Figura 2). Localizada dentro de la región fisiográfica de la Altiplanicie Mexicana, en la provincia del Eje Neovolcánico.<sup>43</sup> Con una altitud de 2240 msnm en las coordenadas 19°15'59.5"N , 99°00'27.4"O.<sup>44</sup>

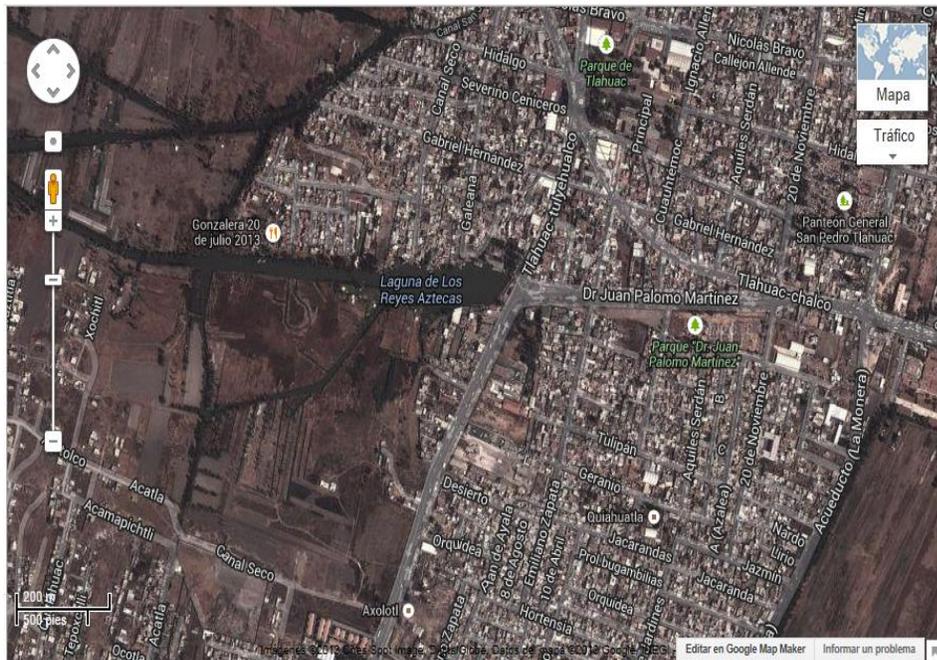


Figura 2: Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México

### **6.1.1. CLIMA**

Predomina el clima templado sub-húmedo con lluvias en verano, de menor humedad C (w0).<sup>45</sup> Con una temperatura media anual de 15.7°C, una mínima promedio de 8.3°C y una máxima de 22.8°C.<sup>43</sup>

La precipitación pluvial promedio observada es de 522.3 mm, siendo los meses de julio y agosto en donde se registran las mayores precipitaciones.<sup>45</sup>

### **6.1.2. HIDROGRAFÍA**

La cuenca de México fue originalmente un sistema de valles y lagos; Zumpango, Xaltocan, Texcoco, México, Chalco y Xochimilco.<sup>46</sup> Donde el agua era conducida por un sistema de canales. El sistema lacustre experimentó transformaciones de origen humano; comenzando el proceso de desagüe. La población aumentó exigiendo la demanda de agua; lo que llevó a que el agua de manantiales de Xochimilco se dirigiera a la Ciudad por un acueducto. Debido a que los canales ya no tenían agua en 1959 el gobierno del Distrito Federal realizó una obra para verter aguas negras con tratamiento primario a la red de canales, resarcido el agua que en algún momento fue de manantial.<sup>47,48,49</sup>

Progresivamente la degradación ambiental convirtió grandes extensiones de suelo agrícola en terrenos ociosos que fueron urbanizados.<sup>49</sup>

Al sur de la cabecera delegacional se localiza un cuerpo de agua que lleva el nombre de Laguna de Los Reyes, al que no hace muchos años se le añadió el

epíteto de Aztecas, con el propósito de atraer el turismo.<sup>45</sup> Los canales de esta laguna comunican con los de Xochimilco.

Actualmente las aguas que provienen de una planta tratadora en la Delegación de Iztapalapa están contaminadas por sales, sodio y metales pesados. Además durante su paso por los canales, el agua recibe contaminación adicional<sup>50</sup> por descargas domésticas generadas por los asentamientos irregulares, desechos de ganado de traspatio, paralelamente el área turística carece de una infraestructura sanitaria adecuada, por lo cual todo esto provoca contaminación por materia orgánica, dando como resultado la eutrofización del lago. Considerando al sistema lacustre como eutrófico-hipereutrófico. Estas condiciones inestables y deterioradas que prevalecen pueden llegar a la pérdida de la biodiversidad y los recursos acuáticos en un tiempo relativamente corto.<sup>51</sup>

### 6.1.3 FLORA Y FAUNA

Las especies que conforman la vegetación del sitio están representadas en su mayoría por la vegetación típica que se extendía sobre todos los antiguos lagos de la Cuenca de México. La especie más representativa que se encuentra es el junco *Tipa latifolia* que conforma densos manchones a la orilla de los canales; especies asociadas son el pasto salado *Distichlis spicata*, el carrizo *Arundo donax* y en menor proporción se presentan la orejilla *Hydromistria laevigata*, el chilillo *Polygonum amphibium* y la centella *Hydrocotyle americana*.

Una especie acuática de origen exótico y que sobresale por su capacidad de formar tapices verdes de grandes extensiones, es el lirio acuático *Eichhornia crassipes* que es la causa de que los canales tengan que ser dragados continuamente para evitar que se cierren.

Con respecto a la vegetación terrestre, la especie arbórea dominante en la zona es el ahuejote *Salix bonpladiana* variedad *Stricta* la cual se encuentra delineando las chinampas y canales; también se observa como ejemplares de la vegetación nativa al sauce llorón *Salix babylonica* y el ahuehuete *Taxodium mucronatum*.

Por otra parte, entre la vegetación terrestre exótica se observan eucaliptos *Eucalyptus camaldulensis* y casuarinas *Casuarina equisetifolia*; estas últimas especies son producto de trabajos de reforestación realizados años atrás.

La vegetación que se presenta al interior de las chinampas es secundaria y se deriva del uso agrícola.<sup>52</sup>

Con respecto a la fauna de la zona está compuesta por familias de mamíferos: Didelphidae, Geomyidae, Heteromyidae, Leporidae, Molossida, Muridae, Mustelidae, Sciuridae, Soricidae. Para aves: Podicipedidae, Ardeidae, Anatidae, Accipitridae, Rallidae, Cathartidae, Charadriidae, Recurvirostridae, Scolopacidae, Laridae, Columbidae, Tytonidae, Apodidae, Pacida, Alaudidae, Hirundinadae, Troglodytide, Muscicapidae, Motacilidae, Laniidae, Emberizidae, Fringillidae, Passeridae, Falconidae y Rallidae.<sup>53</sup> Para anfibios y reptiles las Familias Ambystomatidae, Phrynosomatidae, Anguidae, Ophidae, Colubridae, Iguanidae, Ranidae, Bufonidae y Viperidae.

## 6.2. COLECTA

Entre los meses de enero del 2012 y enero del 2014, se recolectaron 130 ejemplares del *Goodea atripinnis* en la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México. Se colocaron individualmente en bolsas de plástico, se etiquetaron y fueron conservados en congelación, se trasladaron al Laboratorio de Helmintología del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (IBUNAM) para la revisión helmintológica.

## 6.3. DIAGNÓSTICO HELMINTOLÓGICO

A los ejemplares se les realizó la revisión helmintológica por observación bajo el microscopio estereoscópico (Figura 3).



**Figura 3: Ejemplares de *Goodea atripinnis*: a) macho; los primeros radios de la aleta anal son de menor tamaño y separados del resto por una escotadura. b) hembra;**

Primero se realizó la inspección externa (Figura 4) en el cual se revisó la superficie del cuerpo; las aletas, escamas, nostrilos, boca, opérculos y ano en busca de estructuras parasitarias. Después se realizó la inspección interna: primero se cortaron los opérculos para extraer las branquias, cada arco branquial se colocó en cajas de Petri con solución salina fisiológica al 0.65% y se inspeccionó cada una de las lamelas.<sup>54</sup>



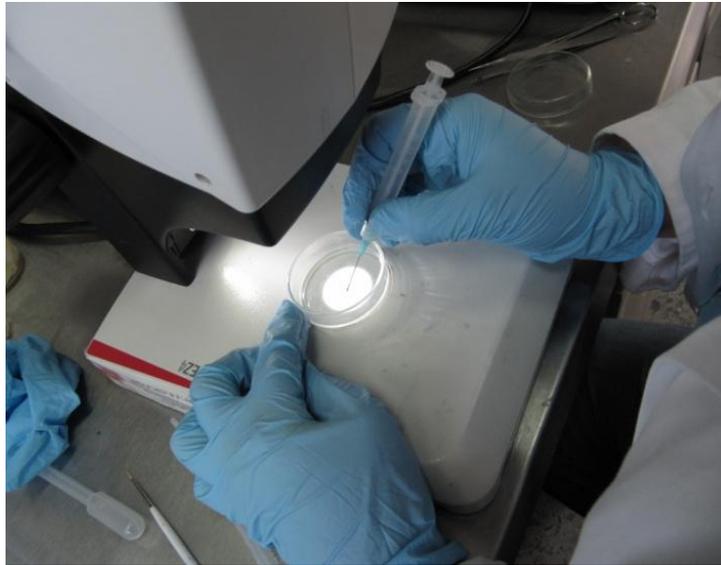
Figura 4: Examen externo de *Goodea atripinnis*: a) Revisión de la superficie del cuerpo; aletas y escamas. b) Revisión de los opérculos. c) Revisión del ano.

Posteriormente se hizo una incisión a lo largo de la línea media ventral; comenzando por la región inmediata al ano prolongándola hacia la región branquióstega. Se separaron las paredes laterales de la cavidad visceral, mostrando así los órganos internos para examinarlos *in situ* (Figura 5).<sup>54</sup>



**Figura 5: Inspección *in situ* de la cavidad celómica**

En la cavidad celómica se localizaron larvas de digeneos; que se colectaron con pinces finos y se colocaron en cajas de Petri con solución salina fisiológica al 0.65% (Figura 6).<sup>54</sup>



**Figura 6: Recolección de helmintos bajo el microscopio estereoscópico.**

Se retiraron los órganos e individualizaron en cajas de Petri con solución salina fisiológica al 0.65% y se observaron bajo el microscopio estereoscópico.<sup>55</sup> Los órganos parenquimatosos y tejidos grasos se colocaron entre dos placas de vidrio para comprimirlos y observarlos con luz reflejada en busca de estructuras parasitarias. El contenido del aparato digestivo se revisó abriéndolo con tijeras de punta fina mediante un corte longitudinal. La vesícula biliar, vejiga natatoria, gónadas y corazón se dilaceraron con agujas de disección para examinar su contenido.<sup>54</sup>

Para el examen de músculo se obtuvieron porciones menores a 0.5 cm<sup>2</sup> en cajas de Petri con solución salina fisiológica al 0.65%, se dilaceró con agujas de disección y se comprimieron entre dos placas de vidrio para después observarla bajo el microscopio estereoscópico.

El nematodo se colectó de músculo y fue depositado en una caja de Petri con solución salina fisiológica al 0.65%.

El cerebro se extrajo y se inspeccionó macro y microscópicamente. Los ojos también fueron examinados mediante dilaceración con agujas de disección.<sup>54</sup>

#### **6.4. PROCESAMIENTO DE LOS HELMINTOS**

A la caja de Petri que contenía a los digeneos se les vertió Formol al 4% caliente (aproximadamente 75°C)<sup>55</sup> para fijarlos. Después se colectaron con un pincel y se conservaron en un vial de 3ml que contenía alcohol etílico al 70%. Posteriormente se tiñeron con la técnica de paracarmín de Meyer (Anexo 1) Los nematodos fueron colocados en alcohol al 70% caliente (aproximadamente 80°C)<sup>56</sup> para provocar su relajación. Después se colectaron y se conservaron en un vial de 10ml que contenía alcohol etílico al 70%.

Al digeneo se le realizó microscopia electrónica de barrido (Anexo 2) con el Microscopio Electrónico de Barrido MEB modelo Hitachi Stereocan Mod. SU1510 At 10KV en el Instituto de Biología y el nematodo se aclaró con Lactofenol.<sup>57</sup>

#### **6.5. DETERMINACIÓN TAXONÓMICA**

Para determinar a los helmintos encontrados se utilizaron claves taxonómicas.<sup>58, 59</sup>

#### **6.6. ANÁLISIS DE DATOS**

Se calcularon los siguientes parámetros para caracterizar la infección definidos por Bush *et al* (1997)<sup>60</sup>.

**Prevalencia:** Número de hospederos infectados con uno o más individuos de una especie particular de parásito dividido entre el número total de hospederos revisados; se expresa en porcentaje.

**Abundancia promedio:** Número total de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de hospederos, dividida entre el número de hospederos revisados.

**Intensidad promedio:** Número total de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de hospederos; dividida entre el número de hospederos infectados por ese parásito.

**Intervalo de Intensidad:** Número mínimo y máximo de individuos de una especie particular de parásito encontrada en una muestra de hospederos.

## 7. RESULTADOS

De los 130 peces revisados, 81 fueron positivos a algún tipo de helminto esto representa el 62.30%. Los valores de la caracterización se muestran a continuación (cuadro 3).

**Cuadro 3**  
**Valores de la caracterización de la infección**

Helminto	Prevalencia (%)	Abundancia promedio	Intensidad promedio	Intervalo de intensidad	Total de ejemplares	hábitat
<i>Tylodelphys</i> sp.	62.30	22.36	30.43	1-206	2907	Cavidad celómica
<i>Eustrongylides</i> sp.	0.76	7.6	1	1	1	Músculo

### 7.1 Caracterización taxonómico-descriptiva de *Tylodelphys* sp

Phylum: Platyhelminthes

Clase: Trematoda Rudolphi, 1808

Subclase: Digenea Carus, 1863

Superfamilia: Diplostomoidea Poirier, 1886

Familia: Diplostomidae Poirier, 1886

Subfamilia: Diplostominae Poirier, 1886

Género: *Tylodelphys* Diesing, 1850

Especie: *Tylodelphys* sp

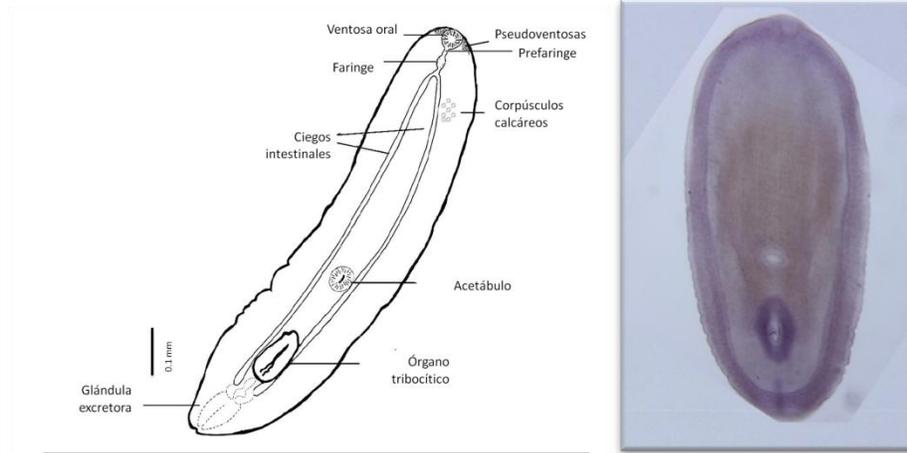
Las metacercarias encontradas corresponden con las características morfológicas de las etapas larvales de *Tylodelphys* sp. Fueron localizadas en cavidad celómica y no formaban quistes parasitarios. El ejemplar es de color blanco opaco, con forma del cuerpo elíptica, dividida en dos segmentos; observándose que el anterior es foliáceo con una pequeña prominencia cónica y cóncavo ventralmente. La ventosa oral está situada en el extremo anterior del cuerpo; es casi circular, pequeña y a ambos lados de la misma se disponen dos pseudoventosas. El acetábulo es pequeño y se localiza en la mitad posterior del cuerpo, anterior al órgano tribocítico, el cual es muy evidente, de forma elipsoidal y ocupa el espacio intercecal; en el tercio posterior del cuerpo se observan numerosos corpúsculos calcáreos que se distribuyen a todo lo largo del mismo, formando cuatro cordones que se originan en la parte anterior, a nivel de la faringe. (Figura 7a, 7b, 7c.).

Las medidas en milímetros de las metacercarias encontradas fueron: longitud total: 1.3; ancho máximo: 0.3; largo de ventosa oral: 0.06, ancho de ventosa oral: 0.04, largo del acetábulo 0.1, ancho del acetábulo 0.1, largo del órgano tribocítico 0.2, ancho del órgano tribocítico 0.1.

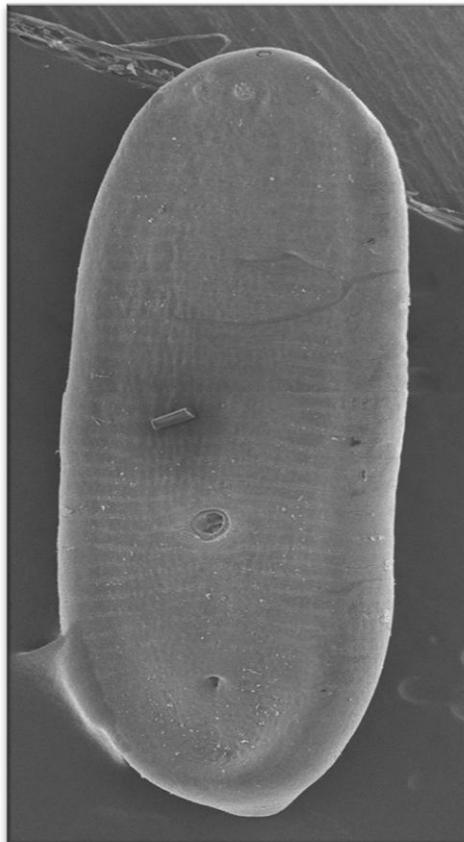
En ciclo de vida de este género puede ser complejo; sus miracidios penetran en el primer hospedero intermediario, que es un caracol perteneciente a la familia Physidae y por multiplicación asexual se transforman en furcocercarias. Las furcocercarias salen del primer hospedero intermediario y entran al segundo, donde se transforman en metacercarias las cuales son parásitas de peces, anfibios y reptiles. La forma adulta se desarrolla en el hospedero definitivo, que es un ave Falconiforme, Ciconiiforme, Gaviiformes, Strigiformes o Podicipediforme, la

cual se infecta al ingerir al segundo hospedero intermediario. En el intestino del hospedero definitivo las metacercarias alcanzan la madurez sexual y producen huevos, que salen al agua con las heces, liberando miracidios; éstos penetran la pared del cuerpo de los caracoles completándose de ésta manera el ciclo de vida.<sup>61,62, 63</sup>

Tienen distribución cosmopolita, debido a que el hospedero definitivo contribuye a su dispersión por exhibir hábitos migratorios,<sup>64</sup> y las metacercarias tienen muy baja especificidad hospedatoria por lo que parasitan a una amplia variedad especies de peces dulceacuícolas.<sup>65</sup>



**Figura 7a: a) Esquema de *Tyloodelphys* sp. Metacercaria. b) Microfotografía 40x de *Tyloodelphys* sp. Metacercaria**



**Figura 7c: Microfotografía de barrido de *Tyloodelphys* sp. Metacercaria. Vista ventral**

## 7.2 Caracterización taxonómico-descriptiva de *Eustrongylides* sp

Phylum: Nematoda Cobb, 1932

Clase: Dorylaimea Hooda, 2007

Subclase Trichocephalia Hooda, 2007

Superorden: Trichocephalica Hooda, 2007

Orden: Dioctophymatida Ryzhikov & Sonin, 1981

Superfamilia: Dioctophymatoidea Railliet, 1915

Familia: Dioctophymatidae Railliet, 1915

Género: *Eustrongylides* Jagerskiold, 1909

Especie: *Eustrongylides* sp

Las larvas de *Eustrongylides* sp son robustas, de color rojo cuando están vivas. Su cutícula presenta estriaciones a todo lo largo del cuerpo, en el extremo anterior alrededor de la boca se encuentran dos círculos concéntricos de papilas; el círculo interno se compone de seis papilas aguzadas, las cuales son de mayor tamaño que las seis de forma mamelonada del círculo externo, a partir de este se continúan dos hileras de papilas que recorren lateral y longitudinalmente por el cuerpo. Estas desaparecen en la parte media y aparecen en la región terminal. La región posterior tiene papilas sumergidas en la cutícula.<sup>59</sup>

La cavidad bucal se abre en la región anterior, se continúa con una faringe muscular, que es más ancha en la región anterior y se adelgaza al unirse al intestino el cual desemboca en un ano que es terminal (Figura 8a, 8b, 8c).

En el ciclo de vida; los nematodos en estado adulto habitan la mucosa del esófago, del proventrículo o del intestino delgado de las aves ictiófagas. Estos hospederos liberan las larvas por medio de las heces, las cuales penetran en un hospedero intermediario que es un oligoqueto donde se desarrolla la larva de tercer estadio. Es altamente probable que los peces, anfibios o reptiles, sean hospederos intermediarios o paraténicos de tal manera que cuando algún ave acuática perteneciente a anátidos se alimente de estos y se infecte; cerrando el ciclo.<sup>32</sup>

Los seres humanos que han consumido pescado insuficientemente cocido que llevan las fases larvianas del parásito han experimentado gastritis o perforación intestinal que requieren de la extirpación quirúrgica.<sup>64</sup>

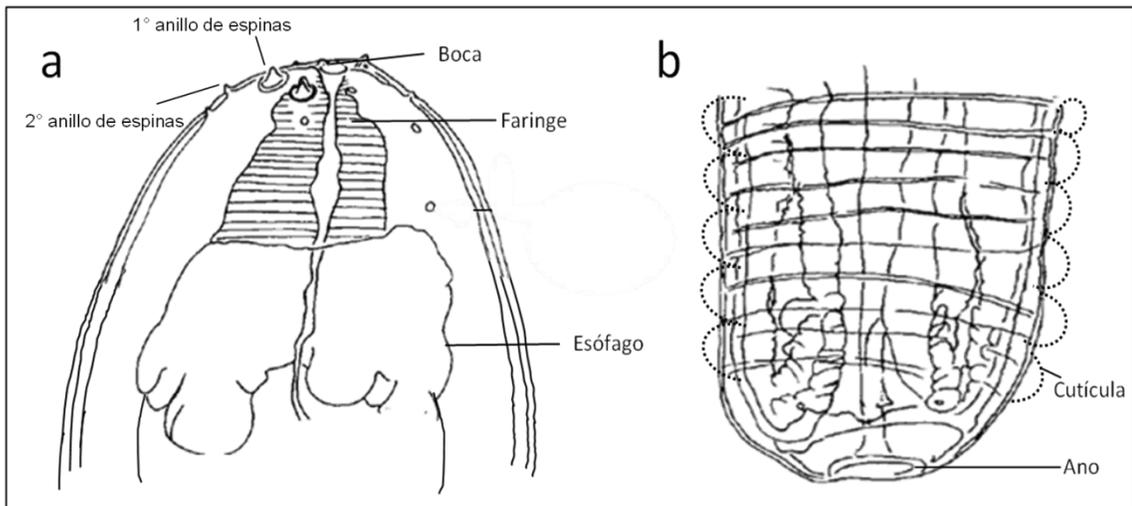


Figura 8a. Esquema de *Eustrongylides* sp. a) Extremo anterior y b) extremo posterior

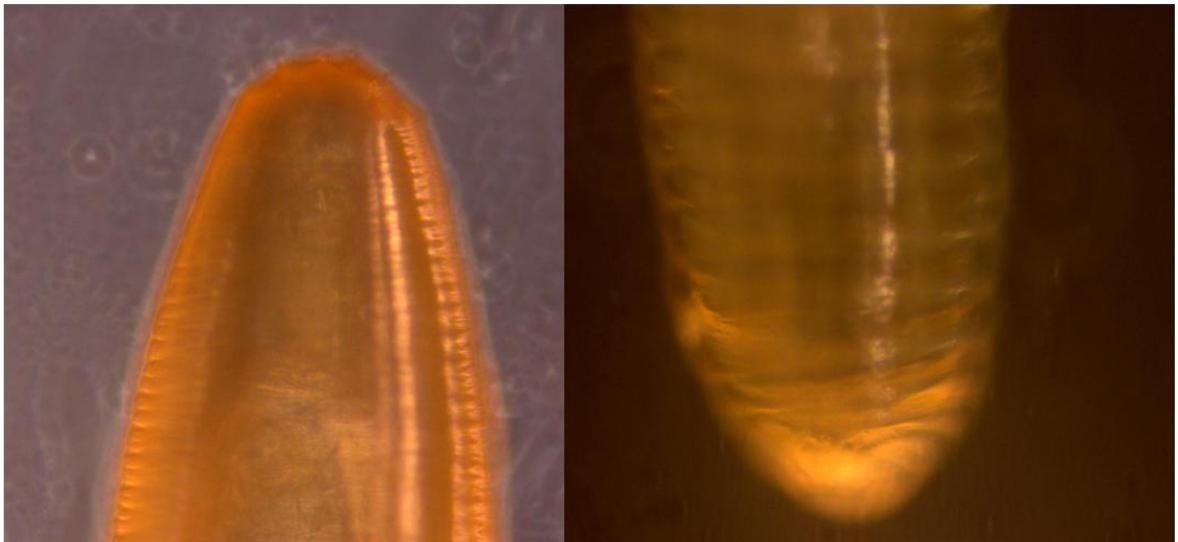


Figura 8b: Fotografía de *Eustrongylides* sp. a) Extremo anterior y b) extremo posterior

## 8. DISCUSIÓN

Los resultados arrojados por el presente estudio nos revelan una riqueza helmintológica muy pobre en el pez *Goodea atripinnis* en el área de estudio, restringiéndose a dos formas larvarias correspondientes a un digeneo y otra a un nematodo. Aspecto que contrasta con los resultados obtenidos en el Estado de Michoacán en el Lago de Pátzcuaro por Mejía-Madrid (1987)<sup>33</sup> quien estudió 178 hospederos reportando a 8 especies y solo es coincidente con *Eustrongylides* sp., y Pérez-Barbosa (1994)<sup>29</sup> quien revisó 35 hospederos reportando 4 especies. Diferentes a los 2 registrados en el estudio actual.

Por otro lado Guzmán-Cornejo (1997)<sup>66</sup> realizó un estudio en 30 hospederos en el Lago de Cuitzeo y su registró de 3 especies solo coincide con la presencia de *Tylodelphys* sp.

Los estudios realizados en la represa “La Mintzita”, Michoacán por Romero-Tejeda (2005)<sup>63</sup> en 5 hospederos reporta la presencia de solo 1 especie de nematodo pero no es compatible con *Eustrongylides* sp.

También Lara-Figueroa (2005),<sup>67</sup> realizó 2 muestreos con un total de 256 hospederos en el Río de la Laja en Guanajuato reportando en total 13 helmintos de los cuales; en un muestreo coincide con la presencia de *Tylodelphys* sp., y en el segundo muestreo con *Eustrongylides* sp.

Por otra parte Marcos-Antonio (2008)<sup>37</sup> registra la presencia de 6 especies de helmintos en 66 hospederos muestreados en el Lago de Pátzcuaro. Y solo coinciden con *Eustrongylides* sp.

De todos los estudios realizados hasta la fecha han dejado ver que lo reportado en este estudio es la riqueza más pobre.

De acuerdo con lo que menciona Romero-Tejeda (2005)<sup>63</sup> el mayor o menor éxito de transmisión puede depender de otros factores como el hábitat que ocupan los peces. En el estudio presente el hábitat que ocupa *G. atripinnis* es el ideal para favorecer la infección parasitaria pues el 50% de las especies encontradas (*Eustrongylides* sp) son adquiridas mediante la ingestión de hospederos intermediarios y el otro 50% (*Tylodelphys* sp) es mediante penetración cutánea de furcocercarias emitidas por caracoles mientras se alimenta.

Con respecto al hábitat que comúnmente ocupan las metacercarias de *Tylodelphys* sp., en los peces, pueden estar localizadas en cerebro como lo menciona Juárez (1999)<sup>61</sup> y en un estudio realizado por Hernández (2008)<sup>65</sup> indica que la presencia de las metacercarias produce daño a nivel de sistema nervioso provocando en los peces un nado lento y errático favoreciendo la depredación.

Romero-Tejeda (2005)<sup>63</sup> reporta metacercarias en ojos del goodeido *Xenotoca variata* y Bautista (2008)<sup>64</sup> las reporta en *Girardinichthys viviparus* ubicadas en el mesenterio, cerebro y ojos. Esta última localización según Vidal (2002)<sup>21</sup> producen

ceguera total, lo que eventualmente se traduce en debilitamiento del pez al no poder alimentarse y finalmente la muerte.

En el caso del hábitat que ocupa *Eustrongylides* sp. Lara-Figueroa (2005)<sup>67</sup> lo reporta en cavidad celómica. Pero contrastado con el estudio actual solo las investigaciones realizadas por Mejia-Madrid (1987)<sup>33</sup> y Marcos-Antonio (2008)<sup>37</sup> coinciden con la localización en músculo.

En este trabajo; *Goodea atripinnis* con respecto a su relación biológica como hospedero de helmintos difiere a lo establecido por la investigación de Guzmán (1997)<sup>66</sup> que propone a la infección de *Tylodelphys* sp como accidental debido a la baja prevalencia y abundancia. Para el caso de *Eustrongylides* sp su interacción como hospedero intermediario concuerda con lo reportado.

Coincidiendo con Gibson (1996) con respecto a la identificación de metacercarias de la subfamilia Diplostominae han sido y continúa siendo un problema. La razón es las especies en su mayoría son morfológicamente muy similares y distinguibles sólo si es procesada de una manera similar y la mayoría de registros en la literatura son de muy poco valor, más habiendo sido referido como *Diplostomum* sp.<sup>68</sup> Pues fue Von Nordmann (1832) quien estableció el género *Diplostomun* sp para los trematodos hallados en el ojo de los peces de agua dulce. Pero Diesing (1850) lo modificó incluyendo al género *Tylodelphys* sp.,<sup>69</sup> por lo que actualmente se ocupan como sinónimos. Pero coincidiendo con Blair (1974) las metacercarias

de *Tylodelphys* sp son más alargados que los de *Diplostomum* sp y poseen pseudoventosas poco desarrolladas, y corpúsculos calcáreos.<sup>69</sup>

## 9. CONCLUSIONES

El presente, constituye el primer registro de metacercarias del género *Tylodelphys* sp., y una larva de nematodo del género *Eustrongylides* sp., en el pez *Goodea atripinnis* en la Laguna de los Reyes Aztecas, siendo la primera la que infectaba mayoritariamente a los hospederos muestreados.

La similitud entre los parásitos de *Goodea atripinnis* de la laguna de los Reyes Aztecas, comparada con otros cuerpos de agua en el territorio nacional, es poca, pues comparten solo dos géneros.

En esta investigación los peces estudiados juegan un papel importante como hospederos intermediarios y paraténicos en el ciclo de vida de los helmintos, ya que actúan como vía para la transmisión de parásitos hacia sus hospederos definitivos.

No existen datos oficiales sobre los peces que habitan actualmente en la Laguna de los Reyes Aztecas y las zonas aledañas, lo que interfiere con el conocimiento de la distribución y vulnerabilidad de sus poblaciones y de su fauna helmintológica.

Así mismo, existe diferencia entre los datos oficiales y científicos sobre la categoría de riesgo de *Goodea atripinnis*; esta discrepancia pone en manifiesto la

falta de integración entre el sector académico y gubernamental lo que resulta en el decremento de las posibilidades de conservación.

Es importante continuar con este tipo de estudios e incluir a otras especies de peces que habitan en la Laguna de los Reyes Aztecas, Tláhuac, Distrito Federal, México para conocer si estos helmintos están presentes en ellos, así como examinar a las aves residentes y migratorias para encontrar la forma adulta.

Las patologías asociadas a esta helmintiasis en este hospedero no han sido estudiadas por lo que es indispensable complementar con estudios histopatológicos.

## 10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Espinoza-Pérez H. Biodiversidad de peces en México. Revista Mexicana de Biodiversidad 2014; Supl. 85: 450-459.
2. Rush MR. Peces dulceacuícolas de México. Primera Edición. México, D.F.: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. 2009.
3. NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo, Segunda Sección. Diciembre, 30, 2010.
4. Mendoza PCA. Monogéneos parásitos de peces de la subfamilia Goodeinae (Pisces: Cyprinodontiformes) con un análisis de su distribución geográfica (tesis de maestría). México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Ciencias, 2007.
5. Salgado MG. Zootaxa 1324 Checklist of helminth parasites of freshwater fishes from Mexico; Auckland, New Zealand: Magnolia Press. 2006.
6. Mejía MHH. Historia biogeografía y sistemática de la helmintofauna de Goodeidae en la mesa central de México (tesis de doctorado). México: Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de biología, 2005.
7. Martínez AA. Biogeografía de helmintos parásitos de peces de la familia Goodeidae (pisces: Cyprinodontiformes) del centro de México (tesis de

- licenciatura). Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 2005.
8. Conocer para conservar ¿y el medio ambiente? Primera edición. México: Secretaria de medio ambiente y recursos naturales biodiversidad. 2011.
  9. Flores VO, Gerez P. Biodiversidad y conservación en México: vertebrados, vegetación y uso del suelo. 2 ° Edición. México: Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad.1994.
  10. Álvarez del Villar J, Navarro GL. Los peces del valle de México. México. Secretaría de Marina. 1957.
  11. Acuerdo mediante el cual se aprueba la actualización de la carta nacional acuícola. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca Y Alimentación. Diario Oficial, Junio, 06, 2012.
  12. De la Lanza EG. Arredondo FJJ. La acuicultura en México: de los conceptos a la producción. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. México, 1990.
  13. Poot-Delgado CA, Salazar-Novelo RA, Hernández-Hernández MF. Evaluación de dietas comerciales sobre el crecimiento de Tilapia (*Oreochromis niloticus*) (Linnaeus), etapa de crianza. 2° congreso internacional de investigación. Cd delicias Chihuahua, México del 23 al 25 de septiembre de 2009.
  14. Mendoza ARE, Koleff OP. Especies acuáticas invasoras en México. CONABIO. Primera edición. 2014.
  15. FAO. Actas del Simposio sobre Acuicultura en América Latina. Documentos de investigación. Montevideo, Uruguay Inf. Pesca, (159) Vol.1:374, 1974.

16. Perez- Ponce LG, García PL, Osorio SD, León RV. Listados faunísticos de México. IV Helmintos parásitos de peces de aguas continentales de México. Instituto de Biología. UNAM, 1996.
17. Lamothe AR. Importancia de la helmintología en el desarrollo de la acuicultura. Anales del instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México 1994; 65(1): 195-200.
18. Pérez-Ponce LG. García PL, Diversidad de helmintos parásitos de vertebrados silvestres de México. Biodiversitas 2001; 37:7-11.
19. García-Prieto L, Mendoza-Garfias B, Pérez-Ponce LG. Biodiversidad de Platyhelminthes parásitos en México. Revista Mexicana de Biodiversidad 2013; 1-6.
20. Cordero CM. Parasitología Veterinaria. McGraw-Hill. Primera edición. Madrid. 2001
21. Vidal MVM. Aguirre MML. Sholzt T. Gonzales SD. Mendoza FEF. Atlas de los helmintos parásitos de cíclidos de México. Instituto Politécnico Nacional. México. 2002.
22. Bowman DD. Georgis' Parasitology for Veterinarians. Novena Edición. 2009
23. Pineda LR. Salgado MG, Soto GE, Hernández CN, Orozco ZA. Helminth Parasites of Viviparous Fishes in Mexico. In: Viviparous Fishes. Florida: Homestead, 2005; 437-456.
24. Rosas MM. Peces dulce-acuícolas que se explotan en México y datos sobre su cultivos. Instituto Nacional de Pesca. México. 1976.
25. Gurrola SN. Biogeografía histórica de la subfamilia goodeinae (Cyprinodontiformes: goodeinae) usando el análisis filogenético para la

- comparación de arboles (tesis de licenciatura). Morelia (Michoacán) México: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, 2009.
26. Dominguez DO, Pérez-Ponce LG. Los goodeidos, peces endémicos del centro de México. *Biodiversitas* 2007; 75:12-15.
27. Jaramillo RJN. Recopilación y segunda etapa de evaluación de información sobre la calidad del agua en el Lago de Chapala, Jalisco Instituto Nacional de Ecología. 1986.
28. Álvarez del Villar J. Peces mexicanos (claves). Comisión Nacional Consultiva de Pesca. 1970.
29. Peresbarbosa RE. Estructura de la comunidad de helmintos en tres especies de goodeidos (Pisces: Goodeidae) del Lago de Pátzcuaro, Michoacán, México (tesis de licenciatura). México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, 1992.
30. Lyons J, Mercado SN. Patrones taxonómicos y ecológicos entre comunidades de peces de ríos y arroyos en el oeste de Jalisco, México. *Anales del instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México* 1999; 70(2): 169-190.
31. Ramírez-Herrejón JP, Mercado Silva N, Medina-Nava M, Domínguez-Domínguez O. Validación de dos índices biológicos de integridad (IBI) en la subcuenca del río Angulo en el centro de México. *Revista de Biología Tropical* 2012; vol. 60 (4) 1669-1685.
32. Galicia GS. Helmintos parásitos de algunas especies de peces en el lago de Zacapu, Michoacán (tesis de maestría) México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, 2001.

33. Mejía MHH. Helmintofauna del “tiro” *Goodea atripinnis* Jordan, 1880 en el lago de Pátzcuaro, Michoacán. Algunas consideraciones ecológicas de las poblaciones de helmintos en sus hospederos (tesis de licenciatura). México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, 1987.
34. Moncayo ER. Estructura y función de la comunidad de peces de la laguna de Zacapu, Michoacán, México (tesis de maestría) La Paz (Baja California Sur): Instituto Politécnico Nacional. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, 1996.
35. García AA. Análisis histológico de los órganos que intervienen en la nutrición embrionaria (saco vitelino, intestino y trofotenia) en el pez vivíparo *Goodea atripinnis* (goodeidae) (tesis de maestría) México: Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, 2012.
36. Méndez JM. Relación entre la complejidad del cortejo y la tasa de especiación en la Subfamilia Goodeinae (Pisces: Cyprinodontiformes) (tesis de licenciatura). México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 2011.
37. Marcos AR. Estudio espacial de la incidencia de parásitos helmintos en peces tiro (*Goodea atripinnis*) del lago de Pátzcuaro, Michoacán (tesis de maestría) Morelia (Michoacán). México: Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, 2008.
38. Richie MG, Hamill RM, Graves JA, Marrugan AE, Webb SA, Macías-García C. Sex and differentiation: population genetic divergence and sexual dimorphism in Mexican goodeid fish. *Journal of Evolutionary Biology* 2007; 20(5), 2048-2055.

39. Mejía RVA, Cambios morfológicos estacionales del testículo del pez vivíparo *Goodea atripinnis* del lago de Cuitzeo (tesis de licenciatura). México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 1998.
40. Kobelkowsky DA. El sistema urogenital y caracteres sexuales secundarios de los peces (tesis de doctorado) México: Universidad Autónoma Metropolitana, 2005.
41. Dominguez DO, Mercado SN. Lyons J. Conservation status of mexican goodeids: Problems, perspectives, and Solutions. In: Viviparous Fishes. Florida: Homestead, 2005; 495-504
42. International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. IUCN. 2013 Red List of Threatened Species. Version 2014.2 [Homepage on the Internet]. [Updated 2014; cited 2014 Junio 13]. Available from:  
  
<http://www.iucnredlist.org/details/169399/0>
43. Instituto Nacional para el Federalismo y el Desarrollo Municipal [homepage on the internet]. México. Enciclopedia de Los Municipios y Delegaciones de México Distrito Federal. SEGOB Secretaría de Gobernación. c2010. [Updated 2010; cited 2014 ene 07]. Available from:  
  
[http://www.e-local.gob.mx/wb2/ELOCAL/EMM\\_df](http://www.e-local.gob.mx/wb2/ELOCAL/EMM_df)
44. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. [homepage on the internet]. México. Cuaderno Estadístico Delegacional de Tláhuac, Distrito Federal.

Aspectos Geográficos. Colección: Cuadernos Estadísticos Municipales y Delegacionales; c2003 [Updated 2011; cited 2014 ene16]. Available from:

<http://www.inegi.org.mx/est/contenidos/espanol/sistemas/cem08/estatal/df/m011/default.htm>

45. Plan delegacional de desarrollo rural sustentable. Delegación Tláhuac. Ejercicio 2007.
46. Sicilia PL. Propuesta para la mejora de la calidad urbana y ambiental de los asentamientos en zonas de conservación ecológica. El caso de Tláhuac y Chalco (tesina) Barcelona: Universitat Politècnica de Catalunya. 2008.
47. Vega RSE. Determinación y cuantificación de algunos metales pesados en el suelo-agua-planta en un área de la zona lacustre de Xochimilco- Mixquic, DF (tesis de doctorado) México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 2010.
48. Valiente REL. Efecto de las especies introducidas en Xochimilco para la rehabilitación del hábitat del ajolote (*Ambystoma mexicanum*) (tesis de maestría) México: Universidad Nacional Autónoma de México, instituto de biología. 2006.
49. Merlin UY. Evaluación de dos sistemas de manejo de recursos naturales de Xochimilco con indicadores de sustentabilidad (tesis de maestría) México: Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de ecología, 2009.
50. Ramos BR. Metales pesados, sales y sodio en suelos de chinampa en México. *Agrociencia* 2001; vol: 35 (4)

51. Arcos RR, Gonzales SJC, Ramos ML, Rosas IF. Evaluación del componente orgánico como un factor indicativo del estado trófico del lago de Xochimilco. Fez Zaragoza. 2005
52. Universidad Autónoma De Tamaulipas. Estudio para la elaboración de recomendaciones de política para mejorar la administración de la zona de los humedales de Tláhuac. Procuraduría ambiental y del ordenamiento territorial del DF. México, 2009.
53. Calderón PJR. Distribución y uso de hábitat de la avifauna en “la Ciénega Grande” de Xochimilco y su utilidad para educación ambiental (tesis de maestría). México: Universidad Autónoma Metropolitana, 2011.
54. Da Costa EJ, Massato TR, Cezar PG. Métodos de estudio y técnicas laboratoriales en parasitología de peces. Zaragoza España. Acribia, 2000
55. Guzmán CC, García PL, Rivas G, Mendoza GB, Osorio SD, Montiel PG. Manual de prácticas de metazoarios parásitos de vertebrados. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias. V. Serie: Biología comparada. 2012.
56. Osorio SD, García PL, Romero CE. Helmintos parásitos en animales domésticos y silvestres. En Técnicas de tinción para diagnóstico de protozoarios y helmintos de importancia médica y veterinaria. Manual de procedimientos de laboratorio. División de Universidad Abierta y Educación Continúa. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México. Del 30 de julio al 2 de agosto. México (DF) 2013: 41-52

57. Castro CA, Guerrero BOM. Técnicas de diagnóstico parasitológico. Editorial de la Universidad de Costa Rica. Segunda edición. 2006
58. Gibson DI, Jonas A, Bray RA. Key to the Trematoda. Vol I. CABI Natural History Museum, Wallingford, United Kingdom. 2002.
59. Hoffman GL. Parasites of north American freshwater fishes. University of California Press. London, England. 1967.
60. Bush AO, Lafferty KD, Lotz JL. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. Washington, D.C., Journal of Parasitology 1997; vol: 83: 575-583.
61. Juárez GML. Fauna helmintológica de “pescado blanco” *Chisrostoma estor* var. copandaro del lago de Zirahuén, Michoacán, México (tesis de licenciatura) México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 1999.
62. Yamaguti, S. Synopsis of digenidos trematodes of vertebrates. Vol I and II. Keigaku publications. Tokyo, Japan. 1971
63. Romero TML. Helmintofauna de algunas especies de peces de la represa “La Mintzita”, Michoacán. (tesis de licenciatura): Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 2005
64. Bautista HCE. Helmintofauna de un goodeido del lago de Tecocomulco, Hidalgo, México (tesis de licenciatura) Pachuca de Soto, Hidalgo: Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, 2008.
65. Hernández HDL. Helmintofauna de *Chirostoma jordani* Woolman, 1984 del lago de Tecocomulco, Hidalgo, México (tesis de licenciatura). Mineral de la Reforma Hidalgo: Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, 2008.

66. Guzmán CMC, García PL. Trematodosis en algunos peces del lago de Cuitzeo, Michoacán, México. *Rev. Biol. Trop.*, 47(3): 593-596, 1999.
67. Lara FMG. Diversidad de helmintos parásitos de peces de Rio de la Laja, Guanajuato, México. (tesis de licenciatura) Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de ciencias, 2005.
68. Gibson DI. Guide to the parasites of fishes of Canada. Part IV. Trematoda. Department of zoology. The Natural History Museum. NRC. Ottawa 1996
69. Blair D. Life-cycle studies on strigeoid trematodes. (tesis de doctorado). Universidad de Glasgow. 1974

## **11. ANEXOS**

### **11.1 ANEXO 1**

#### **Técnica de tinción con paracarmín de Mayer**

1. Lavar el organismo con alcohol al 70°.
2. Lavar en alcohol al 96° durante 10 minutos.
3. Teñir con el paracarmin de Mayer durante 5 a 10 minutos.
4. Lavar en alcohol al 96° hasta quitar el exceso de colorante durante 5 minutos.
5. Diferenciar en alcohol al 96° acidulado al 2% con HCL, hasta que los bordes del ejemplar se observen pálidos y los órganos internos sean visibles al microscopio estereoscópico.
6. Lavar en alcohol al 96% durante 1-2 minutos, para detener la acción del alcohol al 96° acidulado al 2% con HCL.
7. Deshidratar en alcohol absoluto durante 20 minutos.
8. Aclarar en salicilato de metilo durante 5 minutos.
9. Montar en preparaciones permanentes con Bálsamo de Canadá y etiquetar

## 11.2 ANEXO 2

Procesamiento de muestras para observar al microscopio electrónico de barrido.

(MEB)

Preparación de ejemplares:

1. Fijar con formaldehído o glutaraldeído al 2.5% o 4% (durante 24 hrs).
2. Lavar con amortiguador (pH 7.3) o agua destilada dos veces.
3. Posteriormente fijar con tetraóxido de Osmio (30 min)
4. Lavar con amortiguador (pH 7.3) dos veces
5. Deshidratar en alcoholes (etanol) o acetona graduales 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 90 y 100%, 10 minutos cada uno, con tres cambios en OH al 100%.
6. Secar a punto crítico con CO<sub>2</sub>
7. Montar las muestras en porta muestras de aluminio, sobre cinta de carbón adhesiva de doble cara.
8. Recubrir con oro con una capa de 20 mA de grosor durante dos minutos.
9. Observar al microscopio electrónico de barrido a un voltaje de 10 0 15 kw.

