



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS
DE HIDALGO**

**PROGRAMA INSTITUCIONAL DE MAESTRÍA EN CIENCIAS
BIOLÓGICAS**

**Metazoarios parásitos en tilapia (*Oreochromis spp.*) y en el bagre
(*Ictalurus spp.*) en los embalses Adolfo López Mateos
El Infiernillo y El Gallo.**

TESIS

Para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

PRESENTA:

NANCY ALEXANDRA FRANCISCO ÁLVAREZ

DIRECTOR DE TESIS:

Dr. Antonio Campos Mendoza

CO-DIRECTOR DE TESIS:

Dr. Rogelio Rosas Valdez

Morelia Michoacán, marzo del 2020.



“Nunca abandones un sueño solo por el hecho de que te tome tiempo lograrlo”

Anónimo

*Mi tesis la dedico con todo mi amor y cariño a mis padres, **Silvia Álvarez Estrada** y **Fidel Francisco Arriaga**, por ser el pilar más importante y por demostrarme siempre su cariño y apoyo incondicional. Gracias por los ánimos para que me supere día con día. Este título de Maestra en Ciencias Biológicas también es de ustedes. ¡Los amo!*

*A mi querido hermano **Fidel Francisco Álvarez**, por siempre estar dispuesto a escucharme y ayudarme. Gracias por tus sabios consejos. Te quiero infinitamente. ¡También va por ti hermano!*

*A mi esposo, **Elio Alcaraz Vázquez**, que siempre me brinda su apoyo, escucha mis anhelos en la vida y siempre me motiva. Gracias por tu gran amor y confianza desde el principio de este estudio. ¡Te amo mi hermoso! ¡También va por ti!*

*A mi querido amigo **Hugo Alcaraz Díaz**, que, aunque ya no esté entre nosotros, nunca olvidaré sus enseñanzas, amor y confianza depositada en mi. ¡Nunca te olvidaré cubanito! ¡También va por ti lindo!*

AGRADECIMIENTOS

Gracias a CONACYT por el apoyo de la beca y al PIMCB por permitirme convertirme en Maestra en Ciencias Biológicas. Sin su ayuda no se hubiera efectuado un estudio tan bonito. ¡Muchísimas gracias!

Después de años de trabajo en el Laboratorio de Acuicultura y en el Laboratorio de Parasitología y Nutrición de la UMSNH, llega el momento de la despedida y de reunir todos los agradecimientos a personas que me han ayudado. Me gustaría empezar a agradecer a mi asesor el **Dr. Antonio Campos Mendoza**, por las facilidades brindadas y por haberme permitido con su apoyo hacer una investigación tan bonita.

También quiero agradecer a mi co-asesor el **Dr. Rogelio Rosas Valdez**, por su grandes enseñanzas y apoyo durante la realización de este trabajo. Gracias a su conocimiento, paciencia y experiencia hemos terminado con éxito esta tesis.

A la Dra. Rebeca Ruedas Jasso por sus valiosos consejos y palabras de motivación en la realización de este trabajo.

Al Dr. Jorge Fonseca Madrigal por su ayuda y sugerencias en la elaboración de esta tesis.

Al Dr. Cristian Martínez Chávez por el apoyo y enseñanzas para finalizar este trabajo.

Agradezco a mis técnicos de campo, **Biólogo Elio Alcaraz Vázquez** y la **Bióloga Angela Castro Ortíz** por la ayuda en la colecta de los peces y de mis bichitos. Por todas esas horas de campo donde los peces parecían no acabarse.

A Nico y Lito por el apoyo brindado en campo, muchas gracias por todo.

Por último, a esos verdaderos amigos, **Bladimir, Laura, Javier, Angela, Yessi, Marco, David y Hugo**. Gracias a todos por compartir su cariño, apoyo y experiencias a lo largo de este recorrido y por esos momentos tan alegres que pasamos juntos.

ÍNDICE GENERAL

	Páginas
RESUMEN	II
ABSTRACT	III
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	3
2.1. Generalidades del hospedero.....	3
2.2. Acuicultura y parasitología.....	3
2.3. Estudios sobre parásitos en tilapia.....	6
2.4. Estudios sobre parásitos en bagre.....	7
3. HIPÓTESIS	9
4. OBJETIVOS	10
5. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO	11
5.1. Municipio de La Huacana.....	11
5.2. Municipio de Cutzamala de Pinzón.....	12
6. MATERIAL Y MÉTODOS	13
6.1 Método en campo.....	13
6.2. Método en laboratorio.....	14
7. RESULTADOS	18
7.1 Clasificación taxonómica y descripción de <i>Contraecaecum</i> sp.....	21
7.2 Clasificación taxonómica y descripción de <i>Corallobothrium</i> sp.....	24
7.3 Clasificación taxonómica y descripción de <i>Megathylacoides</i> sp.....	26
7.4 Clasificación taxonómica y descripción de <i>Cyclops</i> sp.....	28
7.5 Clasificación taxonómica y descripción de <i>Ergasilus</i> sp.....	30
7.6 Clasificación taxonómica y descripción de <i>Dactylogyrus</i> sp.....	32
8. CARACTERIZACIÓN DE LA INFECCIÓN	34
8.1. Caracterización de la infección general de endoparásitos.....	34
8.2. Caracterización de la infección general de ectoparásitos.....	34

8.3. Caracterización de la infección por especie de parásito.....	35
8.4. Caracterización por temporada de lluvias y secas en las dos presas.....	39
8.5. Diversidad alfa y beta de parásitos.....	45
8.6. Análisis de varianza.....	47
9. DISCUSIÓN.....	49
10. CONCLUSIONES.....	53
11. LITERATURA CITADA.....	54
12. ANEXOS.....	59

ÍNDICE DE FIGURAS

	Páginas
Figura 1. Ubicación geográfica de las zonas de muestreo.....	11
Figura 2. Larva <i>Contracaecum</i> sp., tipo 1.....	21
Figura 3. Larva <i>Contracaecum</i> sp., tipo 2.....	21
Figura 4. Mucrón larva tipo 2.....	22
Figura 5. Estrías transversales y cola cónica, larva tipo 2.....	22
Figura 6. Ciclo de vida de <i>Contracaecum</i> sp.....	23
Figura 7. Escólex de <i>Corallobothrium</i> sp.....	24
Figura 8. Cadena estrobilar.....	24
Figura 9. Ciclo de vida de <i>Corallobothrium</i> sp.....	25
Figura 10. <i>Megathylacoides</i> sp.....	26
Figura 11. Escólex esférica.....	26
Figura 12. Proglótidos inmaduros de <i>Megathylacoides</i> sp.....	27
Figura 13. Ciclo de vida de <i>Megathylacoides</i> sp.....	27
Figura 14. <i>Cyclops</i> sp. en branquias de bagre.....	28
Figura 15. Ciclo de vida de <i>Cyclops</i> sp.....	29
Figura 16. <i>Ergasilus</i> sp. en branquias de bagre.....	30
Figura 17. <i>Ergasilus</i> sp. hembra.....	30
Figura 18. Ciclo de vida de <i>Ergasilus</i> sp.....	31
Figura 19. <i>Dactylogyrus</i> sp.....	32
Figura 20. Ciclo de vida de <i>Dactylogyrus</i> sp.....	33
Figura 21. Parámetros de la infección general para las dos presas.....	34
Figura 22. Parámetros de la infección de endoparásitos.....	35
Figura 23. Caracterización de la infección para <i>Contracaecum</i> sp. en bagre y tilapia.....	35
Figura 24. Infección de <i>Contracaecum</i> sp. en el bagre de Infiernillo.....	36
Figura 25. Niveles de parasitismo de <i>Corallobothrium</i> sp.....	36
Figura 26. Niveles de parasitismo de <i>Megathylacoides</i> sp.....	37
Figura 27. Parámetros de la infección de <i>Dactylogyrus</i> sp.....	38

Figura 28. Parámetros de la infección de <i>Ergasilus</i> sp.....	38
Figura 29. Parámetros de la infección obtenidos para <i>Cyclops</i> sp.....	39
Figura 30. Caracterización de los helmintos de El Infiernillo.....	40
Figura 31. Caracterización de los helmintos en El Gallo.....	40
Figura 32. Parámetros de la infección en ectoparásitos de El Infiernillo.....	41
Figura 33. Caracterización de la infección para el monógenoo <i>Dactylogyrus</i> sp.....	42
Figura 34. Niveles de parasitismo en temporada de secas en El Gallo.....	42
Figura 35. Parámetros de la infección de <i>Contracaecum</i> sp. en temporada de secas.....	43
Figura 36. Ectoparásitos en temporada de secas.....	43
Figura 37. Infección de <i>Dactylogyrus</i> sp. en temporada de secas.....	44
Figura 38. Niveles de infección de <i>Ergasilus</i> sp. en temporada de lluvias.....	44
Figura 39. Infección de <i>Contracaecum</i> sp. en temporada de lluvias.....	45
Figura 40. Curva de rarefacción, para los metazoarios parásitos de <i>Ictalurus</i> spp. en la Presa El Gallo.....	45
Figura 41. Curva de rarefacción, para los metazoarios parásitos de <i>Ictalurus</i> spp. en la Presa El Infiernillo.....	46
Figura 42. <i>Oreochromis</i> spp.....	59
Figura 43. <i>Ictalurus</i> spp.....	59
Figura 44. Plantas acuáticas en El Gallo.....	60
Figura 45. Presa El Gallo, Guerrero, México.....	60
Figura 46. Presa El Infiernillo, Michoacán, México.....	61
Figura 47. Temporada de secas en El Infiernillo.....	61
Figura 48. Toma de medidas morfométricas.....	62
Figura 49. Método de necropsia.....	62
Figura 50. Parásitos en <i>Ictalurus</i> spp.....	62
Figura 51. Separación de órganos.....	62
Figura 52. Branquias en formol al 4 %.....	62
Figura 53. Revisión de órganos bajo el microscopio estereoscópico.....	62
Figura 54. Parásitos antes de ser aclarados y fijados.....	63

Figura 55. Aplanado de cestodos mediante el líquido de bouin.....	63
Figura 56. Limpieza y conteo de parásitos.....	63
Figura 57. Análisis de parásitos bajo el microscopio estereoscópico.....	63
Figura 58. Identificación de especies mediante el uso de claves taxonómicas.....	64
Figura 59. Solución madre para la técnica Tricómica de Gomori.....	64
Figura 60. Aclaración de cestodos en salicilato de metilo.....	64
Figura 61. Secado de parásitos, con la ayuda de un horno especializado.....	64

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Parásitos encontrados en los huéspedes de la Presa El Infiernillo.....	18
Cuadro 2. Parásitos encontrados en los huéspedes de la Presa El Gallo.....	19
Cuadro 3. Parámetros de infección de las especies parásitos.....	20
Cuadro 4. Valores de diversidad H' (Shannon) y estimación de especies.....	46

RESUMEN

Durante febrero 2018 a enero 2019 se realizó un estudio parasitológico en la tilapia y en bagre en los embalses El Infiernillo (localizado en el Municipio de la Huacana) y El Gallo (localizado en el Municipio de Cutzamala de Pinzón). Se colectaron un total 129 tilapias (81 en Infiernillo y 48 en el Gallo) y 113 bagres (50 en Infiernillo y 63 en el Gallo). Se obtuvieron un total de 1258 helmintos (30 en Infiernillo y 1228 en el Gallo) y 195 ectoparásitos en total (181 en Infiernillo y 14 en el Gallo). En tilapia de El Infiernillo se encontró una especie de ectoparásito: *Ergasilus* sp. y en el bagre tres especies de ectoparásitos: *Ergasilus* sp., *Cyclops* sp. y *Dactylogyrus* sp. y tres especies de endoparásitos: un nematodo (*Contracaecum* sp.) y dos cestodos (*Corallobothrium* sp. y *Megathylacoides* sp.). En tilapia de El Gallo se encontró una especie de endoparásito que corresponde al nematodo *Contracaecum* sp. En el bagre se localizó una especie de ectoparásito (*Dactylogyrus* sp.) y tres especies de endoparásitos: un nematodo (*Contracaecum* sp.) y dos cestodos (*Corallobothrium* sp. y *Megathylacoides* sp.). La Presa El Gallo fue el sitio con mayor prevalencia de parásitos helmintos, contando con un 53 % del total colectado, mientras que la Presa El Infiernillo tuvo mayor prevalencia de copépodos (31 %). Siendo la tilapia el hospedero con menor prevalencia, abundancia e intensidad promedio. Los parásitos fueron más abundantes en época de lluvias. Los valores de la caracterización de la infección resultaron bajos, lo cual quiere decir que la parasitosis es reducida en los hospederos analizados y no representa riesgo sanitario alguno para los dos embalses estudiados.

Palabras clave: Tilapia, bagre, parásitos, embalse, infección.

ABSTRACT

During february 2018 to january 2019, a parasitological study was carried out on tilapia and catfish in the El Infiernillo and El Gallo reservoirs (located in the Municipality of Cutzamala de Pinzón). A total of 129 tilapias (81 in Infiernillo and 48 in El Gallo) and 113 catfish (50 in Infiernillo and 63 in El Gallo) were collected. A total of 1258 helminths (30 in Infiernillo and 1228 in El Gallo) and 195 ectoparasites in total (181 in Infiernillo and 14 in El Gallo were obtained). In the El Infiernillo tilapia, a species of ectoparasite was found: *Ergasilus* sp. and in the catfish three species of ectoparasites: *Ergasilus* sp., *Cyclops* sp. and *Dactylogyus* sp. and three species of endoparasites: a nematode (*Contracaecum* sp.) and two cestodes (*Corallobothrium* sp. and *Megathylacoides* sp.). It was determined that the site with the highest prevalence of helminth parasites was the El Gallo Dam, with 53 %, while the El Infiernillo Dam had a higher prevalence of copepods (31 %). Tilapia being the host with the lowest prevalence, abundance and average intensity. In addition, more parasites were found during the rainy season. The infection characterization values were low, which means that the parasitosis is reduced in the analyzed hosts and does not represent any health risk for the two reservoirs studied.

Keywords: Tilapia, catfish, parasites, reservoir, infection.

1. INTRODUCCIÓN

El parasitismo es una asociación entre dos organismos, el parásito y el hospedero. Esta asociación representa una de las formas de vida con mayor éxito en la naturaleza (Rohde, 1993). Los peces al igual que el resto de los animales son susceptibles de ataque de numerosas especies de parásitos, tanto los de vida silvestre (ríos, lagos) como los de cautiverio (Saavedra-Martínez, 2006).

Los helmintos son el grupo de parásitos más recurrente en peces, se encuentran representados por distintos Phyla: *Platyhelminthes*, *Acanthocephala*, *Nematoda* e *Hirudinea* (Pérez-Ponce de León y García Prieto, 2001; Salgado-Maldonado, 2014). Los miembros de estos grupos pueden en condiciones naturales transmitir enfermedades zoonóticas al hombre y a otros animales, tales como: trastornos metabólicos, ruptura de tejidos e incluso la muerte. Actualmente se han descrito más de 150 zoonosis que afectan a la población humana, dentro de las helmintiasis las más conocidas son: trematodiasis, cestodiasis, acantocefaliasis y nematodiasis (Acha y Szyfres, 2003).

Además de lo señalado anteriormente, los parásitos pueden perturbar el funcionamiento normal de una comunidad de hospederos, y se ha documentado que pueden alterar el comportamiento, aumentar la morbilidad, disminuir la natalidad, afectar el crecimiento y estado nutricional (Rohde, 1984).

Los peces se encuentran frecuentemente parasitados por distintos grupos de helmintos parásitos, lo que limita su desarrollo y producción máxima, afectando su comercialización y provocando pérdidas económicas (Lamothe-Argumedo, 1994). La actividad pesquera es de gran importancia, ya que es fuente de obtención de recursos económicos y de empleo (Mendoza *et al.*, 2007). Los embalses “El Infiernillo” y “El Gallo”, ubicados en Michoacán y Guerrero respectivamente, se caracterizan por ser los principales productores de tilapia (*Oreochromis spp.*) a nivel nacional (Jímenez y Nepita, 2000; CONABIO, 2014; Osuna *et al.*, 2015), además son hábitat para el bagre de canal (*Ictalurus punctatus*).

Por lo anterior el presente estudio se enfoca al estudio de helmintos parásitos presentes *Oreochromis spp.* e *Ictalurus spp.* en los embalses El Infiernillo y El Gallo. Para ello se

identificaron los metazoarios parásitos de ambas especies de peces, se realizó una caracterización de la infección mediante parámetros ecológicos y se compararon los niveles de infección entre huéspedes y localidades. Cabe mencionar que este es el primer estudio con este enfoque en estos hospederos para estas dos localidades, con esto se buscó generar información sobre la biología parasitaria de estas dos especies de peces de importancia comercial en estos cuerpos de agua.

2. ANTECEDENTES

2.1. Generalidades de los hospederos.

Los peces del género *Oreochromis* (Perciformes: *Cichlidae*), son especies originarias de África que se introdujeron por el hombre a muchas partes de Asia y América. Éstos viven tanto en agua dulce, como salobre, se adaptan fácilmente a diferentes tipos de hábitats y tienen una tendencia hacia hábitos herbívoros (Trewavas, 1983).

Por su parte los bagres del género *Ictalurus* son peces dulceacuícolas nativos de Norte América, ampliamente distribuidos en el continente americano, con alto potencial colonizador, poseen órganos parecidos a bigotes alrededor de la boca, tienen una cabeza ancha y plana, son peces de fondo, en su mayoría de hábitos nocturnos y omnívoros (FAO, 2014).

2.2. Acuicultura y parasitología.

La carne de pescado es un elemento importante en la dieta del hombre, ya que es la principal fuente de proteínas animales para casi 1.300 millones personas. Sin embargo, el suministro mundial de peces capturados en la naturaleza ha alcanzado su punto máximo y es improbable que logre mantenerse si no se rehabilitan las poblaciones sobreexplotadas (FAO, 2014).

Como respuesta a la sobreexplotación de recursos, y como estrategia para la generación de empleos, nació la piscicultura, la cual contribuye a la economía nacional como fuente de empleo y de alimentación (FAO, 2014). La acuicultura implica el manejo de altas densidades de organismos, lo cual puede favorecer la transmisión de enfermedades y parásitos.

El desarrollo de una acuicultura sana requiere de mantener condiciones adecuadas de agua, temperatura y oxígeno, una alimentación que reúna los requerimientos nutritivos de los organismos, en calidad y cantidad (García *et al.* 2010). Cuando los parámetros son inadecuados se rompe el equilibrio entre la resistencia del huésped y la virulencia del agente patógeno, surgiendo así las enfermedades (Balbuena *et al.* 2011) y con ello pérdidas

económicas, ya que los peces enfermos son rechazados por los consumidores (Lamothe-Argumedo, 1994).

Las tilapias y los bagres al igual que otros vertebrados cumplen alguna función dentro del ciclo de vida de muchas especies de parásitos, ya sea como hospederos definitivos, intermediarios o paraténicos (Pérez-Ponce de León y García Prieto, 2001). Los síntomas más notables en peces enfermos son (Lamothe-Argumedo, 1994):

- Cambio en el desplazamiento: nado irregular (zig-zag o giros).
- Falta de apetito y retraso en el crecimiento
- Anomalías externas: abdomen abultado, cambios en la coloración de branquias, ojos opacos.

Los helmintos parásitos más frecuentes en tilapia son los tremátodos *Diplostomulum magnicaudatum*, *Clinostomum macrosomum*, *Clinostomum sp.*, *Metorchis orientalis*, *Petasiger sp.*, el cestodo *Bothriocephalus achelognathi* y nematodos de los géneros *Contracecum* y *Gnathostoma* (Jímenez et al. 1988). En particular, la presencia de etapas larvarias de tremátodos puede provocar pérdidas económicas en sistemas acuícolas debido a que producen daños físicos en el cuerpo del pez, inclusive la muerte (metacercarias) (Soler-Jiménez et al. 2017).

Los nematodos de los géneros *Contracecum* y *Gnathostoma* son los más peligrosos para el ser humano. La larva de *Gnathostoma* utiliza al hombre como hospedero paraténico, se enquista en músculo ocasionando un proceso patológico conocido como "larva migrans" (Lima y Howgate 2011). Al liberarse en el estómago, perfora la pared gástrica para llegar al hígado y de ahí se dirige a cualquier localización, aunque la piel del tórax y el abdomen son los sitios más afectados con mayor frecuencia. Lo anterior ocasiona daños a los sistemas respiratorio, nervioso central, digestivo, entre otros y causa en algunas ocasiones la muerte. El hombre es un hospedero accidental para *Contracecum*, sus larvas se encuentran enrolladas en espiral y encapsuladas en cualquier órgano, provocan una enfermedad digestiva o cutánea, causan síntomas como: náuseas, dolor abdominal, fiebre, cuadros

alérgicos (anafilaxia) caracterizados por urticaria, edema de glotis, bronco-constricción y en casos muy severos, choque anafiláctico (García *et al.* 2010).

Mientras que para *Ictalurus* spp. los helmintos más recurrentes son los trematodos *Diplostomum compactum*, *Phyllodistomum lacustri*, *Genarchella tropica* y *Campechetrema* sp., los cestodos *Corallobothrium fimbriatum*, *Megathylacoides giganteum* y *Choanoscolex lamothei*, y los nematodos *Dichelyne mexicanus*, *Contracaecum* sp., *Goezia* sp. y *Rhabdochona* sp (Pérez-Ponce de León y Choudhury, 2002). En el bagre se ha reportado una larva de nematodo de importancia zoonótica perteneciente al género *Eustrongylides*, la cuál puede alcanzar su madurez sexual en aves, reptiles o mamíferos. Las larvas causan traumatismo, daños mecánicos e inflamatorios en la piel, mucosa intestinal y pulmón en su tránsito por éstos órganos (Jiménez *et al.* 1988).

Al igual que los endoparasitos, los ectoparasitos también pueden ocasionar pérdidas económicas cuantiosas en los sistemas de producción piscícola. Los peces afectados pueden presentar anemia, disminución de peso, además de una marcada reducción de la tasa de fertilidad. Los ectoparasitos de mayor importancia son los copépodos y brachiúridos, debido a que además de parasitar peces, estos grupos pueden funcionar como hospederos intermediarios de cestodos, nematodos y acantocéfalos (Crespo y Crespo, 2003).

En la tilapia los ectoparasitos más frecuentes y patógenos son los géneros *Ergasilus* y *Lamproglena* (FAO, 2014), mientras que en el bagre es *Ergasilus* sp. Este copépodo se fija a la piel, branquias y aletas de los peces; causando destrucción del tejido del hospedero; con lo cual queda expuesto el tejido dañado a las bacterias y hongos, así como úlceras y necrosis focal (pérdida de escamas) (Jiménez *et al.* 1988).

Otro factor importante es la calidad de agua, que influye en la prevalencia, intensidad y patogenicidad de un parásito (Khan-Thulin, 1991). Los niveles de parasitismo suelen ser elevados en zonas libres de agentes contaminantes, ya que los contaminantes dañan las etapas de vida libre de los parásitos de los peces o reducen las poblaciones de sus huéspedes intermediarios, principalmente invertebrados (Barber y Poulin, 2002). Por otro lado, las variaciones ambientales como disponibilidad de huéspedes intermediarios, arrastre de

materia orgánica y la cantidad de alimentos ingeridos por los huéspedes en las estaciones seco-lluvioso, también influyen en el reclutamiento de parásitos (Violante *et al.* 2009).

Algunos registros en el estudio de los parásitos de peces consumidos por el humano y que poseen importancia zoonótica destacan:

La presencia de metacercarias de *Clonorchis sinensis* en estanques de tilapia (Li *et al.* 2013) y de *Stellantchasmus falcatus*, *Haplorchis pumilio* y *Procerovum varium* en el medio natural en Tailandia (Wiriya *et al.* 2013). Así como en cultivos de tilapia en países de América Latina y el Caribe (Panamá, Brasil, Costa Rica, México y Venezuela) se han registrado algunas especies de digéneos que limitan de manera importante la producción acuícola ya sea por su potencial zoonótico o por el efecto en el cultivo del pez: *Centrocestus formosanus*, *Atrophacaecum astorquii*, *Clinostomum complanatum*, *Culuwiya cichlidorum*, *Diplostomum compactum*, *D. spathaceum*, *Diplostomum sp.*, *Drepanocephalus sp.*, *Echinochasmus sp.*, *Pelaezia loosi*, *Ribeiroia sp.* y *Saccocoeloides sp* (Soler-Jiménez *et al.* 2017).

2.3. Estudios sobre parásitos en tilapia.

En la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) provenientes de diferentes sistemas acuícolas como jaulas, estanques y medio natural, reveló un bajo riesgo en la tilapia del Nilo cuando se le había cultivado en jaulas y sistemas acuícolas en estanques. Sin embargo, se encontró que 53.3 % de peces en medio natural estaban infectados con metacercarias (*Stellantchasmus falcatus*, *Haplorchis pumilio* y *Procerovum varium*) (Wiriya *et al.* 2013).

Los análisis parasitológicos de la ictiofauna de los manantiales, río y presa La Vega de Teuchitlán, Jalisco registraron a el cestodo *Bothriocephalus acheilognathi* que se encontró en ejemplares del género *Oreochromis*. Sólo se contabilizaron 9 individuos de esta especie de helminto. El parásito tuvo una prevalencia del 12 %, abundancia de 0.36 y una intensidad promedio de 3 (Álvarez, 2017).

En el Estado de Yucatán, México se analizaron 29 granjas de tilapia *Oreochromis niloticus*, de las 580 tilapias examinadas se registraron 11 especies de parásitos. *Cichlidogyrus sclerosus*

fue el parásito más frecuente y abundante en todas las granjas, contó con una prevalencia del 74 %, intensidad promedio de 46 y una abundancia de 73, mientras que *Gyrodactylus cichlidarum* se encontró 79.3 % de las granjas y contó con una prevalencia del 31 %, intensidad promedio de 6 y una abundancia de 2 (Paredes-Trujillo *et al.* 2016).

2.4. Estudios sobre parásitos en bagre.

En los ríos Bravo (Presa Falcón, Tamaulipas), Tuxpan (Veracruz), Lerma-Santiago (lago de Chapala, Jalisco y Lago San Juanico, Michoacán), Papaloapan (Presa Temascal, Oaxaca) y Balsas (Presa La Villita, Guerrero) se efectuó un estudio helmintológico a 84 ejemplares que corresponden a cuatro especies de ictalúridos (*Ictalurus balsanus*, *Ictalurus dugesi*, *Ictalurus furcatus* e *Ictalurus punctatus*). En *Ictalurus punctatus* se identificaron los endoparásitos *Campechetrema sp.*, *Megathylacoides giganteum*, *Corallobothrium fimbriatum*, *Goezia sp.*, *Alloglossidium corti*, *Campechetrema sp.*, *Rhabdochona sp.*, *Phyllodistomum lacustri* y *Dichelyne mexicanus*. En *Ictalurus dugesi* se registró a *Megathylacoides giganteum*, *Corallobothrium fimbriatum*, *Goezia sp.*, en tanto que en *Ictalurus furcatus* se observaron a los helmintos *Phyllodistomum lacustri*, *Genarchella tropica*, *Corallobothrium fimbriatum* y *Dichelyne mexicanus*. Finalmente, en *Ictalurus punctatus* se identificó a los endoparásitos *Alloglossidium corti*, *Campechetrema sp.*, *Phyllodistomum lacustri*, *Corallobothrium fimbriatum*, *Megathylacoides giganteum*, *Dichelyne mexicanus*, *Goezia sp.* y *Rhabdochona sp.*; algunos de los parásitos reportados son considerados típicos de este grupo de hospederos (Pérez-Ponce de León y Choudhury, 2002).

Años más tarde, se reportaron helmintos parásitos en los bagres en nueve localidades: Durango, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Sonora, SLP, Tabasco, Tamaulipas y Veracruz. Para ello se recolectaron 538 ejemplares de bagres que correspondían a cinco especies de ictalúridos (*Ictalurus dugesii*, *I. punctatus*, *I. furcatus*, *Ameiurus melas* y *Pyloodictis olivaris*). En *I. dugesii* se encontró los helmintos *Corallobothrium fimbriatum* y *Goezia sp.* En *I. punctatus* a los helmintos *Megathylacoides giganteum*, *Goezia sp.* y *Contracecum sp.* Y en *I. furcatus*, se identificó a los parásitos *Megathylacoides sp.*, *Corallobothrium fimbriatum*, *Dichelyne*

mexicanus, *Contracecum* sp. y *Gnathostoma* sp. La diversidad de especies reportadas para bagre incremento y nuevamente se señalan aquellas especies que son consideradas parásitos típicos de estos peces (Rosas-Valdez y Pérez-Ponce de León, 2008).

La parasitosis no es exclusiva de los organismos de vida silvestre, en *Ictalurus punctatus* mantenidos en jaulas flotantes en Tamaulipas también se han reportado parasitosis de un crustáceo y cuatro grupos de helmintos, el copépodo *Ergasilus cerastes*, el trematodo: *Centrocestus formosanus*, el monogéneo *Ligictaluridus floridanus* y el cestodo *Corallobothrium* sp., siendo los más prevalentes *Corallobothrium* sp. (8.8 %) y *Ergasilus cerastes* (18 %) (Rábago-Castro 2010).

En las presas José López Portillo (Cerro Prieto), Rodrigo Gómez (La Boca) y El Cuchillo-Solidaridad, en el Estado de Nuevo León se llevó a cabo un registro helmintológico en el bagre de canal. Los resultados evidenciaron un total de 4687 parásitos de los cuales 108 fueron endoparásitos y 4579 ectoparásitos; estos se clasificaron en siete especies de helmintos: tremátodos (*Centrocestus formosanus*, *Megalogonia ictaluri* y *Diplostomum compactum*), monogéneos (*Cleidodiscus floridanus*), nemátodos (*Spinitectus* sp. y *Spiroxys* sp. (larva); cestodos (*Corallobothrium fimbriatum*) y una especie de copépodo: *Ergasilus cerastes*. *Corallobothrium fimbriatum* presentó una prevalencia de 12 % y una abundancia de 0.4, mientras que *Ergasilus cerastes* tuvo 29 % de prevalencia y 1.2 abundancia de (Galaviz et al. 2013).

3. HIPÓTESIS

Existen diferencias en los niveles de parasitismo entre los huéspedes (*Oreochromis* spp. e *Ictalurus* spp.) de los embalses (El Infiernillo y El Gallo), así como una correlación entre la carga parasitaria y la temporada lluvias-secas lo cual se manifiesta en los niveles de infección de los peces y los tipos de parásitos por localidades.

4. OBJETIVOS

General:

Describir las especies de metazoarios parásitos presentes en tilapia (*Oreochromis* spp.) y en el bagre (*Ictalurus* spp.) en los embalses Lic. Adolfo López Mateos El Infiernillo y El Gallo.

Específicos:

a) Identificar taxonómicamente los metazoarios parásitos en tilapia (*Oreochromis* spp.) y en el bagre (*Ictalurus* spp.) en los embalses Lic. Adolfo López Mateos El Infiernillo y El Gallo.

b) Caracterizar y comparar los niveles de infección (prevalencia, abundancia e intensidad promedio) en los embalses.

c) Obtener valores de diversidad y estimaciones de riqueza específica y comparar entre los dos cuerpos de agua (diversidad alfa y beta).

5. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

El área de estudio incluye dos zonas, una ubicada en el municipio de La Huacana, Michoacán (presa El Infiernillo) y otra ubicada en el municipio de Cutzamala de Pinzón, Guerrero (presa El Gallo), donde habitan tilapia (*Oreochromis* spp.) y bagre (*Ictalurus* spp.) (Figura 1).

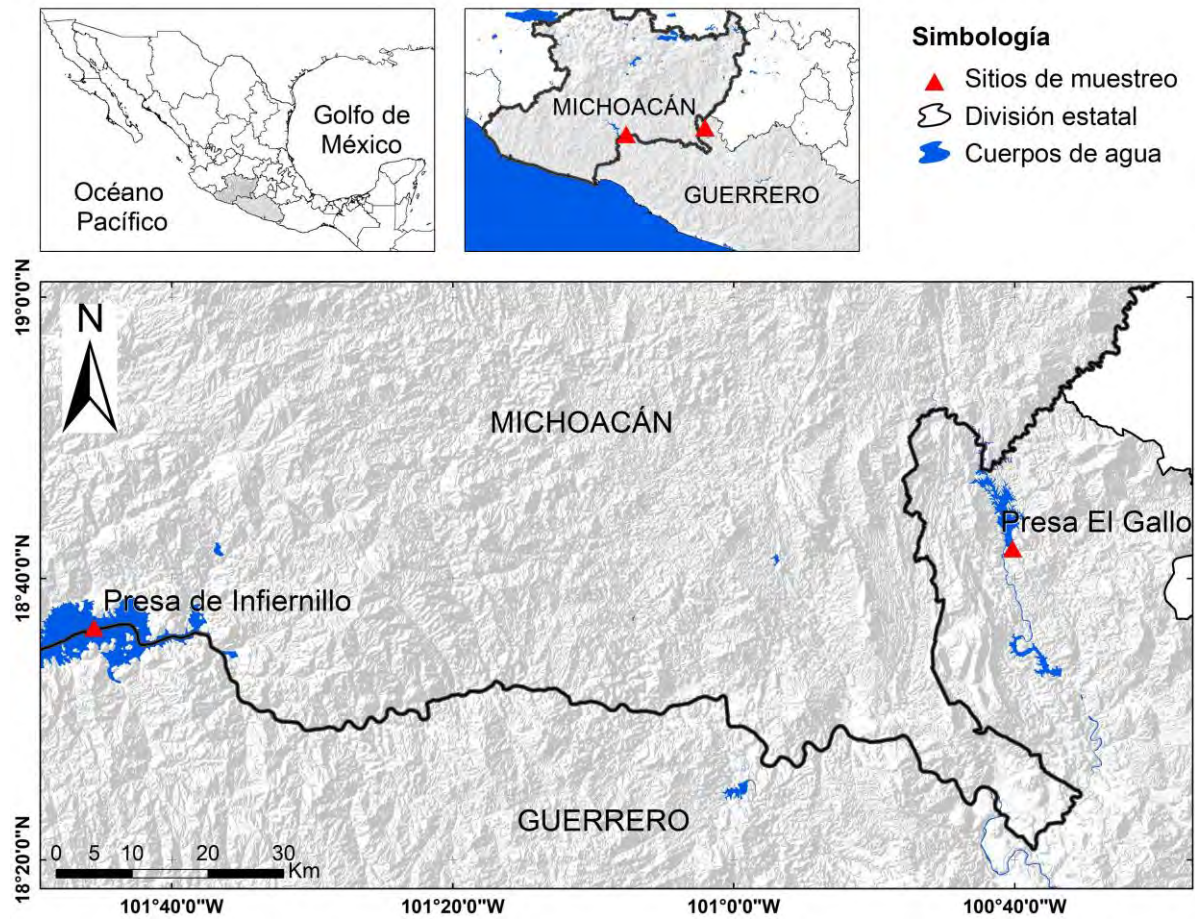


Figura 1. Ubicación de los sitios de muestreo, en los Estados de Michoacán y Guerrero.

5.1. Municipio de La Huacana.

El clima que se presenta a lo largo de todo el año es: tropical lluvioso (Antaramian y Muzquiz, 1993). La vegetación predominante es la selva baja caducifolia, también conocida como bosque tropical caducifolio, entre los árboles característicos destacan *Amphypterigium adstrinsgens* (cuachalalate), *Opuntia* spp., (nopales), *Enterolobium cyclocarpum* (parota),

Bumelia persimilis (chicle), *Cedrela odorata* (cedro rojo), *Ficus* spp., (higueras), entre otras (Madrigal, 1997). La ictiofauna introducida está representada *Oreochromis aureus* (tilapia), *Ictalurus* sp. (bagre), *Cyprinus carpio* (carpa común), *Ctenopharyngodon idellus* (carpa carnívora), *Oreochromis mossambicus* y *Tilapia rendalli* (Orbe et al. 1999). En cuanto a la avifauna, está constituida por las familias: *Anatidae* (patos), *Ardeidae* (garzas), *Accipitridae* (águila pescadora), *Emberizidae* (gorriones) e *Icteridae* (calandrias) (Programa de Manejo Reserva de la Biosfera Zicuirán-Infiernillo, 2014).

5.2. Municipio de Cutzamala de Pinzón

El clima predominante es el cálido-subhúmedo, con temperaturas que van desde los 24.5 a 32.2 °C, si bien las temperaturas más altas se registran en los meses de abril y mayo con lluvias de junio a septiembre. La vegetación predominante en el municipio es la selva baja caducifolia con especies de *Acacia farnesiana* (huizache), *Enterolobium cyclocarpum* (parota), *Caesalpinia coriaria* (cascalote) y *Crescentia alata* (cirián). La fauna acuática está constituida por tilapia (*Oreochromis* spp.), *Ictalurus* sp. (bagre), *Cyprinus carpio* (carpa común) y langostinos. En cuanto a su avifauna, está compuesta por las familias: *Anatidae* (patos), *Ardeidae* (garzas) y *Pelecanidae* (pelicanos) (Osuna et al. 2015).

6. MATERIAL Y MÉTODOS

El presente trabajo se llevó al cabo en tres partes. La primera consistió en obtener los hospederos de interés para la presente investigación. La segunda se enfocó en obtener los parásitos para la identificación taxonómica y finalmente la tercera consistió en determinar la caracterización de la infección de la carga parasitaria en tilapias y bagres.

6.1 Método en campo.

Para el desarrollo del presente estudio se realizaron colectas de tilapias y bagres mensuales de febrero 2018 a enero 2019, en dos embalses: “El Infiernillo” y “El Gallo”. Para la captura de los ejemplares se emplearon redes agalleras (3 ¼ de abertura de luz de malla) de acuerdo a lo propuesto por Jiménez (1999). Mensualmente se recolectaron 20 ejemplares de cada sitio, diez tilapias y diez de bagres, el número de ejemplares a revisar se basó en el estudio de Paredes-Trujillo *et al* (2016). Dependiendo de las condiciones de las zonas de muestreo, el número de los ejemplares no siempre fue el mismo. Los peces se revisaron en campo, para encontrar endoparásitos, ya que estos se destruyen con el cambio brusco de temperatura. Una vez colectados se efectuaron los siguientes procedimientos:

-Morfometría del hospedero: A los peces una vez capturados se les tomó los siguientes datos morfométricos: longitud total, longitud patrón, altura máxima del pez, peso y sexo, con la finalidad de observar si existen diferencias en grado de parasitismo comparando tallas en peces.

-Examen helmintológico: esto implicó la revisión externa e interna del cuerpo del pez. Dentro de la revisión externa se analizó: la superficie del cuerpo, boca, ojos, branquias y aletas. En caso de encontrar parásitos, se colocaron en tubos Eppendorf con alcohol al 70 %, y se etiquetaron.

-Necropsia: Para la revisión interna se realizó una disección, desde el ano a la región opercular para obtener las vísceras que se colocaron en cajas de Petri en solución salina al

0.65%. Los órganos se separaron y se colocaron en cajas de Petri para su mejor manipulación. El hígado, cerebro y el corazón se comprimieron entre dos vidrios gruesos para su observación bajo microscopio estereoscópico. Para el tubo digestivo se revisó: esófago, estómago e intestino. La vejiga natatoria y los ojos se revisaron desgarrando con una aguja de disección, las branquias se revisaron bajo microscopio estereoscópico.

-Fijación de los parásitos localizados: Los parásitos que se encontraron se retiraron con pinceles finos, agujas de disección y pipetas Pasteur y se colocaron en cajas de Petri con agua destilada, para su revisión.

Para la conservación de los cestodos y trematodos antes de su tinción o aclaramiento se colocaron en frascos pequeños con alcohol al 70 % y se etiquetaron con fecha, localidad, nombre común del pez, número y grupo de parásitos y nombre del colector.

Después de que los parásitos se extrajeron del hospedero, los nematodos se fijaron en alcohol caliente al 70 % para que se estiraran, posteriormente se colocaron en alcohol frío al 70 % y se etiquetaron para después ser identificados (Lamothe-Argumedo, 1997). Los ectoparásitos fueron retirados cuidadosamente con ayuda de un pincel y se colocaron en tubos Eppendorf con alcohol al 70 %, finalmente se etiquetaron.

6.2. Método en laboratorio.

En el Laboratorio de Parasitología y Nutrición de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo se efectuaron los siguientes procedimientos:

6.2.1. Tinción y montaje de parásitos.

Para los platelmintos se realizó la técnica de tinción Tricómica de Gomori, en tanto para los nematodos se aclararon con glicerina, siguiendo lo propuesto por Lamothe-Argumedo (1997). Finalmente los parásitos se montaron en láminas con bálsamo de Canadá y se pusieron a secar en el horno.

6.2.2. Identificación taxonómica y descripción morfológica.

Para la observación de las estructuras de los parásitos e identificación se utilizó microscopio estereoscópico y microscopio compuesto; con la ayuda de estos se tomaron capturas fotográficas de las estructuras de interés taxonómico. Como herramienta para la identificación se manejaron las claves taxonómicas de Schmidt (1986) para cestodos. Mientras que para nematodos se utilizaron las claves taxonómicas descritas por Caspeta-Mandujano (2005). Los copépodos y el monogéneo se identificaron con la guía de parásitos de Jiménez *et al* (1988).

Los ejemplares representativos de helmintos y copépodos montados y fijados fueron depositados en la Colección parasitológica del Laboratorio de Parasitología y Nutrición de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, bajo los códigos de acceso 0069, 0070, 0071, 0072, 0073, 0074, 0075, 0076, 0077, 0078, 0079 y 0080.

6.2.3. Caracterización de la infección.

Para caracterizar la infección por parásitos se tomaron los criterios sugeridos por Bush *et al.*, (1997):

- **Prevalencia:** Este valor se obtuvo a partir del número de hospederos infectados por una especie parásita particular, dividido por el número de total de hospederos examinados (infectados y no infectados) y se expresa en porcentaje.

$$Prevalencia = \frac{\text{Número de hospederos parasitados}}{\text{Número de hospederos examinados}} \times 100$$

- **Abundancia promedio:** El número total de parásitos de una especie en particular dividido entre el número de hospederos de la misma especie examinados. La abundancia indica cómo se comporta y dispersa la especie de parásito en la muestra de la especie del hospedero.

$$\text{Abundancia} = \frac{\text{Número de parásitos de una especie}}{\text{Número de hospederos examinados}}$$

- **Intensidad promedio:** Es el número total de parásitos de una especie entre el número de hospederos infectados. Este valor refleja el número de parásitos de una especie encontrados en una muestra de hospederos.

$$\text{Intensidad promedio} = \frac{\text{Número de parásitos de una especie}}{\text{Número de hospederos infectados}}$$

6.2.4. Diversidad y estimación de riqueza específica de parásitos.

Para obtener los valores de diversidad, se utilizó el programa EstimateS 9.1.0 (Colwell, 2013), tomando en cuenta las definiciones de los siguientes términos 1) Riqueza observada (número de especies), 2) Abundancia relativa; las respectivas proporciones de cada una de las especies y 3) Frecuencia; proporción del número de las muestras en que una especie se hace presente, respecto del número total de muestras. Para evaluar si el muestreo fue suficiente se elaboró una curva de acumulación de especies. La diversidad alfa se midió mediante el cálculo de H' (índice de Shannon) que, en un contexto ecológico, como índice de diversidad, mide el contenido de información por individuo en muestras obtenidas al azar provenientes de una comunidad 'extensa' de la que se conoce el número total de especies S .

$$H' = -\sum (p_i \ln p_i)$$

Donde H' = índice de Shannon. \ln = logaritmo natural, $p_i = n_i/N$; donde n_i = al número de individuos de cada especie y n = número total de individuos; este índice permitió cuantificar la biodiversidad específica en cada una de las localidades muestreadas (Magurran, 2004). Se

expresa con un número positivo que varía entre 0.5 y 5, aunque su valor normal está entre 2 y 3; valores inferiores a 2 se consideran bajos y superiores a 3 son altos (Pla, 2006). La diversidad beta se midió mediante el coeficiente de Jaccard. El cual mide la similitud y disimilitud entre las comunidades comparadas. Este índice se basa en la relación de presencia- ausencia entre el número de especies comunes en dos áreas (o comunidades) y en el número total de especies. Este índice se expresa de la siguiente manera:

$$IS_j = [c / (a+b+c)] 100$$

Donde IS_j = Índice de Semejanza de Jaccard, a = número de especies exclusivas de la comunidad A, b = número de especies exclusivas de la comunidad B, y c = número de especies comunes para ambas comunidades. El índice se expresa en porcentaje dado la multiplicación última que es por 100, lo que nos expresa el porcentaje de semejanza entre las comunidades comparadas.

6.2.5. Análisis de varianza.

Se utilizó el programa Minitab para determinar si los tratamientos muestran diferencias significativas o por el contrario puede suponerse que sus medias poblacionales no difieren.

7. RESULTADOS

Durante el periodo febrero 2018 – enero 2019 se recolectaron un total 129 tilapias (81 en Infiernillo y 48 en el Gallo) y 113 bagres (50 en Infiernillo y 63 en el Gallo). A partir de la revisión helmintológica de los hospederos se obtuvieron un total de 1258 helmintos (30 en Infiernillo y 1228 en el Gallo) y 195 ectoparásitos en total (181 en Infiernillo y 14 en el Gallo) (Cuadro 1, 2 y 3).

PRESA "EL INFIERNILLO"			
HOSPEDERO	PARÁSITOS	NÚMERO DE INDIVIDUOS	LOCALIZACIÓN DEL PARÁSITO
<i>Oreochromis spp.</i>	Ectoparásitos		
	<i>Ergasilus sp.</i>	1	Branquias
<i>Ictalurus spp.</i>	Ectoparásitos		
	<i>Ergasilus sp.</i>	157	Branquias
	<i>Cyclops sp.</i>	22	
	<i>Dactylogyrus sp.</i>	1	
	Endoparásitos		
	<i>Contracaecum sp.</i>	26	Riñón, gónadas, estómago, intestino y entre vísceras.
<i>Corallobothrium sp.</i>	1	Intestino delgado	
<i>Megathylacoides sp.</i>	3		

Cuadro 1. Parásitos encontrados en los huéspedes de la Presa El Infiernillo.

PRESA "EL GALLO"			
HOSPEDERO	PARÁSITOS	NÚMERO DE INDIVIDUOS	LOCALIZACIÓN DEL PARÁSITO
<i>Oreochromis</i> spp.	Endoparásitos		
	<i>Contracaecum</i> sp.	12	Entre vísceras
<i>Ictalurus</i> spp.	Endoparásitos:		Entre vísceras
	<i>Contracaecum</i> sp.	1206	Entre vísceras, estómago, grasa, hígado y vejiga natatoria.
	<i>Corallobothrium</i> sp.	5	Intestino
	<i>Megathylacoides</i> sp.	5	delgado
	Ectoparásitos:		
	<i>Dactylogyrus</i> sp.	14	Branquias

Cuadro 2. Parásitos encontrados en los huéspedes de la Presa "El Gallo".

Parásito	N/temp. Infiern.	N/temp. Gallo	Preval. %	Total Inf.	Total Gallo	Ab.	Int.	Hábitat
Nematoda								
<i>Contraecum</i> sp. (Railliey y Henry, 1912).	16/secas 34/lluvia	16/secas 36/lluvia	Gallo: 53.96 Inf: 24	26	12	Gallo: 19.14 Inf: 0.52	Gallo: 35.47 Inf: 2.16	Riñón, gónadas, estómago, intestino, entre vísceras, grasa, hígado y vejiga natatoria.
Cestoda								
<i>Corallobothrium</i> sp. Fritsche, 1886	0/secas 30/lluvia	26/secas 26/lluvia	Gallo: 6.3 Inf: 2	1	5	Gallo: 0.07 Inf: 0.02	Gallo: 1.25 Inf: 1	l. delgado
<i>Megathylacoides</i> sp. Jones y Kerley, 1886.	0/secas 30/lluvia	26/secas 0/lluvias	Gallo: 3.17 Inf: 4	3	5	Gallo: 0.07 Inf: 0.06	Gallo: 2.5 Inf: 1.5	l. delgado
Monogenea								
<i>Dactylogyrus</i> sp. Diesing, 1850	0/secas 34/lluvia	0/secas 26/lluvia	Gallo: 4.76 Inf:2	1	14	Gallo: 0.22 Inf: 0.02	Gallo: 4.66 Inf: 1	Branquias
Copepoda								
<i>Ergasilus</i> sp. Nordman, 1832	10/secas 34/lluvia		Inf: 31.23	157		Inf: 3.15	Inf: 11.46	Branquias
<i>Cyclops</i> sp. O. F. Müller, 1785	10/secas 20/lluvia		Inf: 12	22		Inf: 0.44	Inf: 3.66	Branquias

Cuadro 3. N = número de hospederos examinados. Temp. =temporada climática (secas dic-may-lluvias jun nov). Preval. = prevalencia de infección (% de hospederos infectados). Total = número total de individuos parásitos. Ab = Abundancia (número promedio de parásitos por hospedero revisado). Int = Intensidad promedio (número total de parásitos de una especie entre el número de hospederos infectados).

7.1. Clasificación taxonómica y descripción de *Contracaecum* sp.

Phylum: Nematoda Rudolphi, 1808

Clase: Secernentea Linstow, 1905

Orden: Ascaridida Skrjabin & Schulz, 1938

Superfamilia: Ascaridoidea Railliet & Henry, 1915

Familia: Anisakidae Railliet y Henry, 1912

Género: *Contracaecum* sp. Railliet & Henry, 1912

7.1.1. Descripción.

Larva tipo 1 presentan una media promedio de 20.85 mm de longitud y un ancho anterior de 0.53 mm y posterior de 0.75mm, poseen una cutícula estriada a lo largo del cuerpo, siendo la parte anterior la más marcada, presenta una cabeza redondeada, un diente pequeño 0.03 mm (figura 2), con tres labios poco desarrollados, el poro excretor se encuentra cerca del diente.

Larva tipo 2: tiene un largo entre 19.30-21 mm y un ancho entre 0.41-0.95 mm, presenta estrías transversales, una cola cónica de 0.01 largo mm (mucrón) (figura 4 y 5), el diente es poco evidente (figura 3), los labios se encuentran poco desarrollados, el intestino es delgado y oscuro.



Figura 2. Larva *Contracaecum* sp., tipo 1. (Francisco, 2018).



Figura 3. Larva de *Contracaecum* sp., tipo 2 (Francisco, 2018).

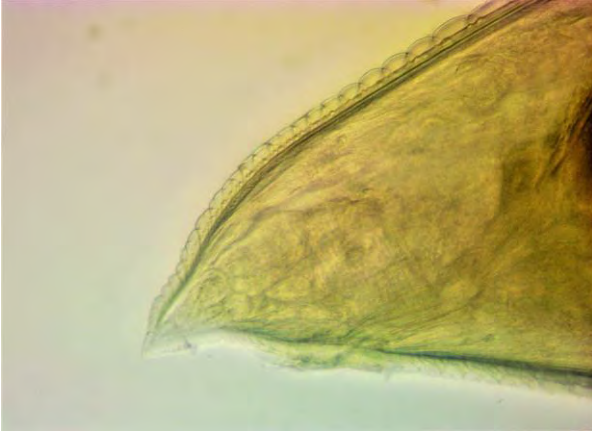


Figura 4. Mucrón larva tipo 2 (Francisco, 2018).



Figura 5. Estrías transversales y cola cónica, larva tipo 2 (Francisco, 2018).

Ambos son nematodos blanquecinos, poseen en el extremo anterior un pequeño diente, característico de los Anisákidos y presentan en la región caudal un pequeño mucrón terminado en anillos.

7.1.2 Ciclo de vida.

En el ciclo de vida, *Contracaecum* sp. utiliza especies de crustáceos, peces y algunas larvas de insectos como hospederos intermediarios, así como varias especies de mamíferos y aves piscívoras como hospedero definitivo.

El ciclo comienza cuando los huevos son eliminados al agua, donde la larva L1 madura y es liberada al medio, ahí los copépodos ingieren la larva y se desarrolla la etapa L2, Los copépodos son ingeridos por la ictiofauna y ahí se desarrolla la etapa L3. Por último, los peces son depredados por aves piscívoras y en ellas termina de madurar el nematodo para llegar a la etapa larvaria (L4) y la fase adulta. Posteriormente de 8 a 12 semanas el hospedero eliminará huevos fecundados (figura 6) (Valles, 2011).

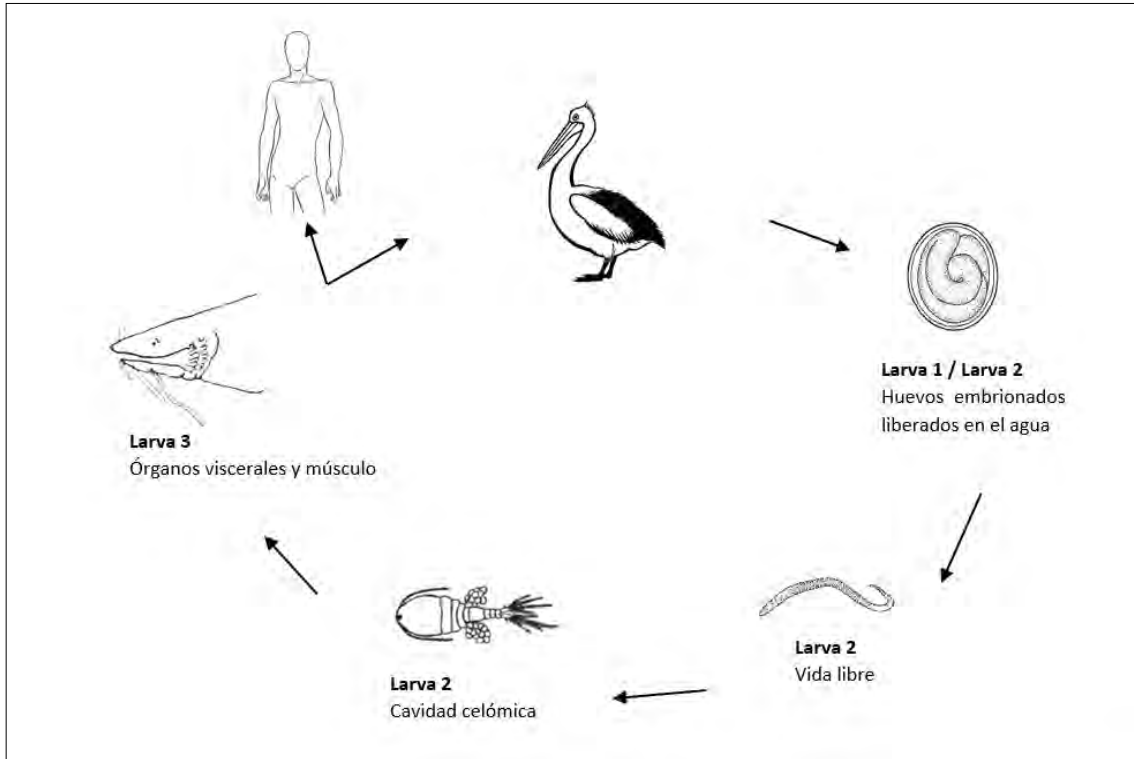


Figura 6. Ciclo de vida de *Contracaecum* sp. (Valles, 2011).

7.2. Clasificación taxonómica y descripción de *Corallobothrium* sp.

Phylum: Platyhelminthes Minot, 1876

Clase: Cestoda Carus, 1885

Orden: Proteocephalidea

Familia: Proteocephalidae LaRue, 1911

Género: *Corallobothrium* sp. Fritsche, 1886

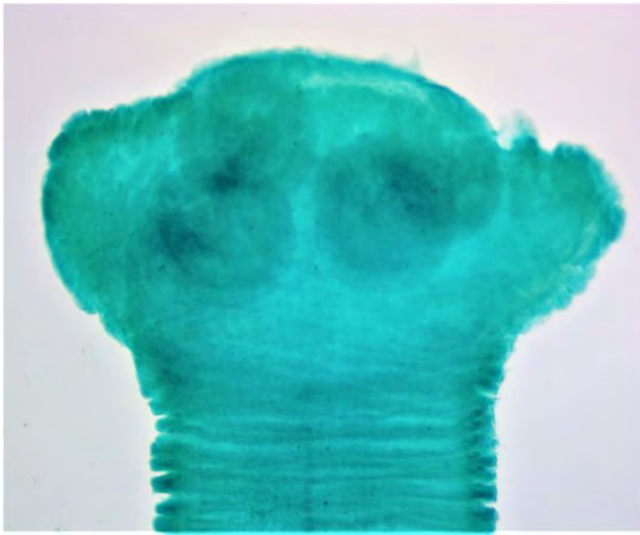


Figura 7. Escólex de *Corallobothrium* sp. (Francisco, 2019).

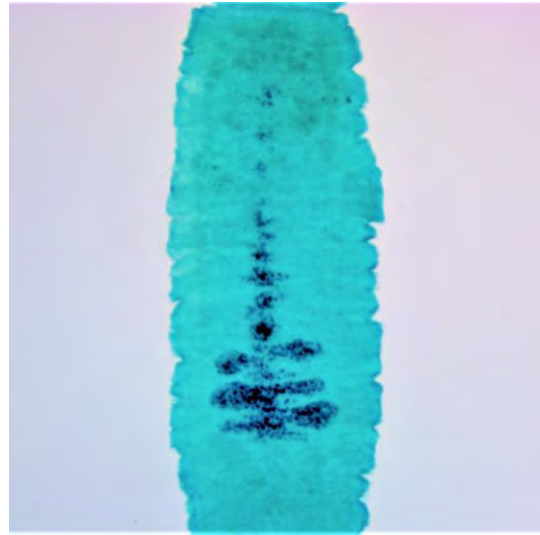


Figura 8. Cadena estrobilar (Francisco, 2019).

7.2.1. Descripción.

El escólex no armado, aplanado en su superficie apical, con cuatro ventosas sobre su cara plana y cubierto por pliegues y dobleces marginales del cuerpo (figura 7). Los poros genitales se ubican en la mitad anterior del proglótide. Los testículos en el campo comprendido entre los canales excretorios. El ovario posterior tiene una forma variable y es intravitelario (figura 8) (Jiménez, 1988).

7.2.2. Ciclo de vida.

El adulto vive en el intestino y es más común en bagres silvestres que en aquellos que se mantienen en cultivo. Los huevecillos de este cestodo son excretados junto con las heces e ingeridos por copépodos donde se desarrolla la larva procercoide, que al ser ingerida por peces pequeños se transforma en plerocercario. El bague adquiere dicho parásito cuando ingiere éstos conteniendo las larvas (figura 9) (Jiménez, 1988).

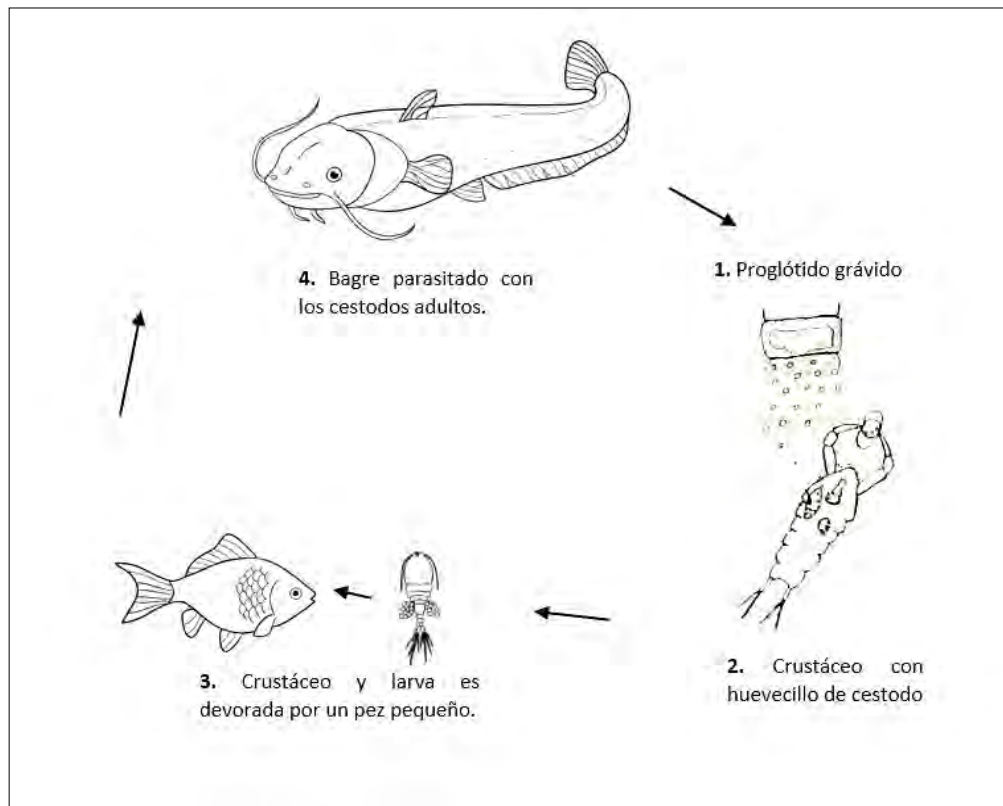


Figura 9. Ciclo de vida de *Corallobothrium* sp. (Jiménez, 1988).

7.3. Clasificación taxonómica y descripción de *Megathylacoides* sp.

Phylum: Platyhelminthes Minot, 1876

Clase: Cestoda Carus, 1885

Orden: Onchoproteocephaldea

Familia: Proteocephalidae LaRue, 1911

Género: *Megathylacoides* sp. Jones y Kerley, 1886

7.3.1. Descripción.

Presenta un escólex esférico, con una parte apical cónica y pliegues tegumentales (figura 10). Las ventosas poseen esfínteres musculares semicirculares (figura 11). Los proglótidos grávidos son más largos que anchos (figura 12) (Scholz *et al.* 2003).

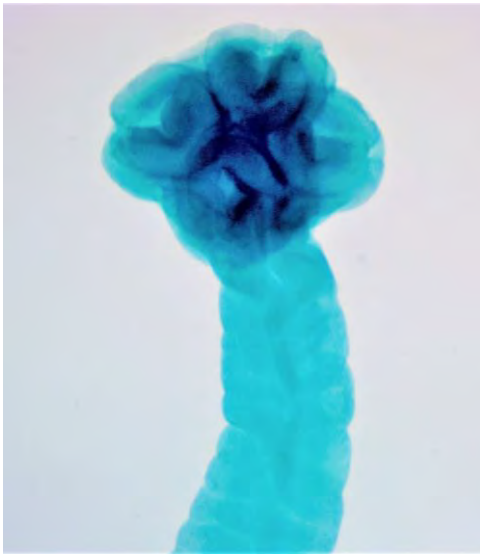


Figura 10. *Megathylacoides* sp. (Francisco, 2019).

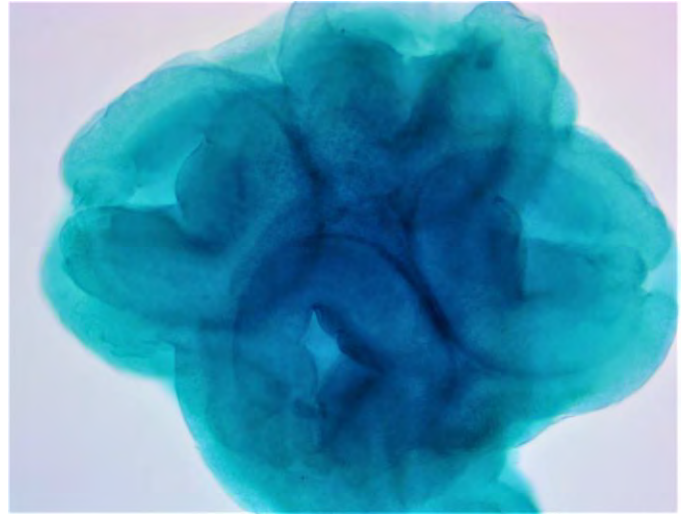


Figura 11. Escólex esférica (Francisco, 2019).

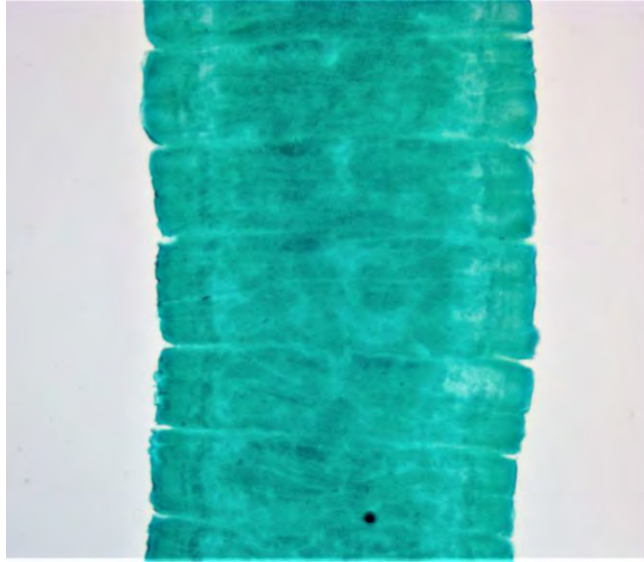


Figura 12. Proglótidos inmaduros de *Megathylacoides* sp. (Francisco, 2019).

7.3.2. Ciclo de vida.

Los huevos del cestodo son excretados con las heces e ingeridos por copépodos donde se desarrolla la larva, el bagre adquiere dicho parásito cuando ingiere éstos conteniendo las larvas del cestodo (Jiménez, 1988).

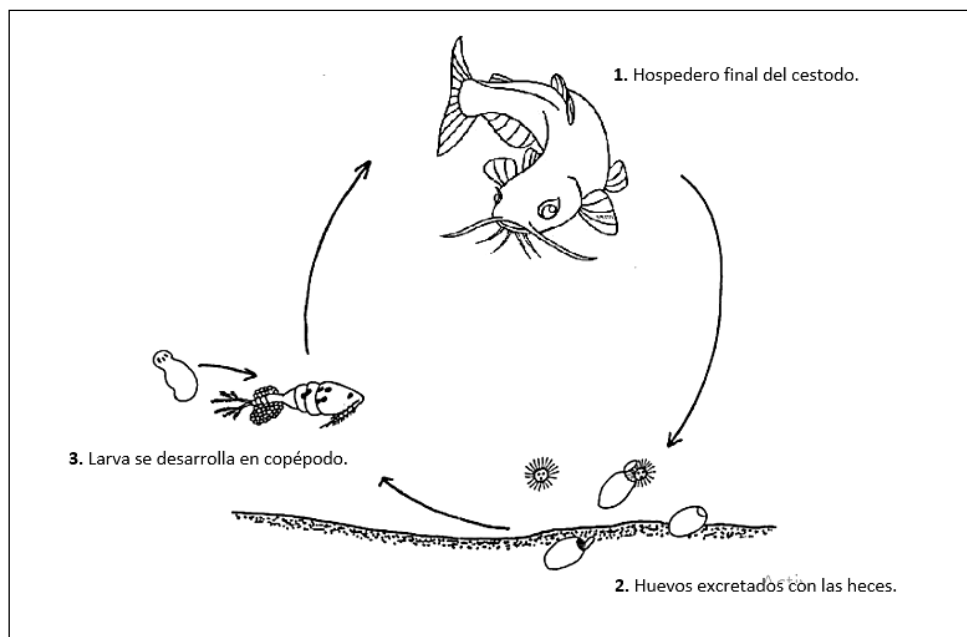


Figura 13. Ciclo de vida de *Megathylacoides* sp. (Francisco, 2019).

7.4. Clasificación taxonómica y descripción de *Cyclops* sp.

Phylum: Arthropoda Latreille, 1829

Subfilum: Crustacea Brünnich, 1772

Clase: Maxillopoda Dahl, 1956

Subclase: Copepoda H. Milne-Edwards, 1840

Orden: Cyclopoida Burmeister, 1834

Familia: Cyclopidae Rafinesque, 1815

Género: *Cyclops* sp. O. F. Müller, 1785

7.4.1. Descripción.

El parásito está dividido en dos secciones, la sección frontal ampliamente oval comprende la cabeza y los primeros cinco segmentos torácicos y la parte posterior es considerablemente más delgada y está compuesta por el sexto segmento torácico y los cuatro segmentos sin piernas. Presenta dos apéndices caudales se proyectan desde la parte posterior (Miracle, 2015) (Figura 7).



Figura 14. *Cyclops* sp. en branquias de bagre (Francisco, 2018).

7.4.2. Ciclo de vida.

Como todos los copépodos, tienen reproducción sexual con los sexos separados, en la cópula, el macho con sus antenas geniculadas agarra ventralmente a la hembra generalmente por la base del abdomen. Los huevos, una vez fertilizados, se expulsan en dos sacos de huevos que la hembra llevará adosados lateralmente a su cuerpo hasta que finalicen su desarrollo embrionario (hembras se establecen sobre cuerpo de un pez). Del huevo nace la larva nauplio que, mudando sucesivamente, pasará por seis estadios de nauplio y cinco de copepodito antes de alcanzar el estado adulto, a partir del cual ya no mudará más (Miracle, 2015) (Figura 8).

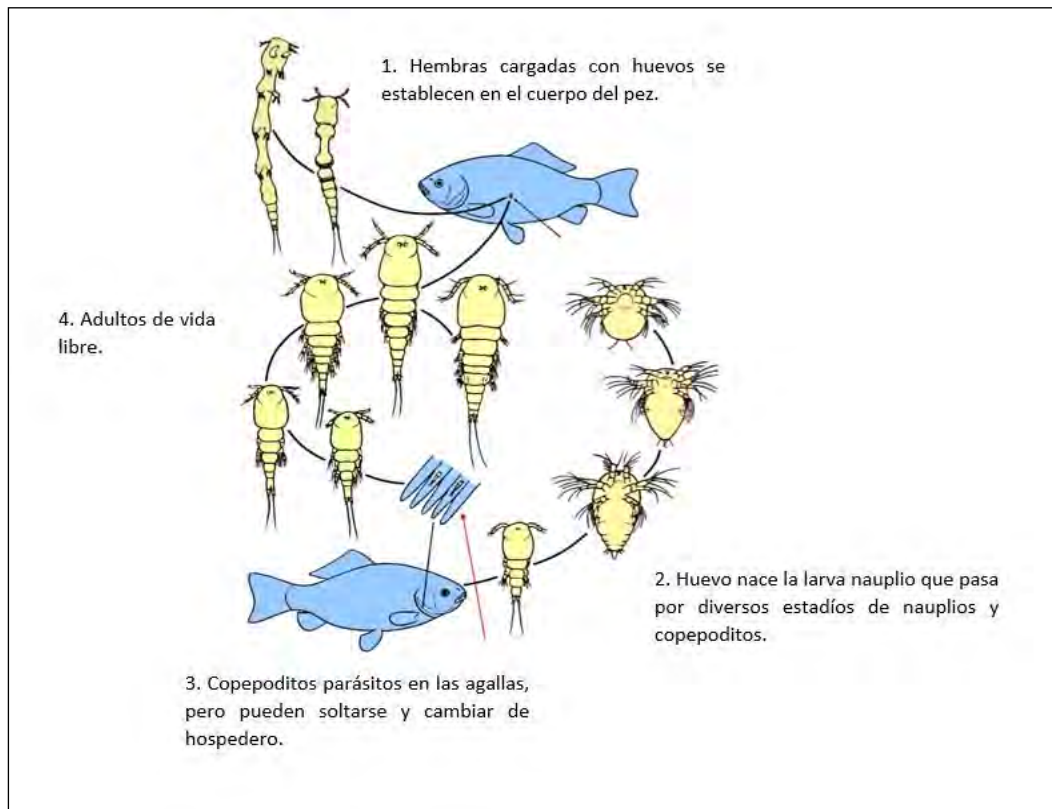


Figura 15. Ciclo de vida de *Cyclops* sp. (Miracle, 2015).

7.5. Clasificación taxonómica y descripción de *Ergasilus* sp.

Phylum: Arthropoda Latreille, 1829

Subfilum: Crustacea Brünnich, 1772

Clase: Maxillopoda Dahl, 1956

Subclase: Copepoda H. Milne-Edwards, 1840

Orden: Poecilostomatoida Thorell, 1859

Familia: Ergasilidae Von Nordmann, 1832

Género: *Ergasilus* sp. Nordmann, 1832

7.5.1. Descripción.

Su cuerpo se divide en cefalotórax y abdomen. En el cefalotórax poseen un par de antenas, cortas y recubiertas por pelos sensoriales, y un par de anténulas, largas y con forma de gancho en el extremo. Tienen un sólo ojo en posición central y con 4 pares de apéndices, estando el primero situado al final del cefalotórax y al comienzo del abdomen. El resto de los apéndices se localizan en el abdomen anteriores al telson (figura 9). Los sacos ovíferos sobresalen posteriormente en las hembras. Sólo las hembras adultas son parásitas (Miracle, 2015) (Figura 10).



Figura 16. *Ergasilus* sp. en branquias de *Ictalurus punctatus* (Francisco, 2018).



Figura 17. *Ergasilus* sp. hembra (Francisco, 2018).

7.5.2. Ciclo de vida.

El apareamiento tiene lugar en el agua, y seguidamente los machos mueren. Las hembras se fijan a un pez y, tras ello, comienzan a alimentarse. El número de huevos difiere según la especie, el estado y edad de la hembra oscilando de 20 a 100 huevos por saco. El tiempo de eclosión de las crías vendrá determinado por la temperatura, siendo sólo de entre 3 y 6 días a temperatura óptima, las larvas caen al agua (Miracle, 2015).

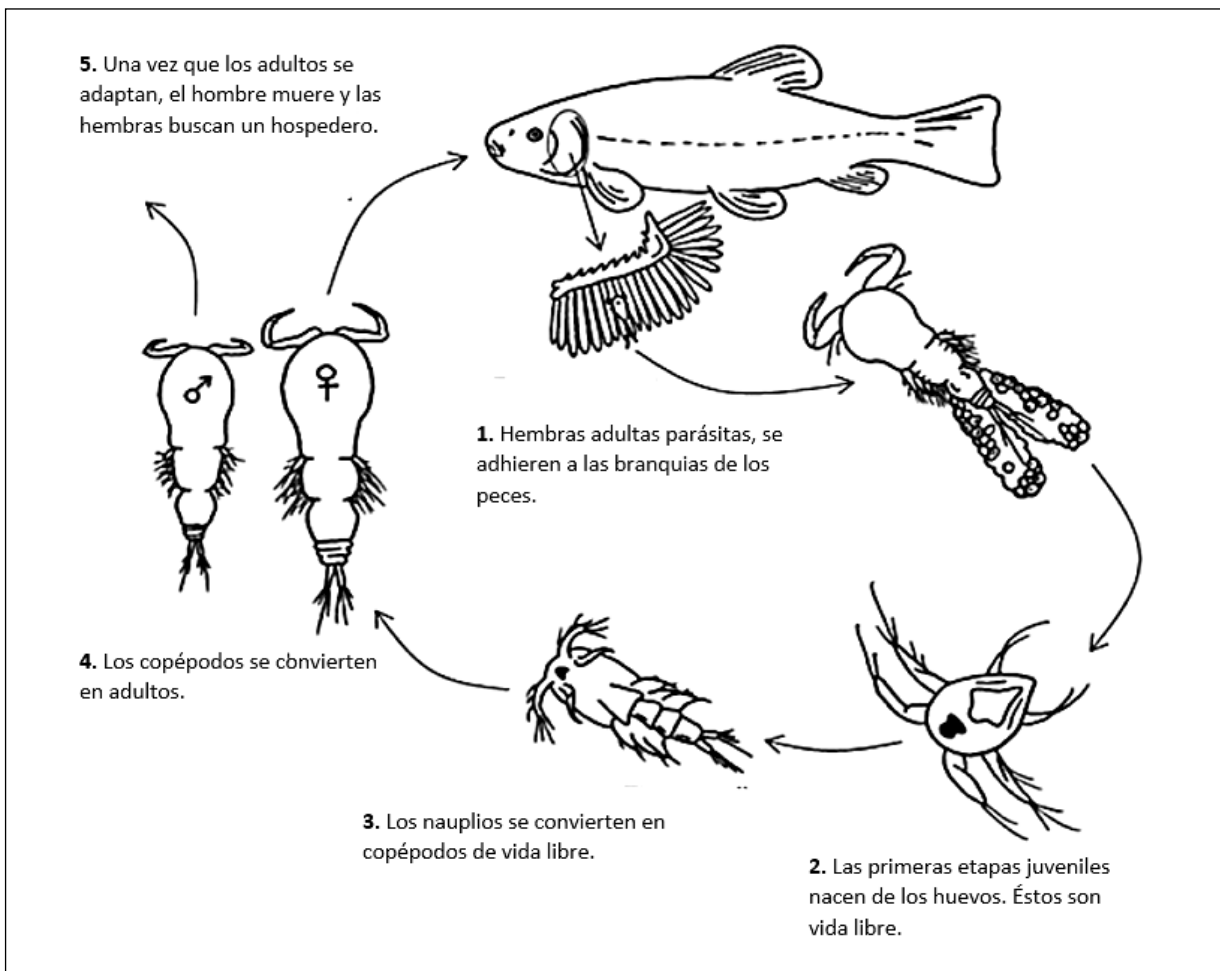


Figura 18. Ciclo de vida de *Ergasilus* sp. (Miracle, 2015).

7.6. Clasificación taxonómica y descripción de *Dactylogyrus* sp.

Phylum: Platyhelminthes Gegenbaur, 1859

Clase: Monogenea Carus, 1963

Orden: Monopisthocotylea

Familia: Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Género: *Dactylogyrus* sp., 1850

7.6.1. Descripción.

Presenta cuatro manchas oculares en extremo anterior, opistohaptor con un par de anclas unidas por barras, vive exclusivamente sobre las agallas, las cuales se vuelven pálidas o se cubren de manchas blancas con abundante exudado mucoso. Posee una a dos barras conectivas y dos estructuras en forma de aguja y vesículas seminales de tipo dactilogírido en forma de huso (Figura 11) (Jiménez, 1988).

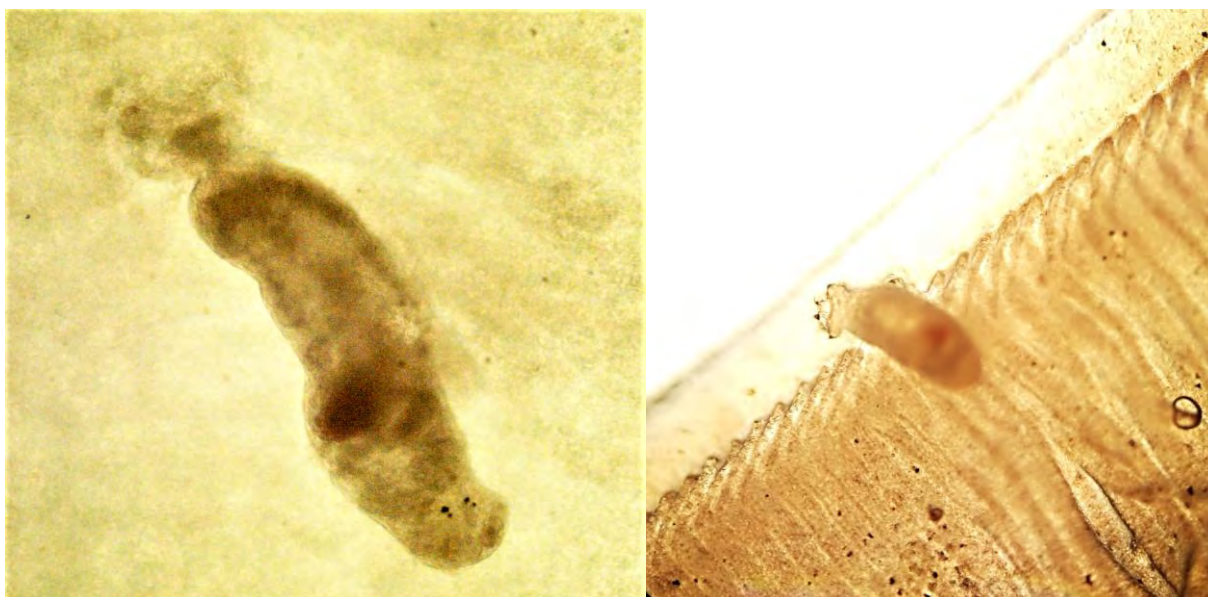


Figura 19. *Dactylogyrus* sp. (Francisco, 2018).

7.6.2. Ciclo de vida.

Su ciclo de vida es directo y no tiene un huésped intermedio. Los adultos hermafroditas son ovíparos y producen huevos en el agua que eclosionan antes de unirse a las branquias de un hospedador de peces.

Dactylogyrus adulto pone alrededor de 4-10 huevos por día. Después de que los huevos eclosionan, las corrientes de agua ayudan a la larva ciliada a nadar libre a llegar a su huésped. Una vez que los huevos se liberan en el agua y se incuban dentro de un período de 4 días a 20 ° C, las larvas ciliadas que nadan libremente deben encontrar a su huésped dentro de un período de 6 a 8 horas para sobrevivir. El tiempo requerido para la maduración del huevo en la forma adulta depende de la temperatura. Las temperaturas del agua de 72 a 75 ° F permiten completar el ciclo de vida en unos pocos días, mientras que las temperaturas de 34 a 36 ° F prolongan el tiempo de generación a cinco o seis meses (Jimenez, 1988).

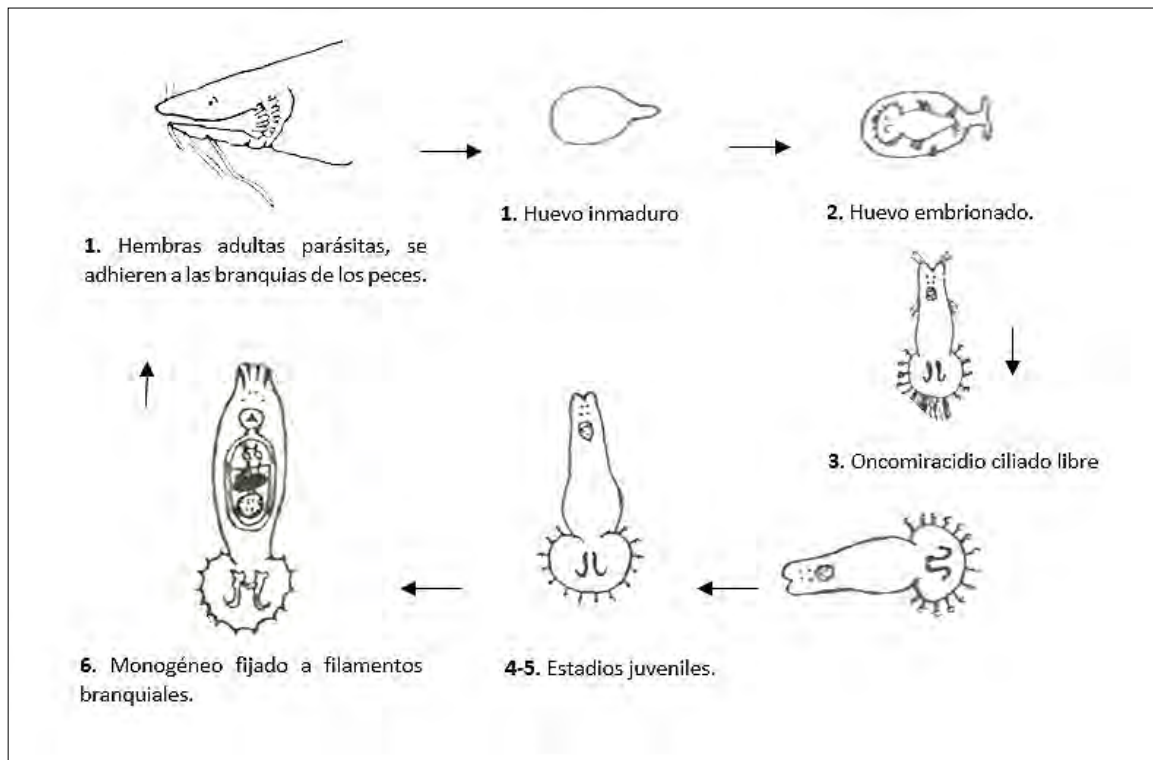


Figura 20. Ciclo de vida de *Dactylogyrus* sp., (Jiménez 1988).

8. CARACTERIZACIÓN DE LA INFECCIÓN

8.1. Caracterización de la infección general de endoparásitos.

Al caracterizar la infección de forma general, la Presa El Gallo presentó una prevalencia de 31.53 %, mientras que la Presa El Infiernillo contó con 9.16 %. La abundancia para la Presa El Gallo es de 11.06 y para la Presa El Infiernillo se presenta con el 0.22. En cuanto a la intensidad promedio para la Presa El Gallo es de 35 y para la Presa El Infiernillo es de 2.5. (Figura 21).

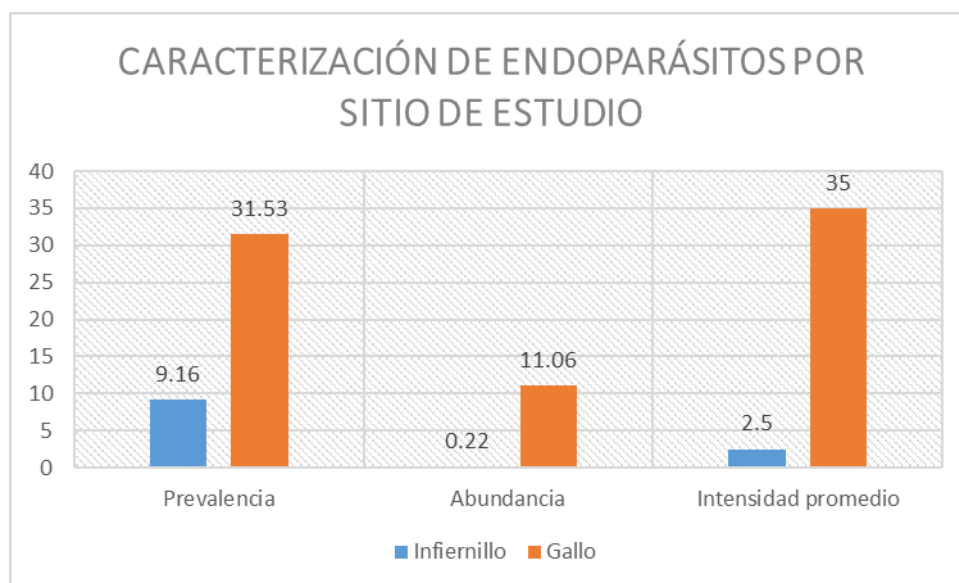


Figura 21. Parámetros de la infección para las dos presas.

8.2. Caracterización de la infección general de ectoparásitos.

La caracterización la infección la Presa El Gallo, se evidenció una prevalencia 2.7 %, una abundancia de 0.12 y una intensidad promedio de 4.6 (Figura 22), mientras que para la Presa El Infiernillo la prevalencia fue del 11 %, la abundancia del 1.38 y la intensidad promedio de 12 (Figura 22).

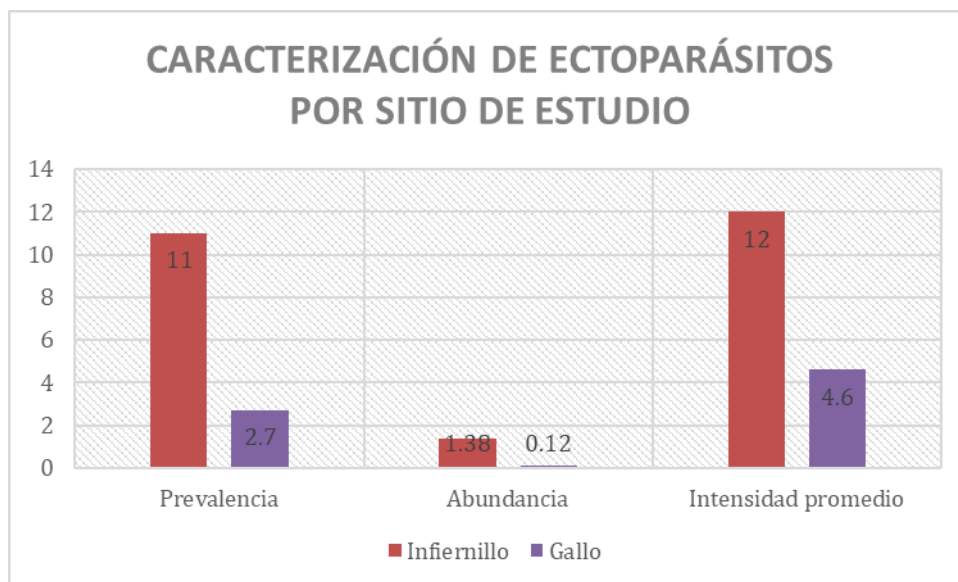


Figura 22. Parámetros de la infección de endoparásitos.

8.3. Caracterización de la infección por especie de parásito.

8.3.1. *Contracaecum* sp.

Al caracterizar la infección de *Contracaecum* en el bagre de la Presa El Gallo, alcanzó una prevalencia del 53.96 %, una abundancia del 19.14 y una intensidad promedio de 35.47, mientras que para la tilapia, la prevalencia fue de 1.23 %, 0.24 de abundancia y 12 de intensidad promedio (Figura 23).

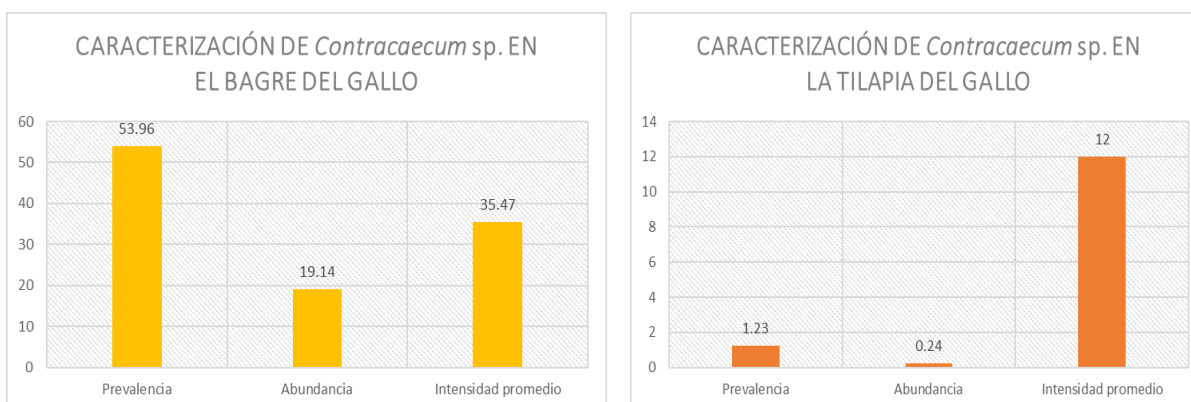


Figura 23. Caracterización para *Contracaecum* sp. en bagre y tilapia.

Para *Contracaecum* sp. en el bagre, de la Presa El Infiernillo, se obtuvo una prevalencia del 24%, una abundancia del 0.52 y una intensidad promedio de 2.16 (Figura 24).

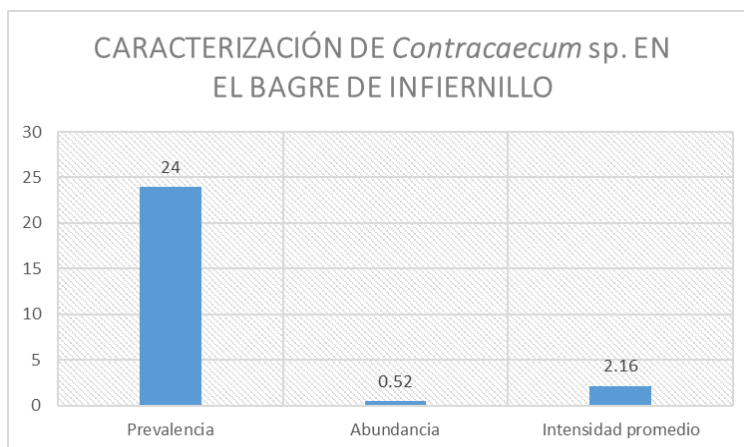


Figura 24. Infección de *Contracaecum* sp. en el bagre de Infiernillo.

8.3.2. *Corallobothrium* sp.

La prevalencia para *Corallobothrium* sp. en los bagres de la Presa El Gallo fue de 6.3 %, con una abundancia de 0.07 y una intensidad promedio de 1.25 (Figura 25), mientras que en los bagres de la Presa El Infiernillo fue de 2 %, con una abundancia de 0.02 y una intensidad promedio de 1 (Figura 25).

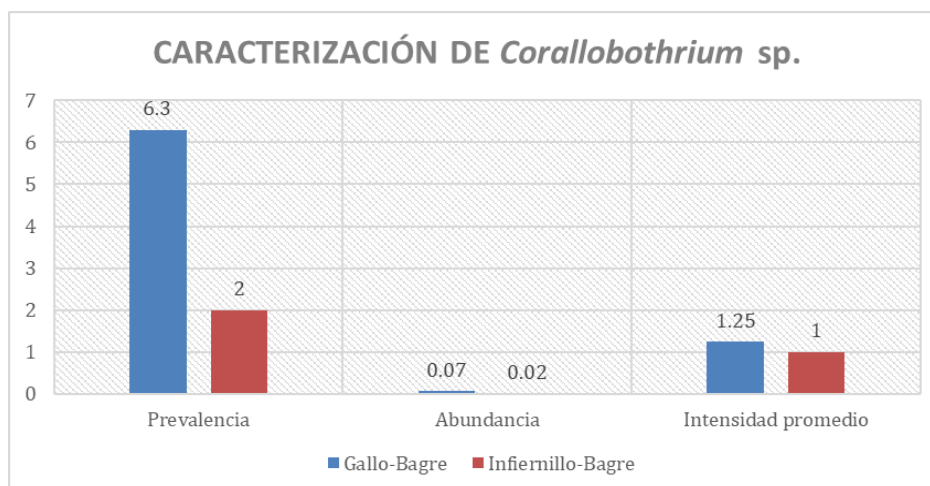


Figura 25. Niveles de parasitismo para *Corallobothrium* sp.

8.3.3. *Megathylacoides* sp.

La prevalencia para *Megathylacoides* sp. en los bagres de la Presa El Infiernillo fue del 4 %, con una abundancia de 0.06 y una intensidad promedio de 1.5 (Figura 26).

Por otro lado, la prevalencia para *Megathylacoides* sp. en los bagres de la Presa El Gallo fue de 3.17 %, con una abundancia de 0.07 y una intensidad promedio de 2.5 (Figura 26).

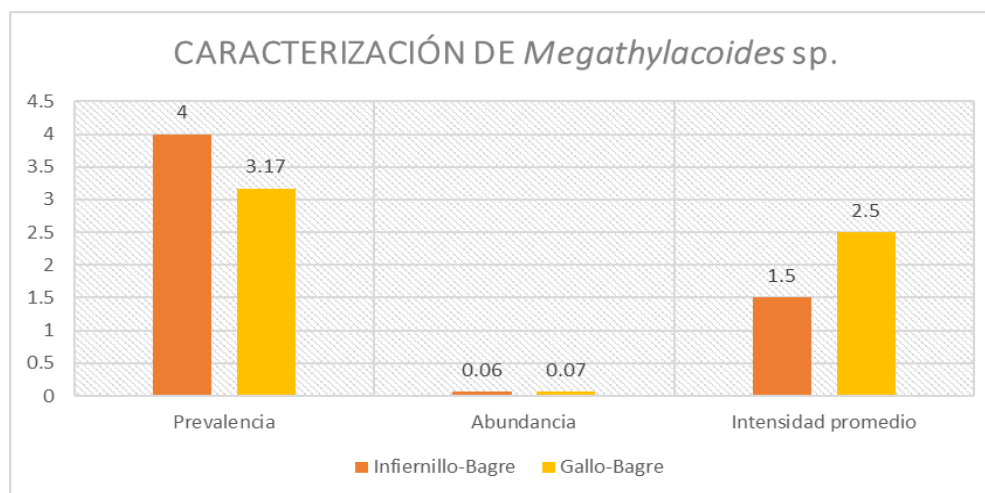


Figura 26. Niveles de parasitismo para *Megathylacoides* sp.

8.3.4. *Dactylogyrus* sp.

La prevalencia para *Dactylogyrus* sp. en los bagres de la Presa El Gallo fue del 4.76 %, con una abundancia de 0.22 y una intensidad promedio de 4.66 (Figura 27). Por otro lado, la prevalencia para *Dactylogyrus* sp. en los bagres de la Presa El Infiernillo fue del 2 %, con una abundancia de 0.02 y una intensidad promedio del 1 (Figura 27).

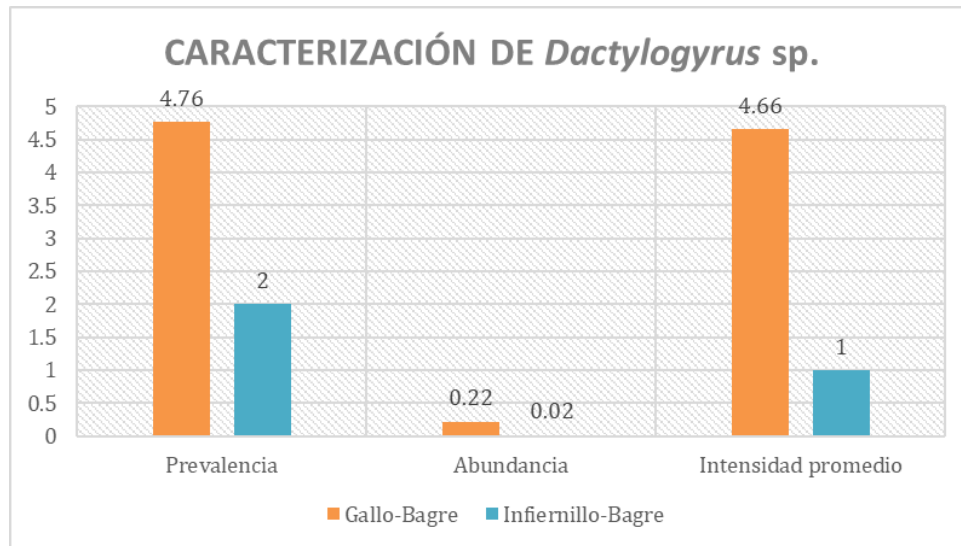


Figura 27. Parámetro de la infección de *Dactylogyrus sp.*

8.3.5. *Ergasilus sp.*

La prevalencia para *Ergasilus sp.* en las tilapias de la Presa El Infiernillo fue del 1.23 %, con una abundancia de 0.01 y una intensidad promedio del 1 (Figura 28). Por otro lado, la prevalencia para *Ergasilus sp.* en los bagres de la Presa El Infiernillo fue del 30%, con una abundancia de 3.14 y una intensidad promedio del 10.46 (Figura 28).

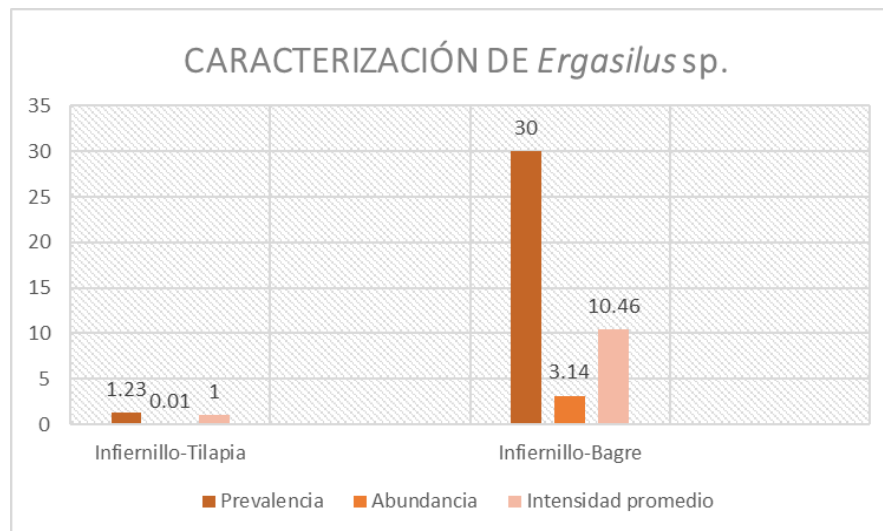


Figura 28. Parámetros de la infección de *Ergasilus sp.*

8.3.6. *Cyclops* sp.

La prevalencia para *Cyclops* sp. en los bagres de la Presa El Infiernillo fue del 12 %, con una abundancia de 0.44 y una intensidad promedio del 3.66 (Figura 29).

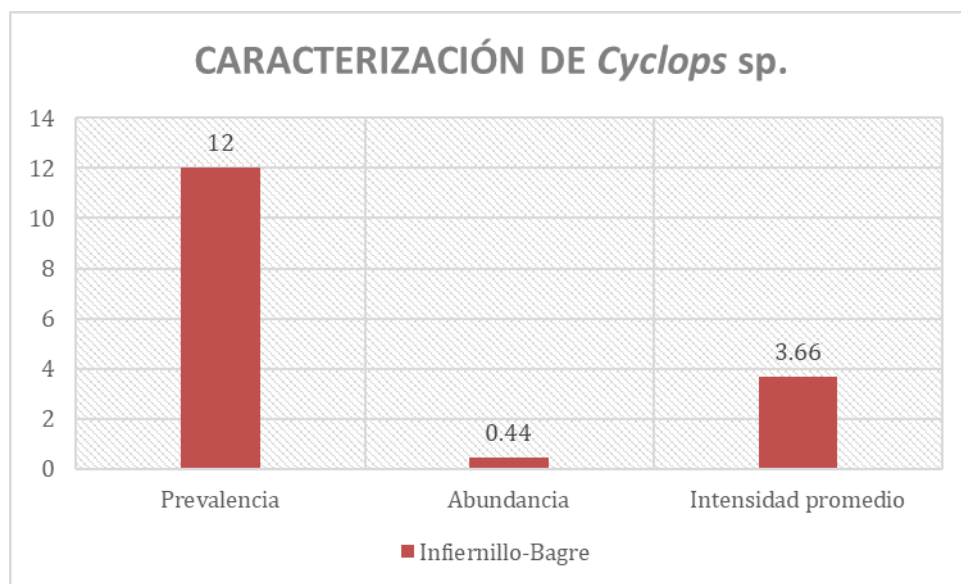


Figura 29. Parámetros de infección obtenidos para *Cyclops* sp.

8.4. Caracterización por temporada de lluvias y secas en las dos presas.

8.4.1. Caracterización de endoparásitos en temporada de lluvias en las dos presas.

En temporada de lluvias en la Presa El Infiernillo, en el bagre, se encontró una prevalencia del 18.7 %, una abundancia del 1.6 y una intensidad promedio de 8.6 para *Contracaecum* sp. Mientras que para *Corallobothrium* sp., la prevalencia fue de 3.33 %, 0.03 de abundancia y 1 de intensidad promedio. Finalmente *Megathylacoides* sp. presentó una prevalencia de 0.03 %, una abundancia de 0.1 y una intensidad promedio de 0.5 (Figura 30).

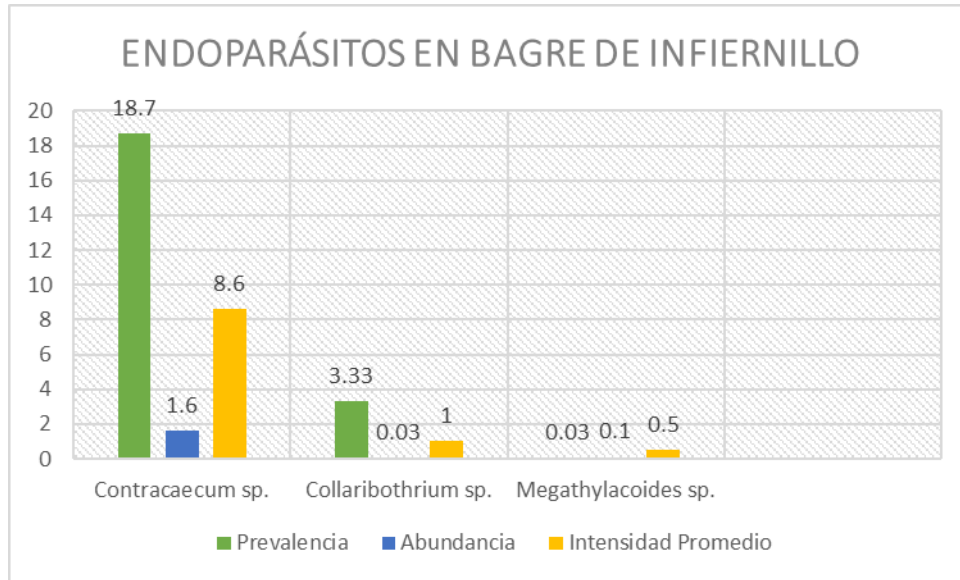


Figura 30. Caracterización de los helmintos de El Infiernillo.

En la Presa El Gallo, en el bagre, se encontró una prevalencia del 66 %, una abundancia del 33.5 y una intensidad promedio de 50.25 para *Contraecaecum sp.* Para *Collaribothrium sp.*, la prevalencia fue de 3.84 %, 0.19 de abundancia y 5 de intensidad promedio (Figura 31).

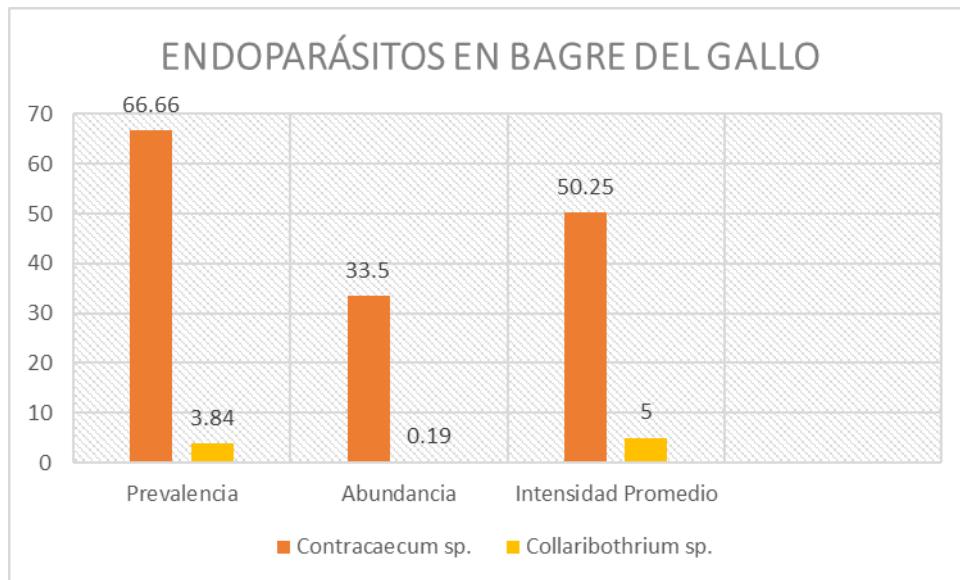


Figura 31. Caracterización de los helmintos en El Gallo.

8.4.2. Caracterización de ectoparásitos en temporada de lluvias en las dos presas.

En la Presa El Infiernillo, en el bagre, *Dactylogyrus* sp. tuvo una prevalencia de 2.94 %, una abundancia de 0.02 y una intensidad promedio de 1. *Ergasilus* sp. contó con una prevalencia de 41.17 %, 4.61 de abundancia y 11.21 de intensidad promedio, y finalmente *Cyclops* sp. presentó una prevalencia de 25, una abundancia de 1.1 y una intensidad promedio de 4.4 (Figura 32).

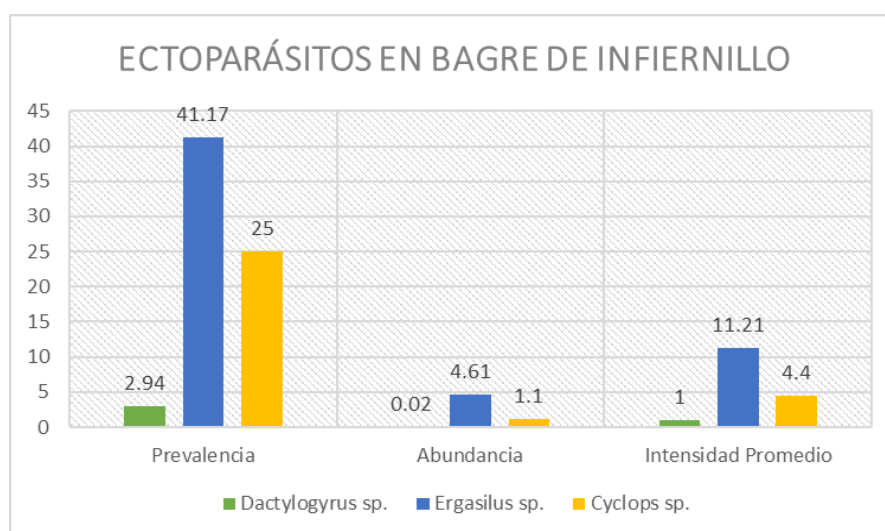


Figura 32. Parámetros de la infección en ectoparásitos de El Infiernillo.

En la Presa El Gallo, en el bagre, *Dactylogyrus* sp. presentó una prevalencia de 11.53 %, una abundancia de 0.53 y una intensidad promedio de 4.66 (Figura 33).

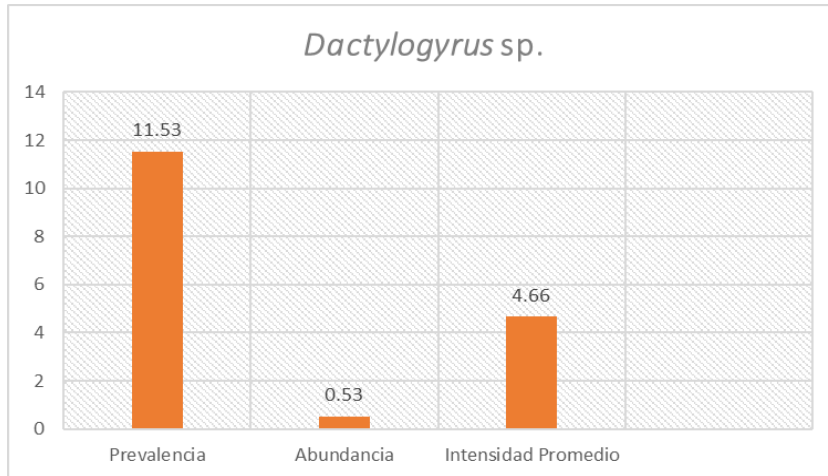


Figura 33. Caracterización de la infección para el monogéneo *Dactylogyrus sp.*

8.4.3. Caracterización de endoparásitos en temporada de secas en las dos presas.

En temporada de secas en la Presa El Infiernillo, en el bage, se encontró una prevalencia del 56.25 %, una abundancia de 75.37 y una intensidad promedio de 134 para *Contracaecum sp.* Mientras que para *Collaribothrium sp.*, la prevalencia fue de 7.69 %, 0.19 de abundancia y 2.5 de intensidad promedio. Finalmente *Megathylacoides sp.* presentó una prevalencia de 7.7, una abundancia de 0.2 y una intensidad promedio de 2.51 (Figura 34).

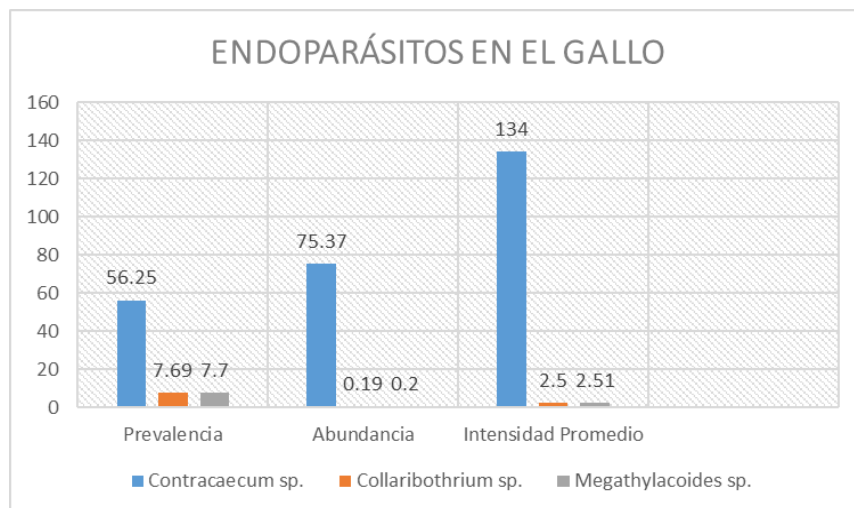


Figura 34. Niveles de parasitismo en temporada de secas en El Gallo.

En la Presa El Gallo, en el bagre, *Contracaecum* sp. presentó una prevalencia de 18.7 %, una abundancia de 1.6 y una intensidad promedio de 8.6 (Figura 35).

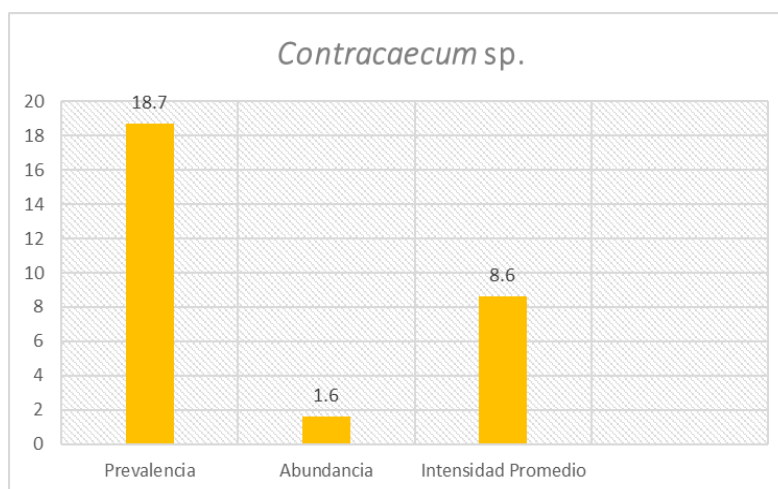


Figura 35. Parámetros de infección de *Contracaecum* sp. en temporada de secas.

8.4.4. Caracterización de ectoparásitos en temporada de secas en las dos presas.

En temporada de secas en la Presa El Infiernillo, en el bagre, *Ergasilus* sp. tuvo una prevalencia del 30 %, una abundancia de 15 y una intensidad promedio de 52, mientras que *Cyclops* sp. obtuvo una prevalencia de 40 %, 2.2 de abundancia y 5.5 de intensidad promedio (Figura 36).

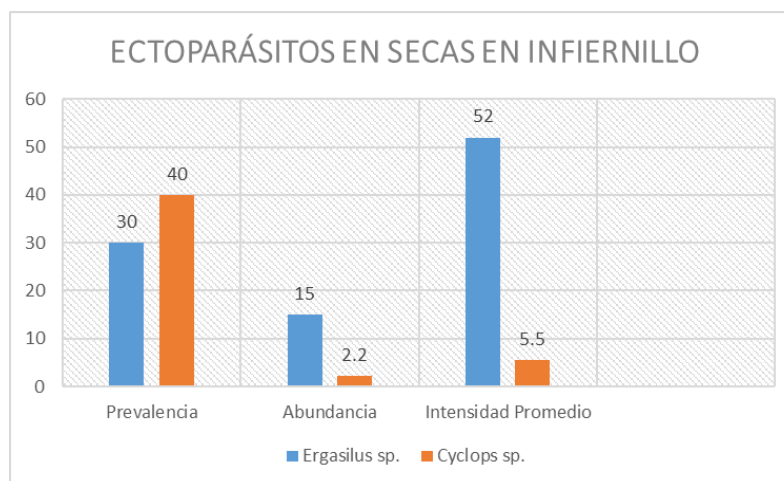


Figura 36. Ectoparásitos en temporada de secas.

En la Presa El Gallo, en el bagre, *Dactylogyrus* sp. presentó una prevalencia de 11.53 %, una abundancia de 0.53 y una intensidad promedio de 4.66 (Figura 37).

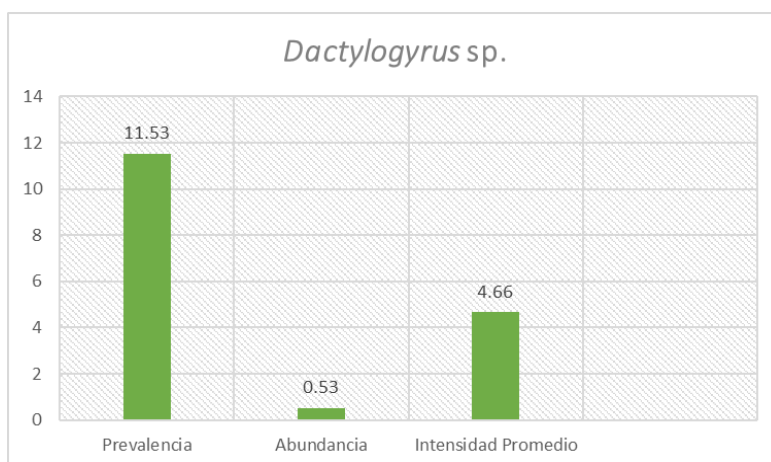


Figura 37. Infección de *Dactylogyrus* sp. en temporada de secas.

8.4.5. Caracterización de endoparásitos en temporada de lluvias en tilapia.

8.4.5.1. Caracterización de ectoparásitos en temporada de lluvias en la Presa "El Infiernillo".

En la Presa El Infiernillo, en la tilapia, *Ergasilus* sp. presentó una prevalencia de 2.56 %, una abundancia de 0.025 y una intensidad promedio de 0.025 (Figura 38).

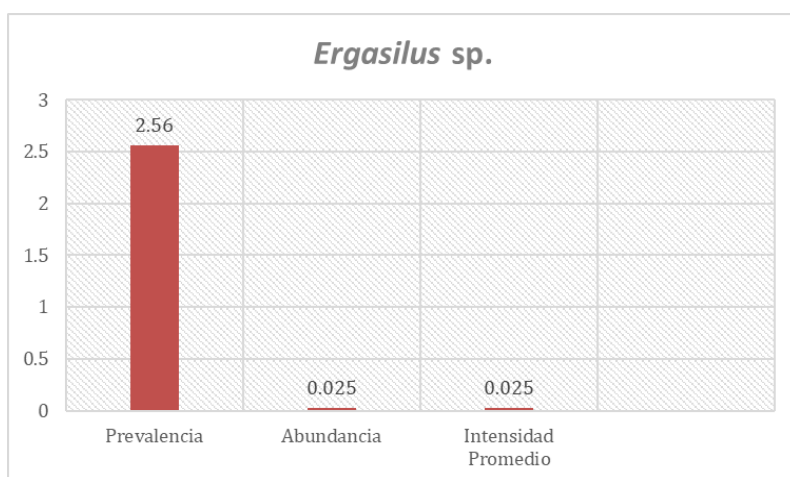


Figura 38. Niveles de infección de *Ergasilus* sp. en temporada de lluvias.

8.4.5.2. Caracterización de endoparásitos en temporada de lluvias en la Presa “El Gallo”.

En la Presa El Gallo, en la tilapia, *Contracaecum* sp. presentó una prevalencia de 2.77 %, una abundancia de 0.33 y una intensidad promedio de 12 (Figura 39).

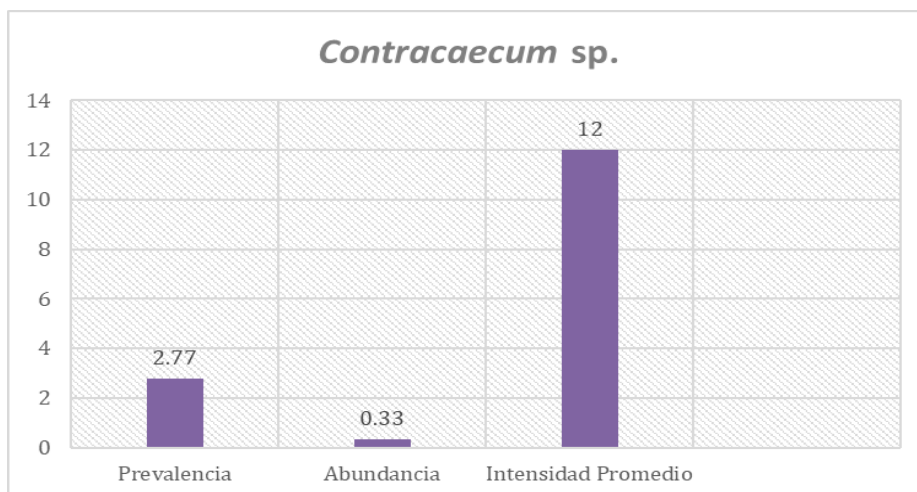


Figura 39. Infección de *Contracaecum* sp. en temporada de lluvias.

8.5. Diversidad alfa y beta de parásitos.

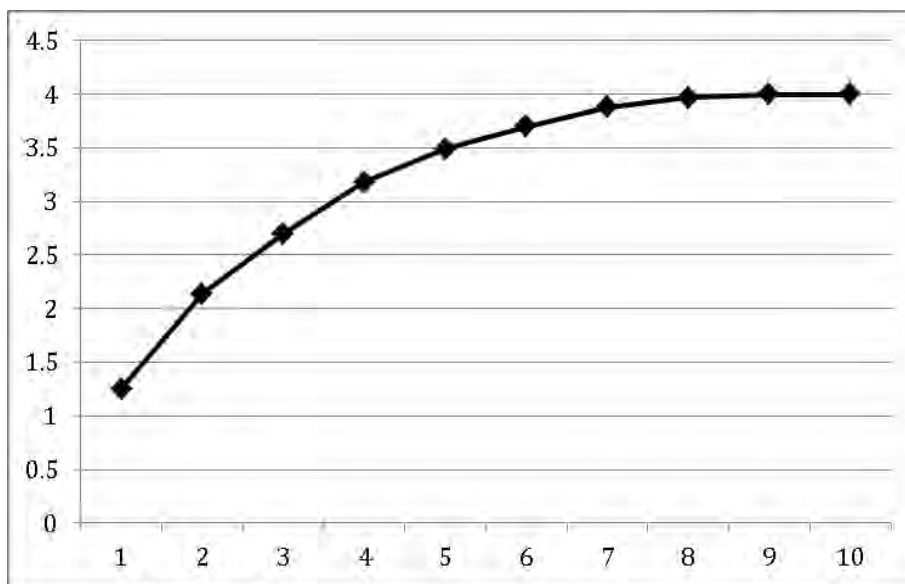


Figura 40. Curva de rarefacción, para los metazoarios parásitos de *Ictalurus* spp. en la Presa El Gallo.

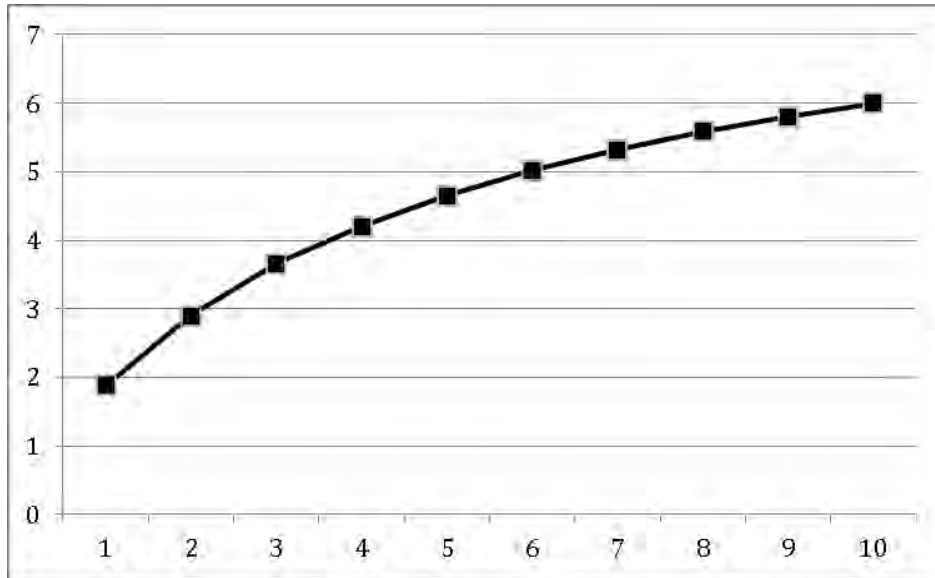


Figura 41. Curva de rarefacción, para los metazoarios parásitos de *Ictalurus* spp. en la Presa El Infiernillo.

	<i>H'</i>	Chao 2
El Gallo	0.12	4
Infiernillo	0.82	6.45

Cuadro 4. Valores de diversidad *H'* (Shannon) y estimación de especies.

Se obtuvieron los valores de diversidad *H'* (Shannon) y estimación de especies mediante Chao2 para los metazoarios parásitos de *Ictalurus* (cuadro 4). El valor de diversidad Beta (Índice de Jaccard) fue de 0.666 (=Tasa de recambio alta 1/3 de las especies), mientras que las especies compartidas entre las dos localidades es de 4.

8.6. Análisis de varianza.

One-way ANOVA: Endoparásitos versus sitios de muestreo.

Source	DF	SS	MS	F	P
C2	1	9987	9987	6,26	0,016
Error	41	65463	1597		
Total	42	75451			

Grouping Information Using Fisher Method

C2	N	Mean	Grouping
2	32	37,66	A
1	11	2,73	B

Esto indica que sí hay diferencias significativas entre los bagres de El Infiernillo y los de El Gallo, siendo más prevalente los endoparásitos de El Gallo.

One-way ANOVA: Ectoparásitos versus sitios de muestreo.

Source	DF	SS	MS	F	P
C13	1	73,1	73,1	1,85	0,190
Error	19	752,7	39,6		
Total	20	825,8			

Grouping Information Using Fisher Method

C13	N	Mean	Grouping
1	18	10,000	A
2	3	4,667	A

Para el caso de los ectoparásitos del bagre de El Infiernillo y El Gallo, no existen diferencias significativas.

One-way ANOVA: Parásitos versus estación del año.

Source	DF	SS	MS	F	P
C26	1	1854	1854	1,35	0,252
Error	40	54976	1374		
Total	41	56831			

Grouping Information Using Fisher Method

C26	N	Mean	Grouping
2	32	26,00	A
1	10	10,40	A

Para el caso de las estaciones del año, a pesar de no existir diferencias significativas con respecto a los parásitos promedio por temporada, se observa a los peces infectados y el número de parásitos por temporada es muy evidente que la temporada de lluvias es donde se observa un mayor número de parásitos, a pesar de no presentar una diferencia significativa en el análisis estadístico

9. DISCUSIÓN

El presente estudio es el primero enfocado a caracterizar los parásitos de *Oreochromis spp.* e *Ictalurus spp.* de las poblaciones de la Presa El Gallo y El Infiernillo. En él se determinó que el sitio con más prevalencia de parásitos helmintos fue la Presa El Gallo, contando con un 53 %, mientras que la Presa El Infiernillo presentó mayor prevalencia de copépodos (31 %). La tilapia fue el hospedero con menor prevalencia, abundancia e intensidad promedio, ya que contó con poca presencia de parásitos (12 individuos que corresponden al género *Contracaecum* y un copépodo: *Ergasilus* sp.). Cabe mencionar que los registros de los parásitos en ambos huéspedes (*Contracaecum* sp., *Corallobothrium* sp., *Megathylacoides* sp. y *Dactylogyrus* sp.) representan nuevos registros de los parásitos para la Presa El Gallo.

La Presa El Infiernillo presentó un nivel bajo de infección, mientras que la Presa El Gallo tuvo un nivel más alto. Posiblemente las diferencias en los hábitos alimenticios entre los hospederos, los bagres son peces de fondo omnívoros y las tilapias con tendencia herbívora (FAO, 2014) se relacione con dichas diferencias. Por ello los bagres albergaron mayor carga parasitaria, en particular los procedentes de la presa El Gallo. Por otro lado, en la estación de lluvias se encontró la mayor infección en la presa El Gallo, lo que puede deberse a que en esta temporada existe un mayor arrastre de materia orgánica y con ello la presencia de alimento para huéspedes intermediarios (Violante *et al.* 2009). También es importante considerar que la calidad del agua de la Presa El Gallo presenta niveles de contaminación por desechos domésticos del municipio (aguas negras y productos agrícolas), lo que puede favorecer la infección de hospederos (Osuna *et al.* 2015).

La comunidad de parásitos encontrados en este trabajo (un nematodo: *Contracaecum* sp., dos de cestodos: *Corallobothrium* sp. y *Megathylacoides* sp., dos copépodos: *Ergasilus* sp. y *Cyclops* sp y un monogéneo: *Dactylogyrus* sp.), coincide con registros previos de diversos estudios en *Oreochromis* spp. (Jímenez *et al.* 1988; Álvarez, 2017). En estos estudios se encontró al helminto *Contracaecum* sp. En estudios enfocados en bagres (*Ictalurus* spp.) (Pérez-Ponce de León y Choudhury, 2002; Rosas-Valdez y Pérez-Ponce de León, 2008; Galaviz

et al. 2013), se han reportado los cestodos *Corallobothrium* sp. y *Megathylacoides* sp. y al nematodo *Contracaecum* sp.

En cuanto a los crustáceos, Rábago-Castro (2010) y Galaviz *et al.* (2013), examinaron a *Ictalurus* spp., y registraron al copépodo *Ergasilus* sp., en contraste, este estudio lo identificó en *Oreochromis* spp, así como al monogéneo *Dactylogyrus* sp., mientras que los autores antes mencionados encontraron a los monogéneos *Ligictaluridus floridanus* y *Corallobothrium* sp. en el bagre.

Los helmintos con mayores parámetros de infección ocurren en la Presa El Gallo:

Contracaecum sp. (53 % de prevalencia, 19 de abundancia y 35 de intensidad promedio), comparativamente con lo registrado por Álvarez (2017), encuentra a este cestodo, con una prevalencia del 12 %, abundancia de 0.36 y una intensidad promedio de 3.

Corallobothrium sp. (2 % de prevalencia, 0.02 de abundancia y 1 de intensidad promedio). Además presentó menor prevalencia en comparación de Rábago-Castro (2010) que lo caracterizó con un 8.8 %.

En cuanto a los copéodos con mayores prevalencias fueron:

Ergasilus sp. con el 31 % y *Cyclops* sp. presentó el 12 % de la Presa El Infiernillo, estos valores fueron más bajos en relación a lo encontrado por Rábago-Castro (2010) y Galaviz *et al.* (2013) quienes reportan la presencia de este parásito con una prevalencia del 18 % y del 29 %, valores superiores al del presente este estudio.

Los ectoparásitos encontrados en ambas especies de hospederos pertenecen al grupo de los crustáceos y el número de especies difiere entre ellos, los bagres presentan mayor diversidad; posiblemente por sus hábitos, nichos y la diferencia de sistemas de defensa en la piel ya que los bagres poseen una piel desnuda, mientras que las tilapias poseen escamas.

Violante *et al.* (2009) señalan que las variaciones ambientales determinan si existen condiciones favorables para la transmisión de parásitos en las estaciones seco-lluvioso. En este trabajo se obtuvo mayor abundancia de parásitos en temporada de lluvia, debido posiblemente a la disponibilidad de huéspedes intermediarios, presencia de materia orgánica y presencia de plantas acuáticas que permitieron la anidación de aves y ofrecieron refugio para otros organismos que permitan que los parásitos completen sus ciclos de vida. *Contracaecum* sp. parásito de aves en estadio adulto fue el helminto que presentó mayor prevalencia durante la época secas y lluvias, factor que sugiere que las aves ictiófagas están presentes durante todo el año capturando alimento.

De acuerdo con la curva de estimación de especies y la curva de rarefacción, el esfuerzo de muestreo en la Presa El Gallo se acerca al inventario completo, mientras que en la Presa El Infiernillo no ocurre esto, por lo que se requiere más esfuerzo de muestreo para lograr un inventario completo (Escalante, 2003).

Ambas presas presentaron bajos niveles de diversidad de especies, donde El Gallo contó con el valor más bajo 0.12, en comparación a El Infiernillo tuvo el valor de 0.82. Además, los dos sitios de muestreo tienen la misma composición de especies; comparten a cuatro especies (*Dactylogyrus* sp., *Megathylacoides* sp., *Corallobothrium* sp. y *Contracaceum* sp.).

De acuerdo al análisis de varianza, se determinó que existen diferencias significativas en los helmintos del bagre presentes en ambos cuerpos de agua, con una mayor prevalencia en la Presa El Gallo, y con una media de 32, mientras que para El Infiernillo fue de 2.73. Esto puede deberse a la disponibilidad de huéspedes intermediarios, la presencia de materia orgánica y de aves ictiófagas. En cuanto a los copépodos, en ambas presas, no se encontraron diferencias significativas, la Presa El Gallo tuvo una media de 10 y El Infiernillo de 4.6. Referente a la tilapia no se puede decir lo mismo, porque los datos obtenidos son muy pocos. Respecto a las temporadas secas-lluvias no hay diferencias significativas, pero sí se observa peces infectados.

Acha y Szyfres (2003) mencionan que hay enfermedades como la helmintiasis: trematodiasis, cestodiasis y nematodiasis que en condiciones naturales se transmiten de los animales vertebrados al hombre. Es importante señalar que es posible que todas las especies de helmintos parásitos pueden llegar al cuerpo humano mediante el consumo de alimentos crudos o la ingesta de vísceras, sin embargo, no todas pueden infectar al ser humano ni causar daño. En este estudio, en las Presas El Gallo y El Infiernillo sólo se encontró al nematodo *Contracaecum* sp. con capacidad de infectar al humano. Está considerada una especie zoonótica en su estado larvario (L3); si bien, el humano es un hospedero accidental y en caso de suceder, esta especie provoca una infección conocida como anisakiasis. Esta parasitosis se adquiere al ingerir pescado crudo o mal cocinado, debido a que el hábitat suelen ser los tejidos internos y el mesenterio. Una vez ingerida la larva, pueden ocurrir cuadros clínicos de intensidad variable como lo son: náuseas, dolor abdominal, fiebre, cuadros alérgicos (anafilaxia) caracterizados por urticaria, edema de glotis, broncoconstricción y en casos muy severos, choque anafiláctico (García *et al.* 2010). Sin embargo, esto se puede prevenir mediante la ingesta de pescado (tilapia) cocinado, ya sea cocido o frito.

10. CONCLUSIONES

Los resultados del presente trabajo (bajos índices de infección y bajo riesgo de adquisición de parásitos de importancia zoonótica), permiten establecer que la producción de tilapia y bagre en los embalses no se ve afectada por la parasitosis y es posible su comercialización sin riesgo, siempre y cuando estos peces se cultiven en una acuicultura sana.

11. LITERATURA CITADA

- Acha, P. N. y Szyfres, B. 2003. **Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales.** *Publicación científica*. Vol. III. Parasitosis. Organización Panamericana de la Salud. E.U.A.
- Álvarez, P. A. 2017. **Helminthos parásitos de la ictiofauna de los manantiales y cuerpos de agua aledaños en Teuchitlán, Jalisco.** Tesis de licenciatura. Facultad de Biología. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. México.
- Antaramian, E. y Muzquiz E. 1993. **Fundamentos de climatología.** Morelia, UMSNH. Atlas geográfico del estado de Michoacán, 2003; 199-200.
- Balbuena, R. E. D. y Rios, M. V. M. 2011. **Manual básico de sanidad piscícola.** Ministerio de agricultura y ganadería. Uruguay. 52 pp.
- Barber, I. y Poulin, R. 2002. **Interactions between fish, parasites and disease.** *In The Handbook of Fish and Fisheries.* Wiley. pp. 359-389.
- Bush, O. B., Lafferty, D. K., Lotz, M. J. & Shostak, W. A. 1997. **Parasitology meets ecology on its own terms: margolis et al. revisited.** *The Journal of Parasitology.* Vol. 83. No. 4.
- Caspeta-Mandujado. J. M. 2005. **Nematode parasites of freshwater fish in Mexico: key to species, descriptions and distribution.** 1° edición. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. ISBN 968-878-201-7.
- Colwell, R. K. 2013. **EstimatesS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples.** Version 9. Persistent URL <purl.oclc.org/estimates>.
- Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) 2014. **Programa de Manejo Reserva de la Biosfera Zicuirán-Infiernillo.** México. 264 pp.
- Crespo, J. F. y Crespo, R. F. 2003. **Monogeneos, parásitos de peces en México: estudio recapitulativo.** *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 41(2).
- De León, G. P. P., Rosas-Valdez, R., Mendoza-Garfias, B., Aguilar-Aguilar, R. y Falcón-Ordaz, J. 2009. **Survey of the endohelminth parasites of freshwater fishes in the upper Mezquital River Basin, Durango State, México.** *Zootaxa*, 2164(1), 1-20.
- Escalante, T. 2003. **¿Cuántas especies hay? Los estimadores no paramétricos de Chao.** *Elementos.* Vol. 52. p. 53-56.

- FAO. 2014. **El estado mundial de la pesca y la acuicultura**. Roma. 253 pp.
- García, H. A., Chavacán A. M. y Castro, F. A. 2010. **Principales ictiozoonosis parásitarias**. 10 p.p.
- Galaviz, S. L., Molina, G. Z. J., Escobar, G. B. e Iruegas, B. J. 2013. **Metazoarios parásitos del bagre de canal (*Ictalurus punctatus*) de tres presas en Nuevo León, México**. *Hidrobiológica*. Vol. 23. No. 3.
- Jiménez, B. L. 1999. **Análisis de la pesquería de tilapia, *Oreochromis* spp. (Pisces: Cichlidae) en la presa Adolfo López Mateos, Michoacán-Guerrero**. Tesis Doctoral. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM. México.
- Jiménez, F., Fernández, H., Segovia, S., Lucio, G., Iruegas, F., Adame, J. y Salinas, N. 1988. **Parásitos y enfermedades de la tilapia**. *Publicación Técnica*, (3).
- Jiménez-Badillo, M. y Nepita-Villanueva M. R. 2000. **Espectro trófico de la tilapia *Oreochromis aureus* en la Presa Infiernillo, Michoacán-Guerrero**. México. *Biología Tropical*. 48, 2-3.
- Jiménez-Guzmán, F., Galaviz-Silva, L., Segovia-Salinas, F., Garza-Fernández, H. y Wesche-Ebeling, P. 1988. **Parásitos y enfermedades del bagre**. Mexico, D.F: Secretaría de Pesca. 138 pp.
- Khan, R. A. y Thulin, J. 1991. **Influence of pollution on parasites of aquatic animals**. *In Advances in parasitology* (Vol. 30, pp. 201-238). Academic Press.
- Lamothe-Argumedo, R. 1994. **Importancia de la helmintología en el desarrollo de la acuicultura**. *Anales del Instituto de Biología*. México. Ser. *Zool*. 65 (1):195-200.
- Lamothe-Argumedo, R. 1997. **Manual de Técnicas para preparar y estudiar los parásitos de animales silvestres**. México: ISBN: 968-463-088-3.
- Lima, C. y Howgate, P. 2011. **Fishborne zoonotic parasites and aquaculture**. Brazil. *Aquaculture*. 318: 253-261.
- Li, K., Clausen, J. H., Murrell, K. D., Liu, L. y Dalsgaard, A. 2013. **Risks for fishborne zoonotic trematodes in tilapia production systems in Guangdong province, China**. *Veterinary parasitology*, 198(1-2), 223-229.

- Madrigal, S. X. 1997. **Ubicación fisiográfica de la vegetación en Michoacán, México.** *Ciencia Nicolaita* 15: 83-96.
- Magurran, A. E. 2004. **Magurran Measuring Biological Diversity Blackwell Publishing, London.**
- Mendoza, R., Contreras, S., Ramírez, C., Kolerff, P., Álvarez, P. y Aguilar, V. 2007. **Los peces diablo: Especies invasoras de alto impacto.** CONABIO *Biodiversitas* 70 2-5.
- Miracle, M. R. 2015. **Clase Maxillopoda: Copepoda.** Valencia, España. *Revista IDE-SEA*. 95:1-19.
- Orbe, M. A., Romero, A. C. A. y Acevedo, G. J. 1999. **Producción y rendimiento pesquero en la Presa Adolfo López Mateos (El infiernillo), Michoacán-Guerrero, México.** *Hidrobiológica* 9(1):1-8.
- Osuna-Paredes, C., Arredondo-Vargas, E., Fuerte-Velázquez y Pérez-Juárez, A. 2015. **Evaluación de la pesquería de la presa El Gallo, Guerrero-Michoacán, México: Un enfoque integral con los aspectos limnológicos y socioeconómicos.** Informe de Investigación (documento interno), Instituto Nacional de Pesca. 66 pp.
- Paredes-Trujillo, A., Velázquez-Abunader, I., Torres-Irineo, E., Romero, D., y Vidal-Martínez, V. M. 2016. **Geographical distribution of protozoan and metazoan parasites of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) (Perciformes: Cichlidae) in Yucatán, México.** *Parasites & vectors*, 9(1), 66.
- Pérez-Ponce de León, G., y García Prieto, L. 2001. **Diversidad de helmintos parásitos de vertebrados silvestres de México.** CONABIO. *Biodiversitas* 37:7-11.
- Pérez-Ponce de León, G. y Choudhury, A. 2002. **Adult endohelminth parasites of ictalurid fishes (*Osteichthyes: Ictaluridae*) in México: empirical evidence for biogeographical patterns.** *Comparative Parasitology*, 69 (1), 10-19.
- Pla, L. 2006. **Biodiversidad: Inferencia basada en el índice de Shannon y la riqueza.** *Interciencia*. 31(8), 583-590.
- Programa de Manejo Reserva de la Biosfera Zicuirán-Infiernillo, 2014. **Reserva de la Biosfera de Zicuirán-Infiernillo.** México, 264 p.p

- Rábago-Castro, J. L. 2010. **Monitoreo y distribución de infecciones bacterianas y parasitarias en el cultivo de bagre *Ictalurus punctatus* en Tamaulipas.** Tesis Doctoral. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Rohde K. 1984. **Ecology of marine parasites.** Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg. 37:5-33.
- Rosas-Valdez, R. y Pérez-Ponce de León, G. 2008. **Composición taxonómica de los helmintos parásitos de ictalúridos y heptaptéridos (*Osteichthyes: Siluriformes*) de México, con una hipótesis de homología biogeográfica primaria.** *Revista Mexicana de biodiversidad*, 79(2), 473-499.
- Salgado-Maldonado, G. y Rubio-Godoy, M. 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. 269-285 pp.
- Saavedra-Martínez, M. A. 2006. **Manejo del cultivo de tilapia.** Documentación. Centro de Investigaciones de Ecosistemas Acuáticos (CIDEA-UCA), Managua.
- Schmidt, D. G. 1986. **Handbook of tapeworm identification.** CRC Press, Inc. Segunda edición. Florida. 675 pp.
- Scholz, T., Rosas, V. R., Pérez-Ponce de León, G., Choudhury, A. y Chambrier, A. 2003. **Taxonomic status of *Choanoscolex lamothei* García-Prieto, 1990 (*Cestoda: Proteocephalidea*) using morphological and molecular evidence.** *Journal of Parasitology*. 89, 6. 1212-1220.
- Soler-Jiménez, L. C., Paredes-Trujillo, A. I. y Vidal-Martínez, V. M. 2017. **Helminth parasites of finfish commercial aquaculture in Latin America.** *Journal of helminthology*, 91(2), 110-136.
- Trewavas, E. 1983. **Tilapiine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia*.** British Mus. Nat. Hist., London, UK. 583 p.
- Valles-Vega, G. I. 2011. **Supervivencia de larvas III *Contracaecum multipapillatum* sensu lato (*nematoda: anisakidae*) de lisas (pisces: *mugilidae*) en diferentes medios culinarios**

- y aspectos sobre su ciclo de vida en la Paz, B.C.S.** Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Baja California Sur. La Paz, Baja California Sur. 90 pp.
- Violante-González, J., Aguirre-Macedo, M., y Rojas-Herrera, A. 2008. **Comunidad de parásitos metazoarios de la charra *Cichlasoma trimaculatum* en la laguna de Tres Palos, Guerrero, México.** *Revista mexicana de biodiversidad*, 79(2), 405-412.
- Violante-González, J., Aguirre-Macedo, M. L., Rojas-Herrera, A. y Guerrero, S. G. 2009. **Metazoan parasite community of blue sea catfish, *Sciades guatemalensis* (Ariidae), from Tres Palos Lagoon, Guerrero, México.** *Parasitology research*, 105(4), 997-1005.
- Wiriya, B., Claisen, J. H., Inpankaew, T., Thaenkham, U., Jittapalapong, S., Satapornvanit, K. y Dalsgaard, A. 2013. **Fish-borne trematodes in cultured Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and wild-caught fish from Thailand.** *Veterinary parasitology*. 198 (1-2).

12. ANEXOS

12.1. HOSPEDEROS ANALIZADOS.



Figura 42. *Oreochromis* spp (Francisco, 2018).



Figura 43. *Ictalurus* spp (Francisco, 2018).

12.2. SITIOS DE MUESTREO.



Figura 44. Plantas acuáticas en El Gallo (Francisco, 2018).



Figura 45. Presa El Gallo, Guerrero, México (Francisco, 2018).



Figura 46. Presa El Infiernillo, Michoacán, México (Francisco, 2018).



Figura 47. Temporada de secas en El Infiernillo (Francisco, 2018).

12.3. TRABAJO EN CAMPO.



Figura 48. Toma de medidas morfométricas (Francisco, 2018).



Figura 49. Método de necropsia (Francisco, 2018).

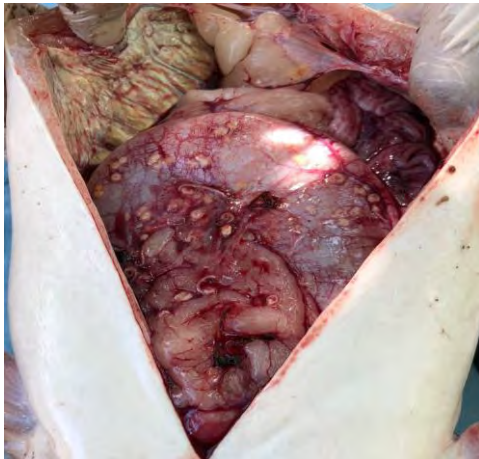


Figura 50. Parásitos en *Ictalurus* spp. (Francisco, 2018).



Figura 51. Separación de órganos (Francisco, 2018).



Figura 52. Branquias en formol al 4 % (Francisco, 2018).



Figura 53. Revisión de órganos bajo el microscópio estereoscópico (Francisco, 2018).

12.4. TRABAJO EN EL LABORATORIO.



Figura 54. Parásitos antes de ser aclarados y fijados (Francisco, 2019).

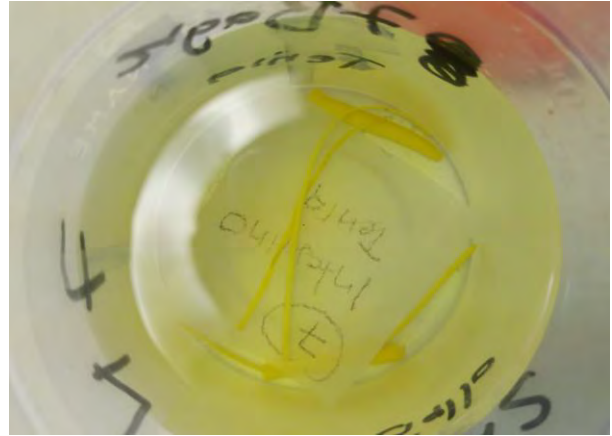


Figura 55. Aplanado de cestodos mediante el líquido de bouin (Francisco, 2019).



Figura 56. Limpieza y conteo de parásitos (Francisco, 2019).

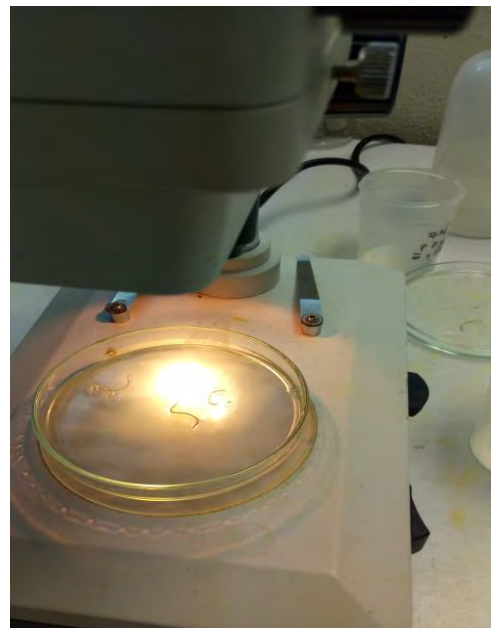


Figura 57. Análisis de parásitos bajo el microscopio estereoscópico (Francisco, 2019).



Figura 58. Identificación de especies mediante el uso de claves taxonómicas (Francisco, 2018).

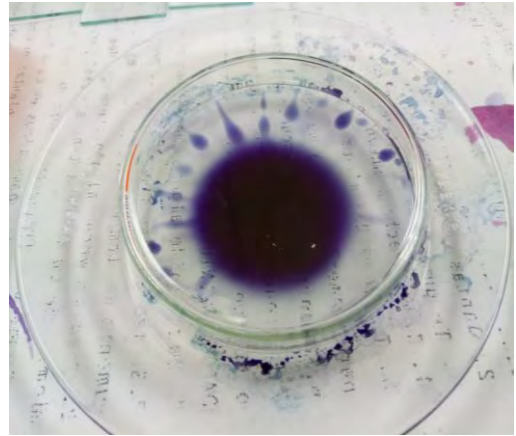


Figura 59. Solución madre para la técnica Tricómica de Gomori (Francisco, 2019).



Figura 60. Aclaración de cestodos en salicilato de metilo (Francisco, 2019).



Figura 61. Secado de parásitos, con la ayuda de un horno especializado (Francisco, 2019).