

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIRIQUÍ  
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y EXACTAS  
ESCUELA DE BIOLOGÍA

IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS Y ECTOPARÁSITOS EN PECES (CLASE  
PISCES, SUBCLASE OSTEICHTHYES) DE LA CUENCA BAJA DEL RIO DAVID,  
CHIRIQUÍ, PANAMÁ.

PRESENTADO POR:  
NYDIA ROSANA VALDÉS  
C.I.P.: 4-763-78

TRABAJO DE GRADUACIÓN PARA OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIADA EN  
BIOLOGÍA.

ASESOR:  
Dr. ROGELIO SANTANACH

COASESORES:  
M.Sc. OSIRIS MURCIA.  
M.Sc. GUSTAVO GUERRA.

DAVID, CHIRIQUÍ  
REPÚBLICA DE PANAMÁ

2022

## DEDICATORIA

A Dios, ya que gracias a él he logrado concluir mi carrera.

A mi madre Aura por su amor incondicional, a mi papá Enrique por apoyarme siempre con mis estudios.

A mi tía Mercedes y mi prima Yanina por brindarme su ayuda en momentos difíciles.

Nydia Rosana Valdés

RJJT 4829 e. 1

## **AGRADECIMIENTOS**

A Dios por todas sus bendiciones.

A mi familia. que de alguna u otra forma han contribuido al desarrollo de mi carrera como profesional.

A mi asesor, el Dr. Rogelio Santanach, por su infinita paciencia, dedicación y experiencia que ayudaron al desarrollo de este trabajo de graduación.

A mi gran amigo incondicional Kevin Camarena por ayudarme con los muestreos y las fotos.

A mis amigos, compañeros y a todas aquellas personas que de una u otra manera han contribuido para el logro de mis objetivos.

## ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	2
AGRADECIMIENTOS .....	3
ÍNDICE GENERAL .....	4
ÍNDICE DE CUADROS .....	7
ÍNDICE DE FIGURAS .....	8
RESUMEN .....	11
INTRODUCCIÓN .....	12
ANTECEDENTES .....	13
I. MARCO TEÓRICO .....	16
1.1 GENERALIDADES DE LOS PECES.....	16
1.2 GENERALIDADES DE LOS PARÁSITOS .....	18
1.3 CLASIFICACION DE LOS PARÁSITOS .....	18
1.3.1 Phyllum Protozoa .....	18
1.3.2 Phyllum Platyhelminthes .....	19
1.3.3 Clase Trematoda.....	19
1.3.4 Clase Monogenea .....	22
1.3.5 Clase Cestoda.....	23
1.3.6 Phyllum Nematoda .....	24
1.4 PARÁSITOS MAS FRECUENTES EN PECES DULCEACCOLAS.....	25

II.	JUSTIFICACIÓN .....	26
III.	OBJETIVOS .....	27
	3.1 OBJETIVO GENERAL .....	27
	3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	27
IV.	DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO .....	28
V.	MATERIALES Y METODOLOGÍA .....	30
	5.1 Metodología de campo .....	30
	5.2 Procesamiento de las muestras.....	30
	5.2.3 Revisión del cuerpo de cada hospedador .....	31
	5.2.4 Revisión de los órganos internos .....	32
	5.3 Técnicas de fijación .....	32
	5.4 Almacenamiento y etiquetado de las muestras helmintológicas.....	33
	5.5 Tinción de muestras helmintológicas .....	33
	5.5.1 Tinción con Hematoxilina Delafield .....	33
	5.5.2 Técnica de aclaración de nemátodos.....	35
	5.6 Identificación y almacenamiento de las muestras.....	35
	5.7 Análisis estadísticos.....	36
	5.8 Parámetros Ecológicos .....	36
	5.9 Descripción de los hospedadores.....	37
VI.	RESULTADOS .....	43

6.1 Descripción de parásitos encontrados en el estudio.....	43
6.1.1 <i>Clinostomum complanatum</i> .....	43
6.1.2 <i>Cladocystis trifolium</i> .....	45
6.1.3 <i>Rondonia rondoni</i> .....	47
6.1.4 <i>Raillietnema kritscheri</i> .....	49
6.1.5 Criptogonimidae gen. sp. ....	51
6.1.6 <i>Crassicutis cichlasomae</i> .....	53
6.1.7 <i>Posthodiplostomum minimum</i> .....	55
6.1.8 <i>Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae</i> .....	57
6.1.9 <i>Dactylogyrus</i> sp.....	59
6.1.10 <i>Atrophecaecum</i> sp. ....	61
6.2 Localización de los parásitos por hospedadores .....	62
6.3 Parámetros ecológicos .....	64
6.4 Índice de Shanon-Weaver .....	65
VII. DISCUSIÓN .....	66
VIII. CONCLUSIONES .....	70
IX. RECOMENDACIONES.....	71
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	72
XI. ANEXOS .....	81

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Medidas corporales de <i>Cladocystis trifolium</i> .....	45
Cuadro 2. Medidas corporales de <i>Rondonia rondoni</i> .....	48
Cuadro 3. Medidas corporales de <i>Raillietnema kritscheri</i> .....	49
Cuadro 4. Medidas corporales de <i>Crassicutis cichlasomae</i> .....	54
Cuadro 5. Medidas corporales de <i>Posthodiplostomum minimum</i> .....	56
Cuadro 6. Regiones anatómicas afectadas por diversos parásitos en diferentes hospedadores colectados.....	62
Cuadro 7. Parámetros ecológicos de los parásitos observados en los diferentes hospedadores colectados.....	64

## ÍNDICE DE FIGURAS

Fig.1. Anatomía externa e interna de un pez óseo. (IES Abastos, Valencia) .....	17
Fig.2. Esquema general de un tremátodo. Tomado de (Moreno <i>et al.</i> , 2011). .....	20
Fig.3. Ciclo biológico de <i>Clonorchis sinensis</i> . Tomado de (Centers for Disease Control and Prevention, 2010).....	21
Fig.4. Ciclo de vida de <i>Dactylogyrus</i> sp., a. adultos; b. huevo; c. oncomiracidio. Tomado de (Drago & Núñez, 2014). .....	22
Fig.5. Ciclo biológico de <i>Taenia saginata</i> y <i>Taenia solium</i> . Tomado de (Centers for Disease Control and Prevention, 2010).....	23
Fig.6. Estructuras morfológicas de un nemátodo. Tomado de (Márquez Lara, 2020). .....	24
Fig.7. Mapa general del sitio de estudio. Tomado de (Google Maps, 2021). .....	28
Fig.8. Sitio de estudio. Tomado de (Google Maps, 2021). .....	29
Fig. 9. <i>Agnostomus monticola</i> .....	37
Fig.10. <i>Aequidens coeruleopunctatus</i> . .....	38
Fig.11. <i>Tomocichla sieboldii</i> . .....	39
Fig.12. <i>Astyanax fasciatus</i> .....	40
Fig.13. <i>Gobiomorus</i> sp. ....	41
Fig.14. <i>Rhamdia guatemalensis</i> . .....	42
Fig.15. <i>Clinostomum complanatum</i> . .....	44

Fig.16. <i>Cladocystis trifolium</i> .....	46
Fig.17. <i>Rondonia rondoni</i> .....	48
Fig.18. <i>Raillietnema kritscheri</i> .....	50
Fig.19. Criptogonimidae gen. sp.....	52
Fig.20. <i>Crassicutis cichlasomae</i> .....	54
Fig.21. <i>Posthodiplostomum minimum</i> .....	56
Fig.22. <i>Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae</i> .....	58
Fig.23. <i>Dactylogyrus</i> sp.....	60
Fig.24. Quiste de <i>Atrophecaecum</i> sp.....	61
Fig.25. Número de especies de parásitos por familia de peces afectado.....	63
Fig.26. Regiones anatómicas afectadas por los parásitos.....	63
Fig.27. Diversidad de parásitos por hospedadores.....	65
Fig.28. Tinción con Hematoxilina para tremátodos.....	81
Fig.29. Sitio de muestreo.....	82
Fig.30. Lanzamiento de atarraya.....	82
Fig.31. Captura y transporte de hospedadores.....	83
Fig.32. Revisión general de hospedadores.....	83
Fig.33. Equipo de disección.....	84
Fig.34. Reactivos.....	84
Fig.35. Medición del hospedador.....	85

Fig.36. Registro de peso de hospedadores.....	85
Fig.37. Punción cerebral .....	86
Fig.38. Revisión externa del hospedador .....	86
Fig.39. Hospedador parasitado .....	87
Fig.40. Revisión de la cavidad branquial.....	87
Fig.41. Revisión interna del hospedador .....	88
Fig.42. Órganos internos parasitados .....	88
Fig.43. Extracción de órganos para revisión .....	89
Fig.44. Extracción de parásitos .....	89
Fig.45. Arcos branquiales parasitados .....	90
Fig.46. Tinción de tremátodos con Hematoxilina.....	90
Fig.47. Diferenciación de tremátodos con Carbonato de Calcio.....	91
Fig.48. Aclarado de nemátodos con Glicerina.....	91

## RESUMEN

Este estudio fue realizado en la cuenca baja del Rio David, en los meses de enero a septiembre de 2018. Se identificaron 10 especies de parásitos, *Rondonia rondoni* (1649), *Raillietnema kritscheri* (370), *Clinostomum complanatum* (106), *Dactylogyrus* sp (67), *Cladocystis trifolium* (23), *Crassicutis cichlasomae* (9), Criptogonimidae gen. sp (1), *Postodiplostomum minimum* (1), *Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae* (1) y *Atrophecaecum* sp (1); con un total de 2228 parásitos cuantificados. El parásito más abundante fue *Rondonia rondoni* con una prevalencia de 44.4% y una intensidad promedio de 412.2. La familia Cichlidae registró una gran cantidad de parásitos, siendo la especie *Tomocichla sieboldii* con mayor especies de parásitos encontrados en la misma familia. Según el índice de biodiversidad de Shannon-Weaver, este sitio presentó baja diversidad de parásitos. Sin embargo, el hospedador con mayor diversidad de helmintos fue *Tomocichla sieboldii* ( $H': 1.609$ ). Los menos diversos fueron *Rhamdia guatemalensis* ( $H': 1.386$ ) y *Agnostomus monticola* ( $H': 1.099$ ). De los parásitos registrados en este estudio solo *Clinostomum complanatum* puede llegar a parasitar al hombre de manera accidental, esta especie ha sido reportada en varios países por el consumo de pescado crudo de agua dulce y salobre.

## INTRODUCCIÓN

El conocimiento de parásitos helmintos en peces de agua dulce ha sido motivo de estudio y preocupación desde hace mucho tiempo en varios países, principalmente por la importancia de los peces como fuente de alimentación para los humanos (Lamothe, 1986).

En Panamá, no se conoce el impacto de las comunidades acuáticas naturales, ya sea por la creación de represas en los ríos y por la contaminación de estos. Los estudios helmintológicos en estas poblaciones silvestres de peces son importantes desde el punto de vista de la relación entre el parásito y el hospedero. Esta interacción biótica afecta a las pesquerías e incluso la salud pública en algunos casos, requiere del conocimiento básico de las especies y su biología para su posible solución (Salgado & Osorio, 1987).

Se puede decir que, en Panamá, el estudio de parásitos en peces de agua dulce es incipiente, por lo tanto existe muy poca información, desconociéndose el impacto que pueda estar generando en las poblaciones naturales de peces, así como a las explotaciones comerciales, principalmente por la migración de aves piscívoras que interactúan entre ambos sistemas de producción; por lo que se hace de interés llevar a cabo esta investigación para dar a conocer los parásitos helmintos que afectan a los peces de agua dulce de importancia comercial, con el propósito de reducir pérdidas económicas y posiblemente efectos en la salud pública.

Los peces representan una importante fuente de alimento para la población rural y urbana de la provincia de Chiriquí; debido a esto es muy importante conocer los diferentes parásitos que estos pueden presentar, los cuales pueden afectar la salud de quienes lo consumen. Los parásitos se cuentan entre los animales más abundantes

sobre la tierra (Roberts & Janovy, 2009). Estos parásitos pueden habitar en prácticamente todos los órganos de los peces (Moravec, 1998). Para las personas que utilizan la pesca como fuente de ingresos esto puede generar considerables pérdidas económicas debido a la presencia de parásitos en la musculatura de los peces, comúnmente larvas de tercer estadio que son muy infecciosas si se consume la carne de pescado cruda o mal cocida (Moravec, 1998).

### **ANTECEDENTES**

El sector de la pesca artesanal ribereña representa una fuente vital de ingresos en Panamá. Esta actividad genera importantes aportes a la economía local y nacional. La provincia de Chiriquí se considera la tercera con mayor número de pescadores en el país, haciendo de esta actividad, la base de la economía familiar (ARAP, 2017).

La disponibilidad del recurso pesquero ha disminuido durante los últimos años en la Panamá, debido al incremento de la contaminación y otros factores ambientales (ARAP, 2017). Los pocos recursos que prevalecen para el consumo humano se ven alterados por la presencia de parásitos en sus órganos y tejidos.

Los parásitos son organismos que dependen de un hospedero para su nutrición y desarrollo, muchas veces esta relación no manifiesta alteraciones importantes en la fisiología del hospedero; pero si se han descubierto algunas enfermedades relacionadas con el consumo de peces crudos o mal cocidos, debido a la popularidad de algunos platos como el sushi y el ceviche (Cecopesca, 2012).

Actualmente en nuestro país existen escasos estudios relacionados con la presencia de parásitos en peces, por lo que la población carece de conocimientos suficientes acerca de los peligros que conlleva el consumo de estos organismos mal procesados. Uno de los estudios que han generado datos de interés sobre la parasitología en peces dulceacuícolas en nuestra provincia se llevó a cabo en la especie *Theraps sieboldii* (Cichlidae) encontrándose tres especies de Digenea (*Clinostomum complanatum*, *Crassicutis cichlasomae*, *Cladocyttis trifolium*) y 3 especies de Nemátodos (*Atractis vidali*, *Rhabdochona kidderi*) (Castillo & Cianca, 2013).

Otro de los estudios se basó en la determinación de la prevalencia Endoparasitaria y Ectoparasitaria en peces de la quebrada San Cristóbal, encontrándose una especie de Protista (*Entamoeba histolytica*), 2 especies de monogéneos (*Dactylogyrus* sp., *Roeboides* sp.), trece especies de Digenea (*Clinostomum complanatum*, *Diplostomidae* gen. sp., *Neascus* sp., *Sanguinicola* sp., *Ascocotyle tenuicollis*, *Ascocotyle* sp., *Centrocestus formosanus*., *Heterophyidae* gen. Sp., *Strigeididae* gen. sp., *Digenea* sp., *Crassicutis* sp., *Genarchella* sp., *Stunkardiella* sp., *Taenia* sp.), 8 especies de nemátodos (*Contraecum* sp., *Ascaridida* gen sp., *Rondonia* sp., *Spiroxys* sp., *Roeboides* sp., *Cucullanus* sp., *Capillaria* sp., *Pseudocapillaria tomentosa*), y 3 especies de Artrópodos (Copépodo gen. sp., Hydrachnidae gen. sp.), (Valdés & Vásquez, 2014). En la cuenca baja del Río Divalá, Chiriquí, se reportaron 18 especies de parásitos en 84 peces de las familias Cichlidae, Pimelodidae, Syngnathidae, Gobiidae, Poeciliidae, Gobiesocidae, Eleotriidae, Characidae. Los parásitos más abundantes fueron *Neascus* sp., *Clinostomum complanatum*, *Cucullanus mexicanus*, *Atractis bravoae*, *Orientattractis* sp. (Guerra, 2014).

Se realizó el primer estudio sobre transferencia de parásitos entre los peces nativos e introducidos, donde se encontró que solo dos especies de parásitos se transfirieron de peces nativos a introducidos (*R. kritscheri* y *D. compactum*) ambas especies de parásitos presentaron niveles de infección bajo. Por otro lado, un solo género de parásito no autóctono (*Trichodina* sp.) se logró translocar a los hospederos a los hospederos nativos (Corella, 2019). Se registraron 33 especies de parásitos, presentado mayor riqueza de especie el desagüe del cultivo con 25. Se registró un total de siete especies de parásitos nuevos para Panamá (*Myxobolus* sp., *Ambiphrya* sp *Trichodina* sp., *C. sclerosus.*, *Scutogyrus* sp., *Tylodelphys* sp., y *R. kritscheri*), (Corella, 2019).

## I. MARCO TEÓRICO

### 1.1 GENERALIDADES DE LOS PECES

Los peces son vertebrados acuáticos que utilizan branquias para obtener oxígeno del agua, poseen aletas con un número variable de elementos esqueléticos llamados radios y son ectotérmicos, es decir, que obtienen su calor corporal principalmente del ambiente (Thurman & Webber, 1984).

Los peces tienen la columna vertebral de cartílago o de hueso, pueden adaptarse para vivir en agua dulce o salada, la mayoría tiene aletas y casi todos tienen escamas, las cuales cubren y protegen su cuerpo. Además, cuentan con sistemas circulatorio, digestivo y nervioso muy bien desarrollados (Thurman & Webber, 1984).

Hay tres clases de peces: Agnatha, Chondrichthyes y Osteichthyes. La más primitiva de las tres clases es la de los peces sin mandíbula, (Agnatha). cuyos únicos representantes existentes son las lampreas y los mixinos o mixinos (Rubio-Godoy, 2010).

Los tiburones y las mantas (rayas), constituyen la clase Chondrichthyes Los peces con esqueleto cartilaginoso o condrictios, comprenden a los tiburones, las rayas y las quimeras los cuales aparecieron hace más de 450 millones de años, mucho antes que los primeros vertebrados se arrastraran sobre la tierra firme (Lamilla & Bustamante, 2005).

La clase más numerosa, es la Osteichthyes. Los peces de esta clase tienen un esqueleto hecho, casi totalmente, de hueso (Rubio-Godoy, 2010).

Los peces presentan una gran diversidad de formas, colores, tallas y conductas que les han permitido adaptarse a los diferentes rasgos de los ecosistemas acuáticos La

importancia de ellos radica en: su participación en el transporte de nutrientes entre especies y ecosistemas; su inclusión en las cadenas alimenticias e intervención en la polinización y transporte de semillas, además de que muchas especies son utilizadas para el consumo humano o bien como mascotas (Helfman *et al.*, 2009).

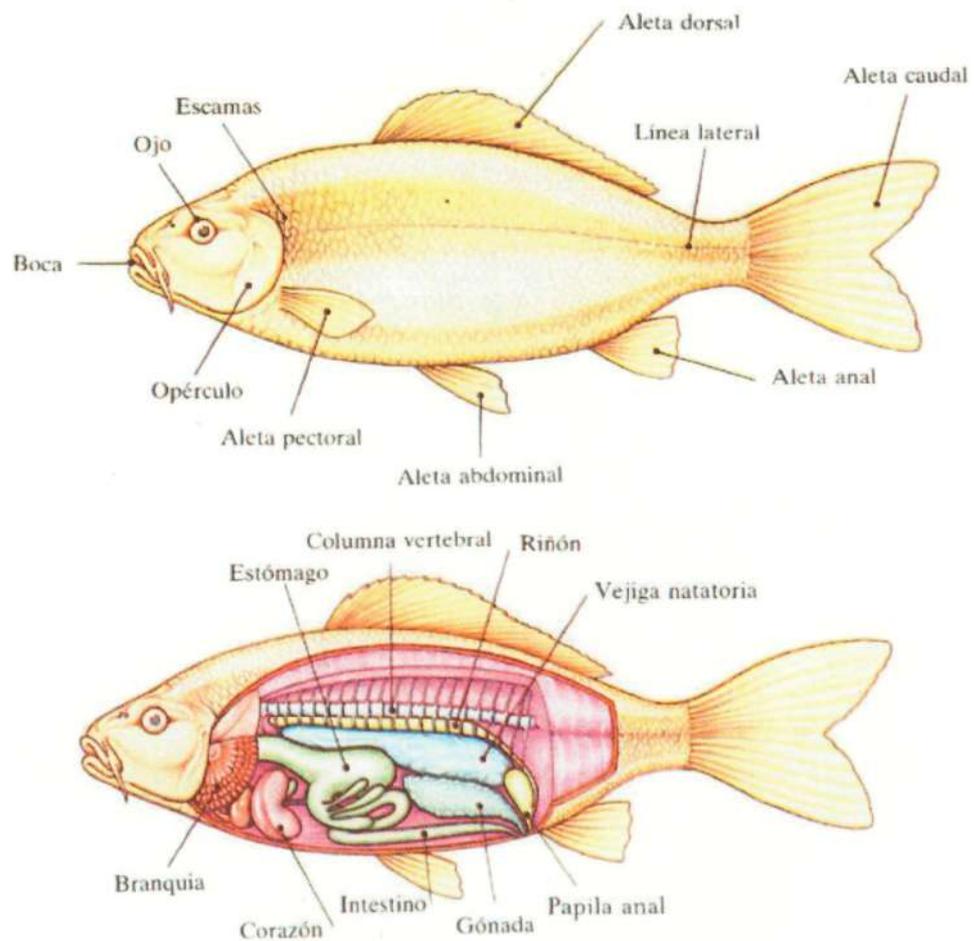


Fig 1. Anatomía externa e interna de un pez óseo. (IES Abastos, Valencia).

## **1.2 GENERALIDADES DE LOS PARÁSITOS**

Un parásito es aquel organismo que necesita de un hospedero para sobrevivir, del cual obtiene nutrientes sin ofrecer ningún beneficio a cambio (Cecopesca, 2012). Cuando el parásito entra en contacto con su hospedero, en este caso un pez, el sistema de defensa del mismo tiende a destruirlo y eliminarlo, convertirse en portador asintomático, o presentar síntomas graves de parasitismo; que pueden llevar a la muerte del hospedero (Girard de Kiminsky, 2011). En muchos casos el humano participa como un huésped accidental de este tipo de relación parasitaria, debido al consumo de carne de pescado parasitado y mal cocida (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, 2012).

## **1.3 CLASIFICACIÓN DE LOS PARÁSITOS**

Existen diferentes grupos de parásitos que afectan a los peces, estos se pueden clasificar según su localización en: endoparásitos, mesoparásitos y ectoparásitos; según su huésped en: monoxenos y heteroxenos; y según su forma de vida en: parásitos facultativos y parásitos obligados (Cecopesca, 2012).

### **1.3.1 Phylum Protozoa**

Son organismos unicelulares complejos, en su mayoría microscópicos. Estos son similares a la célula animal o vegetal básica, presentan características morfológicas y fisiológicas adicionales. Los protozoarios pueden tener uno o varios núcleos. Los núcleos múltiples pueden ser idénticos o divergentes (Bunkley & Williams, 1995).

Los protozoarios pueden tener formas de vida libre, y varias que van desde el comensalismo hasta parasitismo en la cual se asocian con plantas, animales y otros

protozoarios. Los protozoos que afectan a los peces no son conocidos por infectar al humano o por transmitir enfermedades microbianas a otros peces; sin embargo, el daño que se llega a producir en el huésped puede ser utilizados por otros organismos permitiendo el desarrollo de infección secundaria (Bunkley & Williams, 1995).

### **1.3.2 Phylum Platyhelminthes**

Son organismos aplanados dorsoventralmente, presentan simetría bilateral, son acelomados, con parénquima entre la epidermis y la pared del intestino, el sistema digestivo (ausente en algunos taxones) carece de ano, sistema nervioso (está formado por cordones longitudinales, comisuras transversales y una comisura anterior que constituye el cerebro), carecen de sistema circulatorio, la pared corporal presenta órganos adhesivos especialmente en los grupos parásitos y la mayoría son hermafroditas (Negrete & Damborenea, 2017).

El Phylum Platyhelminthes presenta organismos de vida libre (Turbellaria) y cuatro grupos parasitarios (Trematoda, Monogenea Digenea y Cestoda) y su tamaño varía entre un grupo y otro (García *et al.*, 2014).

### **1.3.3 Clase Tremátoda**

Los tremátodos o duelas son organismos triblásticos, protostomados, acelomados con una simetría bilateral. Estos organismos son endoparásitos, por lo general su ciclo de vida consta de un hospedero temporal (invertebrado) y un huésped final (vertebrado) (García Moreno *et al.*, 2011).

Entre sus características principales están: un cuerpo sin segmentación con forma de hoja, órganos de fijación en forma de ventosa, tubo digestivo poco desarrollado,

ausencia de aparato circulatorio o respiratorio, sistema excretor protonefridial y la mayoría son hermafroditas, pero con fertilización cruzada (García Moreno *et al*, 2011).

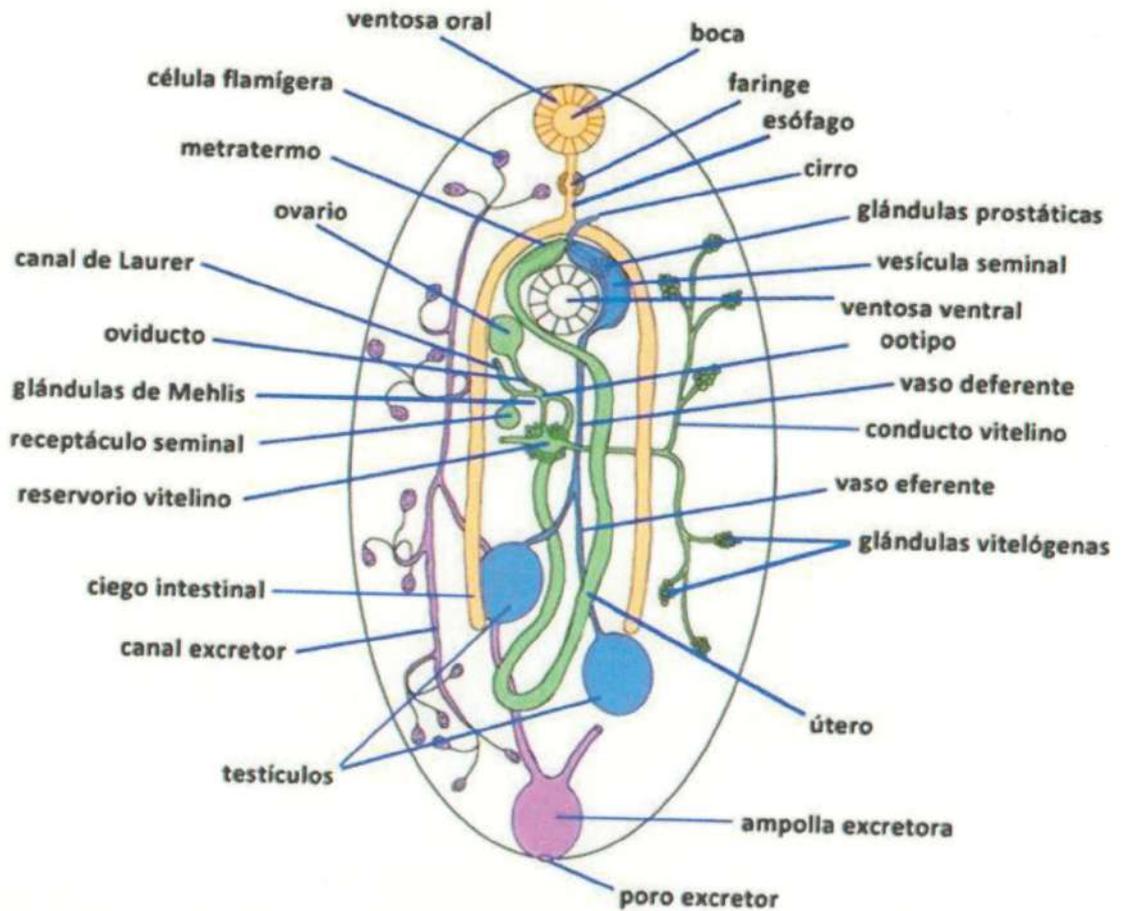


Fig 2. Esquema general de un tremátodo. Tomado de (Moreno *et al.*, 2011).



### 1.3.4 Clase Monogenea

Son organismos caracterizados por presentar un cuerpo deprimido, con forma circular u ovalada, y se encuentran como ectoparásitos en las aletas o escamas de peces marinos y dulceacuícolas. Su alimentación está basada en el mucus, células epiteliales y sangre, no se consideran patógenos, pero pueden ocasionar patologías al asociarse con bacterias y hongos en acuarios (Oresanz & Denegri, 2016)

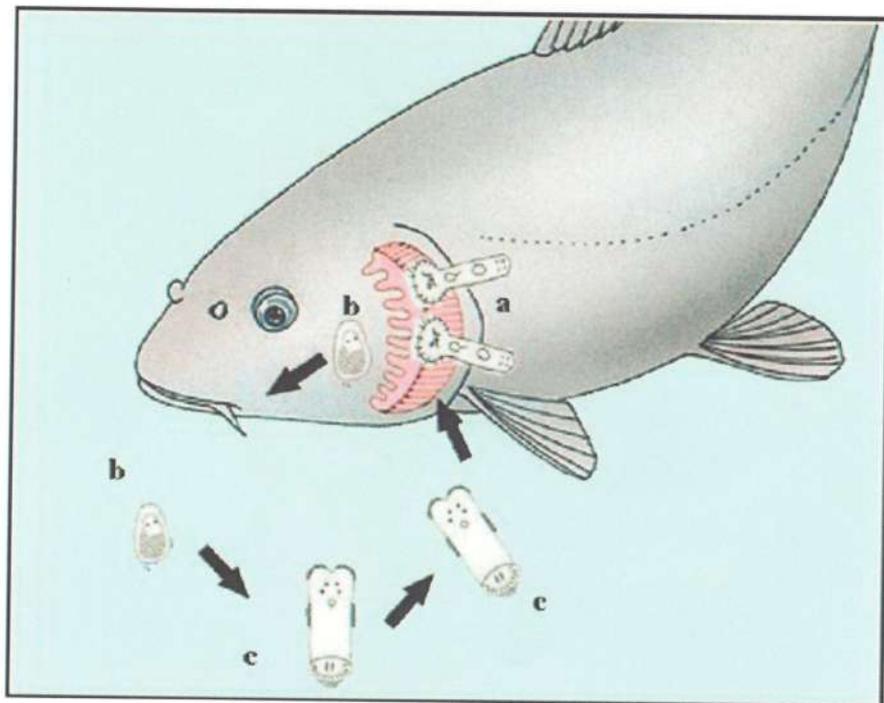


Fig 4. Ciclo de vida de *Dactylogyrus* sp., a. adultos; b. huevo; c. oncomiracidio.

Tomado de (Drago & Núñez, 2014).

### 1.3.5 Clase Cestoda

Los Céstodos, conocidos comúnmente como tenias, conforman un grupo de parásitos obligados, con ciclos heteroxenos que involucran dos o más hospedadores, los adultos viven en el intestino o anexos de todos los grupos de vertebrados y las formas larvales se desarrollan tanto en vertebrados como en invertebrados, algunas especies utilizan como hospedadores definitivos a los invertebrados (Drago & Núñez, 2015).

No poseen de sistema digestivo, por lo que adquieren el alimento a través del tegumento sincitial, el cual en su superficie presenta estructuras características de los céstodos denominadas microtricos que colaboran en la absorción de nutrientes, la mayoría son hermafroditas (Drago & Núñez, 2015).

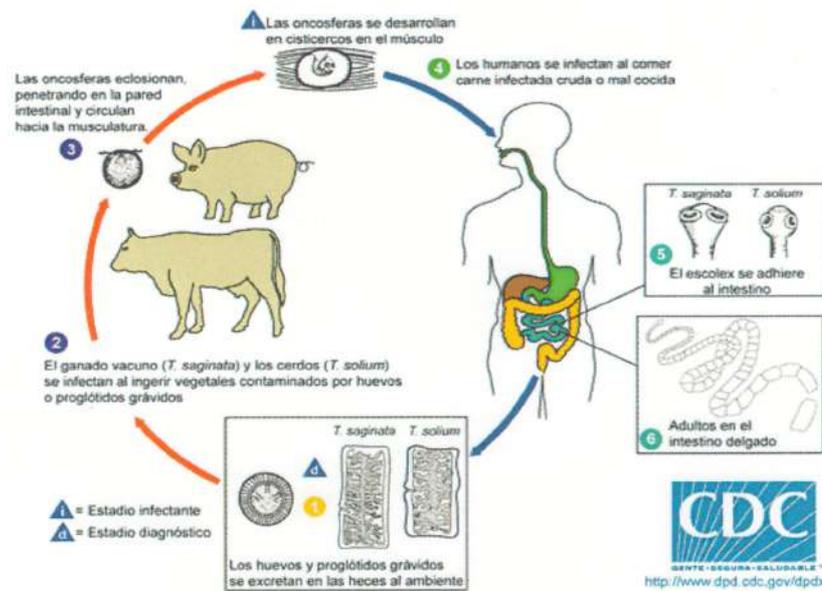


Fig 5. Ciclo biológico de *Taenia saginata* y *Taenia solium*. Tomado de (Centers for Disease Control and Prevention, 2010).

### 1.3.6 Phylum Nematoda

Este phylum incluye aproximadamente 25000 especies, convirtiéndose en uno de los grupos más ricos dentro del reino animal, popularmente se les conoce como gusanos redondos, en su mayoría son de vida libre, y algunos pocos son parásitos; sin embargo, aquellos parasitarios causan algunas de las enfermedades más comunes por infestación parasitaria: triquinelosis, filariosis, anisakiosis, anquilostomosis, ascariosis, entre otras (Navone, Achinelly, Notarnicola & Zonta, 2017).

Presentan simetría bilateral, son triblásticos, tubo digestivo completo, pseudocelomados, sin segmentación y son dioicos, (Navone *et al*, 2017).

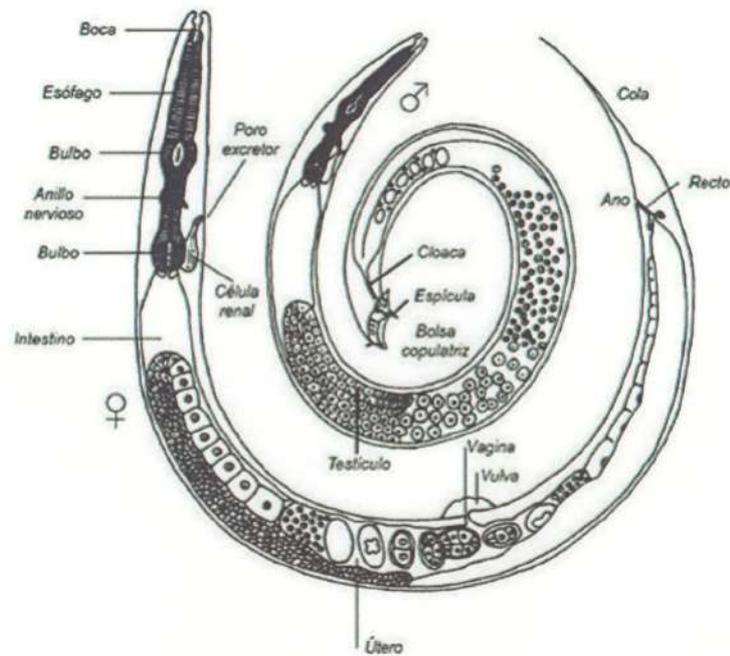


Fig 6. Estructuras morfológicas de un nemátodo. Tomado de (Márquez Lara, 2020).

#### **1.4 PARÁSITOS MAS FRECUENTES EN PECES DULCEACUÍCOLAS**

Los helmintos que parasitan los peces de agua dulce han sido motivo de estudio y preocupación desde hace mucho tiempo en varios países, principalmente por la importancia de los peces como fuente de alimentación para los humanos (Lemus Gómez, Mejía Meléndez & Rodríguez, 2016).

Los helmintos forman el grupo principal de parásitos causante de importantes parasitosis en peces, tanto en el medio natural como en condiciones de cultivo, se ha registrado el efecto negativo de los parásitos sobre los peces, al disminuir su valor comercial, reducir sus poblaciones o producir mortalidades en masa; así mismo algunos de estos parásitos pueden transmitirse al hombre causando ictiozoonosis (Lemus Gómez, Mejía Meléndez & Rodríguez, 2016).

El conocimiento de los parasitismos y parasitosis, que tiene lugar en peces del medio natural, es de gran ayuda a la hora de diagnosticar y controlar enfermedades que afectan a determinadas especies de cultivo, y que pueden llegar a causar mortalidades masivas traducibles en importantes pérdidas económicas, lo que impulsa al estudio de los parásitos en estos peces y la forma de disminuir su incidencia (Ministerio de Agricultura & Ganadería, 2011).

## II. JUSTIFICACIÓN

Existe la necesidad de evaluar la salud de los ecosistemas dulceacuícolas dado que constituyen una fuente de recursos alimenticios. Debido a que los parásitos sirven como indicadores de los cambios antropogénicos que ocurren en este tipo de ecosistemas, el presente estudio es de gran relevancia. Además, se brinda a la población información sobre las enfermedades que podría ocasionar el consumo de carne de pescado cruda o poco cocida. El sitio donde se realizó esta investigación es el Río David, uno de los principales afluentes de la Provincia y que brinda una importante fuente de recursos económicos para la población. Siendo este río utilizado por pobladores de varias comunidades cercanas, es importante establecer la salud de la fauna nativa como parte de una línea base para su diagnóstico.

### **III. OBJETIVOS**

#### **3.1 OBJETIVO GENERAL**

1. Determinar la diversidad de endo y ectoparásitos en peces de la cuenca baja del Río David, Provincia de Chiriquí y establecer la posibilidad de que participen en infecciones a humanos o animales domésticos

#### **3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Recolectar e identificar los parásitos presentes en peces colectados en la cuenca baja del Río David provincia de Chiriquí
2. Determinar el índice de biodiversidad de la población de parásitos en la zona de recolecta
3. Preservar los especímenes en placas a fin de contar con una muestra de los parásitos encontrados en los peces de la cuenca baja del Río David, provincia de Chiriquí

#### IV. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

La cuenca seleccionada para realizar este estudio es la del río David, principalmente porque es la mayor fuente de abastecimiento de agua potable para la población y es considerada como la segunda fuente de abastecimiento más grande del país. Por otra parte, el río David es un importante sistema ambiental, que sostiene importantes ecosistemas acuáticos y terrestres de los distritos de Dolega y David.

La cuenca del río David, posee una extensión territorial de 315 km<sup>2</sup>, el punto de muestreo se encuentra ubicado entre las coordenadas 8°27'48" N y 84°24'38" W en la Provincia de Chiriquí, República de Panamá.

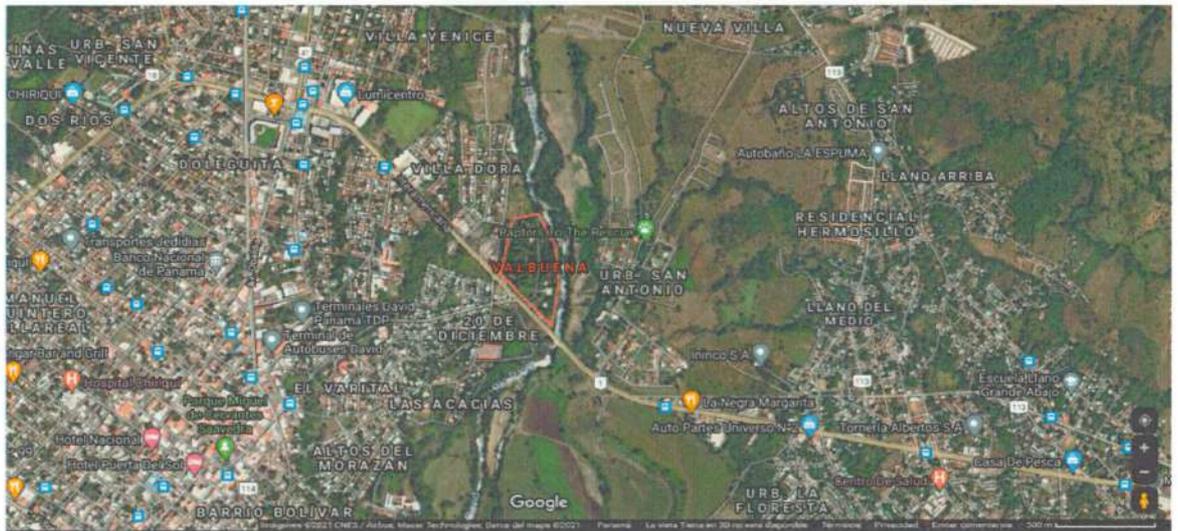


Fig 7. Mapa general del sitio de estudio. Tomado de Google Maps (2021).



Fig 8. Sitio de estudio. Tomado de Google Maps (2021).

Este río además de tener el uso como fuente de abastecimiento de agua, es utilizado como cuerpo receptor de las descargas de aguas residuales (doméstica, industrial y comercial) de la ciudad de David.

Las muestras de parásitos identificados reposan en la colección del Laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Universidad Autónoma de Chiriquí.

## **V. MATERIALES Y MÉTODOLOGÍA**

### **5.1 Metodología de campo**

La captura de los peces se realizó por medio de atarraya (dos metros por dos metros) y cuerda con anzuelo de calibre dos; con respecto a la carnada se utilizó piel de gallina. Los peces capturados se colocaron en una canasta plástica con agua del medio y eran transportados al laboratorio de Microbiología y Parasitología de la UNACHI para su posterior análisis.

### **5.2 Procesamiento de las muestras**

Es importante resaltar que para la revisión helmintológica los hospedadores deben estar vivos y mantenerse en las mejores condiciones para evitar la pérdida de parásitos, por ejemplo, los monogéneos que conforman un grupo de ectoparásitos muy delicado y se pierden con la manipulación de los peces, con el cambio de agua al ser capturados o durante el transporte al laboratorio.

Cada hospedador fue sacrificado mediante punción cerebral con una aguja de disección. Las branquias fueron el primer paso en la extracción de los órganos del pez, las cuales se manipularon cuidadosamente para evitar la pérdida de helmintos y se colocaron en platos Petri para su posterior revisión y fijación.

En un examen helmintológico es indispensable tomar los datos biométricos del hospedador (longitud total, longitud patrón, altura, peso y sexo) para un mejor desarrollo de análisis estadísticos. Todos los datos biométricos y de colecta se colocaron en una hoja de campo, lo cual permite llevar un control de los datos ictiológicos y helmintológicos de cada muestra.

La disección del pez se realizó con tijera recta de punta fina, abriendo la cavidad abdominal desde la cloaca hasta la intersección branquial. Se extrajo los órganos internos y las branquias, separándolos cuidadosamente en cajas Petri sin mezclar los distintos aparatos y sistemas. Es importante mantener la humedad de las branquias y la superficie externa del cuerpo del pez con agua del medio de donde se tomaron las muestras. Teniendo en cuenta que todos los órganos internos deben humedecerse y manejarse en solución salina al 0.6 %.

Las branquias fueron revisadas cuidadosamente bajo el estereoscopio, en primer lugar, se separaron los arcos branquiales para revisar los filamentos de las branquias; esta sección del pez es donde se encuentra la mayor cantidad de tremátodos monogéneos y metacercarias enquistadas de digéneos.

Para la obtención de ectoparásitos (en particular de monogéneos) se realizaron dos procedimientos: examen directo en agua del medio y fijación con formol caliente al 4 %, todo bajo microscopio estereoscópico.

### **5.2.3 Revisión del cuerpo de cada hospedador**

La revisión del hospedero se realizó bajo el microscopio estereoscópico, el cuerpo del pez se mantuvo húmedo en todo momento con agua del medio; se revisó la superficie del pez, en particular las escamas de la línea lateral, las aletas (dorsal, pectoral, pélvica y anal). Estas fueron separadas del resto del cuerpo para una revisión más detallada. Para su fijación se le vertió agua caliente y formol al 4 % y se utilizó un pincel triple cero para la extracción y manipulación de los parásitos.

#### **5.2.4 Revisión de los órganos internos**

Luego de extraídos y colocados en platos Petri, los órganos se mantienen húmedos con solución salina al 6 % (no agua del medio). Bajo el estereoscopio se separó cada órgano (esófago, corazón, estómago, hígado, bazo, vesícula biliar, intestino, las gónadas, riñones, vejiga natatoria, tejido graso, mesenterios y vejiga urinaria) para su revisión y la cavidad interna del hospedero (tejidos). Recordando mantener la muestra húmeda con solución salina. El revisado se hizo cuidadosamente evitando la pérdida de los diferentes grupos helmintológicos encontrados en la muestra.

#### **5.3 Técnicas de fijación**

Los monogéneos son ectoparásitos de peces, por lo general habitan sobre las branquias, aletas, escamas y piel de los peces. También se les puede encontrar en la boca, interior de cavidad branquial, en el ano y raramente en el interior del cuerpo o en el intestino de los peces.

Las branquias fueron el primer órgano extraído del pez, para su fijación se colocaron en un plato Petri, se separaron los filamentos branquiales y luego se les agregó agua caliente del medio con unas gotas de formol al cuatro por ciento para posteriormente ser revisadas. Este procedimiento evita la descomposición de las branquias y que se cubran de moco, permite que la revisión se lenta y meticulosa. La fijación de los monogéneos con formol caliente los relaja evitando la contracción y el material queda bien fijado.

Los tremátodos, céstodos, acantocéfalos y nemátodos (adultos y larvas) los podemos encontrar en múltiples órganos y tejidos internos. En caso de las larvas enquistadas

de tremátodos (metacercarias), céstodos (metacéstodos), o nematodos fue necesario extraerlas del quiste antes de la fijación.

Los tremátodos digéneos se fijaron con formol al 4 % caliente (aproximadamente 3 mL), luego de la extracción se colocaron en cajas de Petri para ser fijados.

Los nemátodos se extrajeron de los órganos y se colocaron en cajas de Petri limpias con un mililitro de solución salina al 0.6 % y se fijaron vertiéndole 3 mL de formol salino a punto de ebullición.

#### **5.4 Almacenamiento y etiquetado de las muestras helmintológicas**

Luego de ser separados y fijados los parásitos se colocaron en viales de 3 mL con formol al 4 % limpio y debidamente etiquetados con papel cartulina blanco y grueso de 0.5 mm de ancho por 3 cm de largo con uno de sus extremos bífidos para evitar el contacto directo con los parásitos. Se utilizó lápiz para escribir los datos en la etiqueta.

#### **5.5 Tinción de muestras helmintológicas**

##### **5.5.1 Tinción con Hematoxilina de Delafield**

**Paso 1.** Para iniciar con la tinción de tremátodos se extrajo todo el formol al 4 % y se añadió alcohol al 70 %.

**Paso 2.** Se extrajeron los tremátodos del alcohol al 70 % y se colocaron en alcohol al 50 % (10 minutos) y luego en alcohol al 30 % (10 minutos).

**Paso 3.** Se continúa con la hidratación colocando los tremátodos en agua destilada.

**Paso 4.** Luego fueron teñidos con Hematoxilina (de 3 a 10 minutos), el tiempo dependerá de la coloración del tremátodo y debe ser observado bajo el microscopio óptico.

**Paso 5.** Terminada la tinción los tremátodos fueron lavados con agua destilada por 10 minutos para eliminar el exceso del colorante.

**Paso 6.** Para la diferenciación los tremátodos se colocaron en agua acidulada (10 a 15 minutos) el trabajo debe realizarse bajo el microscopio estereoscópico, el tiempo se determinará la coloración que presente el cuerpo del trematodo.

**Paso 7.** Se lavaron los tremátodos con agua destilada (2 veces) y luego con agua del grifo (1 vez), con mucho cuidado de no perder las muestras.

**Paso 8.** Luego se colocaron los tremátodos en Carbonato de Litio, en este paso se observó un cambio de color azul o violeta. La hematoxilina presenta una capacidad de tinción muy limitada, por lo tanto, debe combinarse con iones metálicos que actúan como mordientes. Se produce una coloración violeta.

**Paso 9.** Los tremátodos se lavaron nuevamente con agua destilada durante 5 minutos.

**Paso 10.** Se inició la deshidratación utilizando alcoholes al 30, 50 y 70 % durante 10 a 15 minutos entre cada paso. Evitar combinar pinceles que han estado en contacto con agua, ya que esto puede afectar el montaje de los tremátodos.

**Paso 11.** Se continua la deshidratación con dos periodos de alcohol al 96 % (el primer paso por 20 minutos y el segundo por 10 minutos). Este paso se realizó con un pincel limpio para evitar hidratar la muestra por accidente.

**Paso 12.** El último paso de la deshidratación fue colocar los tremátodos en alcohol al 100 % durante 20 minutos.

**Paso 13.** Para el aclaramiento de los tremátodos se utilizó Xilol.

**Paso 14.** En un portaobjetos limpio y seco, se colocó una gota de Bálsamo de Canadá y luego el tremátodo en posición vertical, con la parte ventral hacia arriba. Evitando crear burbujas de aire al momento de colocar el cubreobjetos.

### **5.5.2 Técnica de aclaración de nemátodos**

Luego de fijados con formol salino al 6 % los nemátodos, se les aplicó la técnica de aclaración utilizando glicerina a diferentes concentraciones (1:20, 1:15, 1:10, 1:5, 1:1) esta sustituye gradualmente el agua en el nemátodo permitiendo que el cuerpo quede transparente. Esta técnica nos permitió observar con mayor claridad las estructuras morfológicas utilizadas para la identificación de los nematodos.

La técnica consistió en colocar los nemátodos sobre portaobjeto con una gota de glicerina diluida, para luego ser colocados sobre una placa de calentamiento. Esta causará que el agua se evapore y que la glicerina penetre lentamente la cutícula del nematodo aclarando los órganos. El tiempo entre las soluciones de glicerina fueron determinados mediante observación.

Entre mayor sea el tiempo transcurrido entre la clarificación de los especímenes más notables serán las estructuras, de ser necesario la técnica se puede repetir hasta tres veces. Esto nos permite obtener mayor precisión al medir las estructuras morfológicas de los nemátodos y claridad al dibujarlos.

### **5.6 Identificación y almacenamiento de las muestras**

Los parásitos fueron identificados con las siguientes claves (Caspeta, 2010; Caspeta *et al.*, 2009; Aguirre & García, 1994; Anderson *et al.*, 1974; Vidal *et al.*, 2002) e información de internet. Los peces fueron identificados mediante el libro (Bussing, 2015).

### 5.7 Análisis estadísticos

El análisis de los datos se realizó a través del software Past (versión 3.25); se determinó el índice de diversidad de cada punto de muestreo, para establecer la salud del ecosistema inmediato.

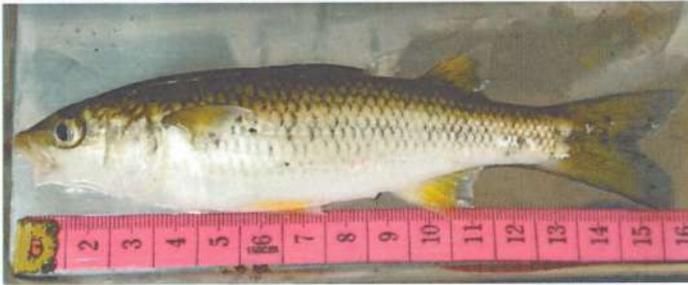
### 5.8 Parámetros Ecológicos

Para cada pez y especie de parásito se determinó los siguientes parámetros ecológicos definidos por Margolis *et al.* (1982); Bush *et al.*, (1997).

- **Prevalencia:** se expresa como el número de huésped infectado por una especie de parásito en particular entre el número de huésped examinado.
- **Abundancia media:** es el número total de una especie de parásito en específico entre el número total de hospederos de una especie examinada (incluye infectados y no infectados).
- **Intensidad promedio:** se refiere al número total de parásitos de una especie en particular entre el número de hospederos parasitado con esa especie de parásito.

## 5.9 Descripción de los hospedadores

### *Agnostomus monticola* "Lisa"



**Reino:** Animalia  
**Phylum:** Chordata  
**Clase:** Actinopterygii  
**Orden:** Mugiliformes  
**Familia:** Mugilidae  
**N.C:** *Agnostomus monticola*

(Bancroft en Griffith & Smith, 1834)

Fig. 9. *Agnostomus monticola*

**Descripción:** Cuerpo con una longitud máxima descrita de 36 cm con 5 espinas en la aleta dorsal y tres en la aleta anal. Tienden a ser pocos y solitarios en arroyos superiores, pero forman cardumen en arroyos más grandes en las elevaciones más bajas. Ovíparos, generalmente desovan durante la estación lluviosa y los huevos son pelágicos y no adhesivos.

**Hábitat:** Los ejemplares adultos habitan ríos, los juveniles en la desembocadura; los adultos migran al mar a desovar. En este último sitio se desarrollan las larvas.

**Distribución:** Una especie neotropical; se distribuye desde el Golfo de California hasta el norte de Perú, incluyendo las islas Galápagos e Isla del Coco.

**Hábitos alimenticios:** Se alimenta de microalgas bentónicas.

***Aequidens coeruleopunctatus* "Mojarra"**



**Reino:** Animalia  
**Phylum:** Chordata  
**Clase:** Actinopterygii  
**Orden:** Perciforme  
**Familia:** Cichlidae  
**N.C:** *Aequidens coeruleopunctatus*

(Kner & Steindachner, 1863)

Fig.10. *Aequidens coeruleopunctatus*.

**Descripción:** Esta especie se caracteriza por presentar tres espinas en la aleta anal. El cuerpo y la cabeza son robusto. Se distingue por puntos verdes esmeraldas en la cabeza, costados y en las aletas. Debajo del ojo presenta dos o tres rayas del mismo color. Los individuos adultos poseen una mancha negra debajo de la espina dorsal y en la base de la cola. Las crías y los juveniles tienen barras negras en los costados.

**Hábitat:** Aguas estancadas con poca velocidad. Son más abundantes en riachuelos con materia orgánica, aunque también reside en agua poco profundas de los ríos. Se localiza en agua de 22 a 29 °C. Nadan en pequeños grupos cerca del fondo.

**Distribución:** Se distribuyen en la vertiente atlántica desde el Río Indio en Panamá Central probablemente hasta el río Magdalena en Colombia. En la vertiente del pacífico se localiza en la cuenca del río Coto, Costa Rica a través de Panamá y probablemente en el Río San Juan (Colombia).

**Hábitos alimenticios:** Se alimenta principalmente de insectos acuáticos (Bussing, 2015)

***Tomocichla sieboldii* “Mojarra”**



**Reino:** Animalia  
**Phylum:** Chordata  
**Clase:** Actinopterygii  
**Orden:** Perciforme  
**Familia:** Cichlidae  
**N.C:** *Tomocichla sieboldii*

(Kner & Steindachner, 1863)

Fig.11. *Tomocichla sieboldii*.

**Descripción:** Esta especie se caracteriza por un dorso oscuro y abdomen de color blanquecino, además presenta seis barras anchas o más bien ovaladas en los costados. Posee una máscara bordada en negro. El perfil de la frente es convexo, la boca ligeramente inferior y la presencia de cuatro a cinco espinas anales completan el diagnóstico. Las aletas en general son de un color amarillento con punto rojos o marrones, en la caudal y la aleta dorsal y anal suave. Durante la época de celo la cabeza de ambos sexos es bicolor. En las crías y juveniles el patrón de barras predomina, siendo la tercera más ancha e intensa.

**Hábitat:** Este individuo se encuentra en riachuelos y ríos de velocidad moderada. Habita entre 10-840 m de altura y a temperatura de 24-29 °C

**Distribución:** Se localiza en la vertiente pacífica entre el Río Esparza en Costa Rica hasta el Río Santa María en la provincia de Veraguas en Panamá.

**Hábitos alimenticios:** Los adultos se alimentan de materia vegetal como zacates y algas; los juveniles consumen principalmente insectos acuáticos (Bussing, 2015).

***Astyanax fasciatus* "Sardina"**

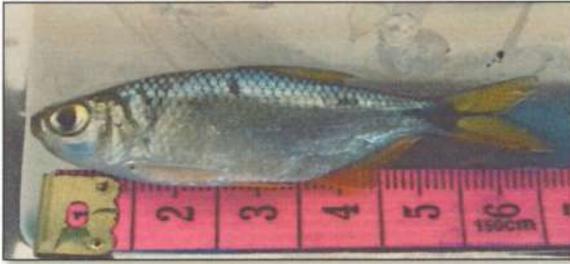


Fig.12. *Astyanax fasciatus*.

**Reino:** Animalia  
**Phylum:** Chordata  
**Clase:** Actinopterygii  
**Orden:** Characiformes  
**Familia:** Characidae  
**N.C:** *Astyanax fasciatus*

(Cuvier, 1819)

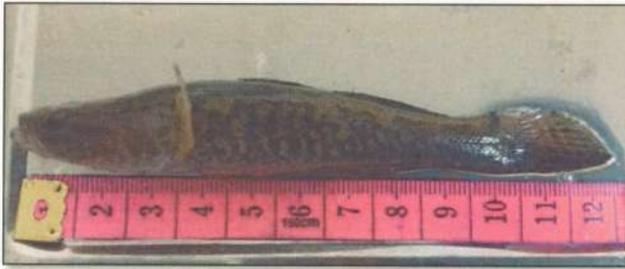
**Descripción:** Cuerpo alargado y de altura mediana. su altura máxima cabe dos veces y media a tres veces en la longitud estándar. Cabeza pequeña. Sin depresión nugal. Los ojos son grandes. Caben dos veces y media en la longitud de la cabeza. El borde posterior del maxilar llega al comienzo del ojo. Perfiles dorsal y ventral del cuerpo poco convexos. La aleta anal es mediana, cabe tres a tres veces y media en la longitud estándar y está sostenida por 30 a 33 radios. Las escamas que cubren el cuerpo son más bien pequeñas. Color: blanco plateado, con el dorso gris oscuro. Presentan una mancha humeral alargada verticalmente, de la que nace una ancha banda plateada, que se ennegrece sobre el péndulo caudal y se continúa con ese color hasta el extremo de los radios caudales medios.

**Hábitat:** Se la encuentra en aguas tranquilas de ríos y arroyos, formando parte de cardúmenes con otras mojarras.

**Distribución:** Se encuentra desde México hasta Brasil.

**Hábitos alimenticios:** Es carnívora y muy voraz. Su dieta se compone de invertebrados y peces de pequeño tamaño.

***Gobiomorus* sp “Guabina”**



**Reino:** Animalia  
**Phylum:** Chordata  
**Clase:** Actinopterygii  
**Orden:** Perciformes  
**Familia:** Eleotridae  
**N.C:** *Gobiomorus* sp

(Lacépède, 1800)

Fig.13. *Gobiomorus* sp.

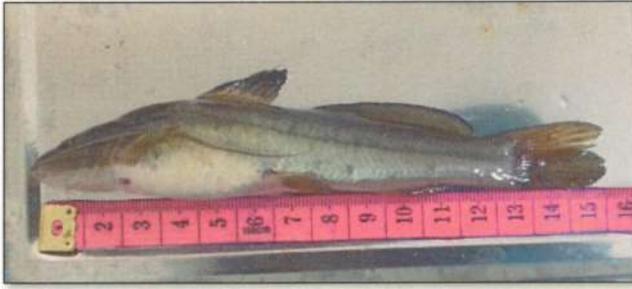
**Descripción:** El género *Gobiomorus* sp se distingue por un cuerpo alargado y cilíndrico y por su hocico puntiagudo, boca grande y mandíbula inferior saliente. La abertura branquial se prolonga hacia debajo de lo ojos.

**Hábitat:** Se le suele encontrar en ríos y riachuelos.

**Distribución:** Centroamérica.

**Hábitos alimenticios:** Las especies de este género se alimentan principalmente de crustáceos y peces (Bussing, 2015).

***Rhamdia guatemalensis* “Barbudo”**



**Reino:** Animalia  
**Phylum:** Chordata  
**Clase:** Actinopterygii  
**Orden:** Siluriformes  
**Familia:** Heptapteridae  
**N.C:** *Rhamdia guatemalensis*

(Günther, 1864)

Fig.14. *Rhamdia guatemalensis*.

**Descripción:** Este pez se caracteriza por espinas pectorales con denticulos en ambos lados, aleta adiposa larga, una cola bifurcada y barbillas maxilares largas. Presenta una coloración gris oscuro en el dorso, pardusco en los costados y blanquecino abajo. Algunas poblaciones presentan una banda oscura lateral entre el opérculo y la cola extendiéndose a veces hasta la aleta caudal, esta banda se observa de manera acentuada en especímenes de Panamá, sur de Costa Rica y más al norte de Centroamérica.

**Hábitat:** Esta especie se localiza a poca altura entre 0 y 680 metros. Es más abundantes en aguas someras con moderada velocidad. Tiene gran afinidad a lo fondos lodosos y arenosos. Se les suele encontrar escondido durante el día.

**Distribución:** Se encuentra en las dos vertientes de Centroamérica desde el istmo de Tehuantepec en México hasta el río Sinú en la vertiente atlántica de Colombia.

**Hábitos alimenticios:** Se alimenta de invertebrados acuáticos, invertebrados terrestres y frutos (Bussing, 2015).

## VI. RESULTADOS

### 6.1 Descripción de parásitos encontrados en el estudio

#### 6.1.1 *Clinostomum complanatum*.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Platyhelminthes; **Clase:** Trematoda; **Subclase:** Digenea  
**Orden:** Diplostomida; **Familia:** Clinostomatidae; **Género:** *Clinostomum*; **Especie:**  
*Clinostomum complanatum* (Rudolphi, 1814).

**Descripción:** Presenta quiste esférico, grande y de color amarillo. Cuerpo alargado o elíptico con la parte anterior truncada y la parte posterior redondeada. Ventosa oral pequeña, subterminal, se encuentra dentro de una cavidad cóncava en la parte anterior en forma de collar. Acetábulo o ventosa ventral grande, pre-ecuatorial, más grande que la ventosa oral. Prefaringe y esófagos muy cortos. Ciegos intestinales muy largos y anchos, que llegan hasta el extremo posterior, ondulados en la parte posterior después del acetábulo. Dos testículos de forma irregular, lobulados, en tándem. Saco del cirro alargado, localizado en la línea media del cuerpo. Poro genital a la mitad del cuerpo, entre la ventosa ventral y la región anterior testicular. Ovario a la derecha del testículo anterior y se localiza entre los ciegos intestinales. Vesícula excretora en forma de Y. Poro excretor terminal (Caspeta *et al.*, 2009).

Los estadios larvarios de *C. complanatum* infecta a caracoles de los cuales emergen cercarias (larvas móviles) que penetran en los peces a través de la pared corporal. En los peces se desarrollan las metacercarias estas se encuentran en la musculatura, mesenterio y branquias, finalmente el estadio adulto se desarrolla en aves piscívoras (Rojas *et al.*, 2014). Esta especie de parásito también se puede encontrar infectando a anfibios y reptiles. Las metacercarias son cosmopolitas y se puede encontrar en

diferentes familias de peces: Ariidae, Centrarchidae, Centropomidae, Characidae, Cyprinidae, Eleotridae, Goodeidae, Heptapteridae, Ictaluridae, Lepisosteidae y Poeciliidae (Caspeta *et al.*, 2009).

**Hospedero:** *Rhamdia guatemalensis*.

**Sitios de infección:** Musculatura.

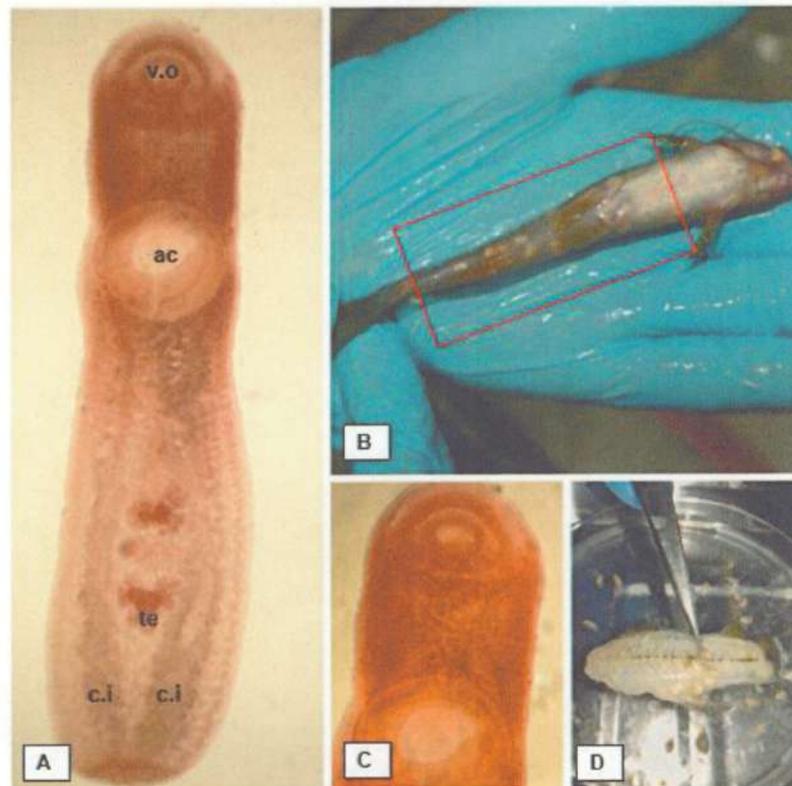


Fig 15. *Clinostomum complanatum*.

A. Vista general del parásito; v.o Ventosa oral; ac. Acetábulo; te. Testículo; c.i. Ciegos intestinales; B. *C. complanatum* parasitando la musculatura de *R. guatemalensis*. C. Extremo anterior del parásito. D. Extracción de parásitos de la musculatura de *R. guatemalensis*.

### 6.1.2 *Cladocystis trifolium*.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Platyhelminthes; **Clase:** Trematoda; **Subclase:** Digenea  
**Familia:** Opisthorchiidae; **Género:** *Cladocystis*; **Especie:** *Cladocystis trifolium* (Braun, 1901; Poche, 1926).

**Descripción:** La prefaringe es corta y se continua con la faringe que es oval. El esófago es delgado; la bifurcación cecal dista del extremo anterior del cuerpo. Los ciegos intestinales son gruesos y casi alcanzan el extremo posterior del cuerpo. El acetábulo es pre-ecuatorial y muy pequeño. Los órganos reproductores se observan poco definidos, un par de testículos alargados situados en los campos postcecales y el ovario situado postecuatorialmente presenta tres lobulaciones. El sistema excretor es muy característico, la vesícula excretora tiene forma de Y. Las metacercarias de esta especie se encuentra envueltas por un quiste grande, delgado y transparente, aparentemente de origen parasitario, el cual es frágil y fácil de romper. En vivo las metacercarias son transparente, con la vesícula excretora y sus ramificaciones de color blanco. En preparaciones totales, el cuerpo es lingüiformes con los extremos ligeramente atenuados. La ventosa oral es subterminal, con forma de pequeño embudo. (Aguirre & García, 1994).

**Hospederos:** *Tomocichla sieboldii*; *Rhamdia guatemalensis*.

**Sitios de infección:** cavidad y arcos branquiales.

Cuadro 1. Medidas corporales de *C. trifolium*.

Estructura	Medidas en $\mu\text{m}$
Largo del cuerpo	1452
Ancho del cuerpo	500
Ventosa oral	L:50/A:70
Ventosa ventral	L:105/A:115
Faringe	L:70

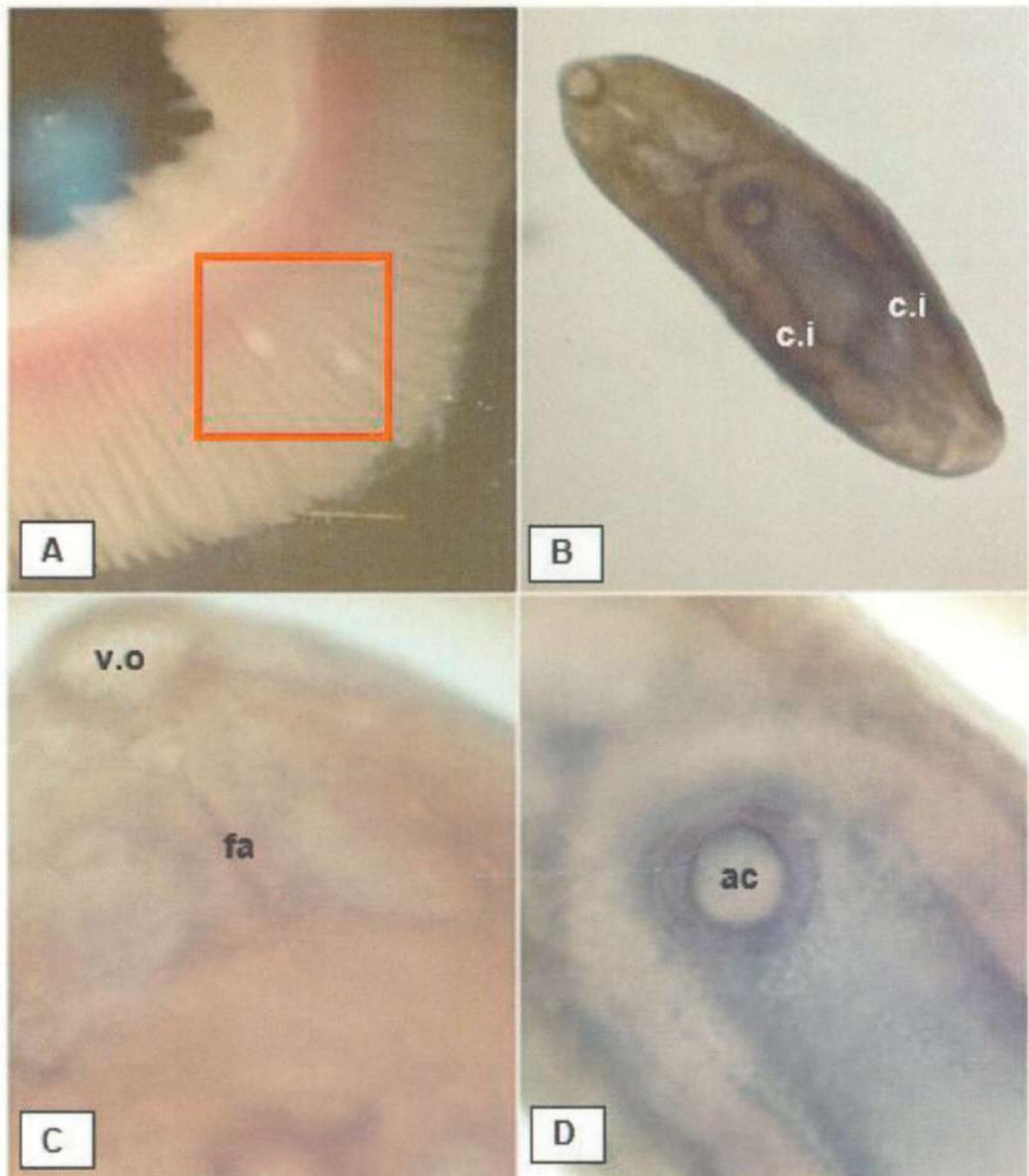


Fig 16. *Cladocystis trifolium*.

A. Quistes en las branquias de *T. sieboldii*; B. Vista general del parásito; c.i. Ciegos intestinales. C. Extremo anterior del parásito; v.o Ventosa Oral; fa. Faringe. D. Acetábulo.

### 6.1.3 *Rondonia rondoni*.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Nematoda; **Clase:** Secernentea; **Orden:** Oxyuridae; **Familia:** Atractidae; **Género:** *Rondonia*; **Especie:** *Rondonia rondoni* (Travassos, 1920),

**Descripción:** Verme fusiforme pequeño de color blanco traslúcido, extremidad anterior truncada, extremidad posterior subulada (lámina estrechada en el ápice progresivamente de forma que finaliza en una fina punta Triangular). Paredes del cuerpo: cutícula fina, estriada transversalmente. Musculatura de tipo meromiario. Extremidad anterior: boca compuesta por tres labios bilobulados y cada lóbulo contiene una papila. Esófago constituido por una porción anterior cilíndrica y muscular que termina en un ensanchamiento el bulbo anterior del esófago, seguido por el istmo que es la porción intermedia estrechada del esófago y por último el bulbo posterior subpiriforme. Poro excretor debajo del bulbo posterior. Extremidad posterior Macho: Extremadamente curvada en espiral, formado uno hasta dos giros sobre la cloaca. Presenta 2 espículas subiguales y gobernáculo. Tiene 9 pares de papilas de las cuales 6 pares son pos-cloacales, 1 ad-cloacal y 2 pre-cloacales. Longitud 4,7 a 8,2 mm. Hembra: Extremidad posterior recta y subulada. Ovario único, útero dirigido de atrás para adelante, son vivíparas. La vulva y el ano desembocan en una cloaca ubicada a 1mm de la extremidad posterior (es el único grupo de nemátodos en el que la hembra posee cloaca). Longitud 5,2 a 8,7 mm.

Este nemátodo es endoparásito de peces con un ciclo de vida monoxeno y con forma de vida obligada. Esta especie tiene la capacidad de producir el desarrollo completo dentro de la hembra, del cual salen posteriormente larvas aparentemente en el cuarto estadio evolutivo, siendo una especie vivípara (Gonçalves, 1963).

**Hospedero:** *Tomocichla sieboldii*.

**Sitio de infección:** estómago e intestino.

Cuadro 2. Medidas corporales de *Rondonia rondoni*.

Estructura	Medidas
Cuerpo	L: 6 mm/A: 190 $\mu$ m
Esófago muscular	L: 390 $\mu$ m
Bulbo	L: 380 $\mu$ m
Poro excretor	L: 60 $\mu$ m

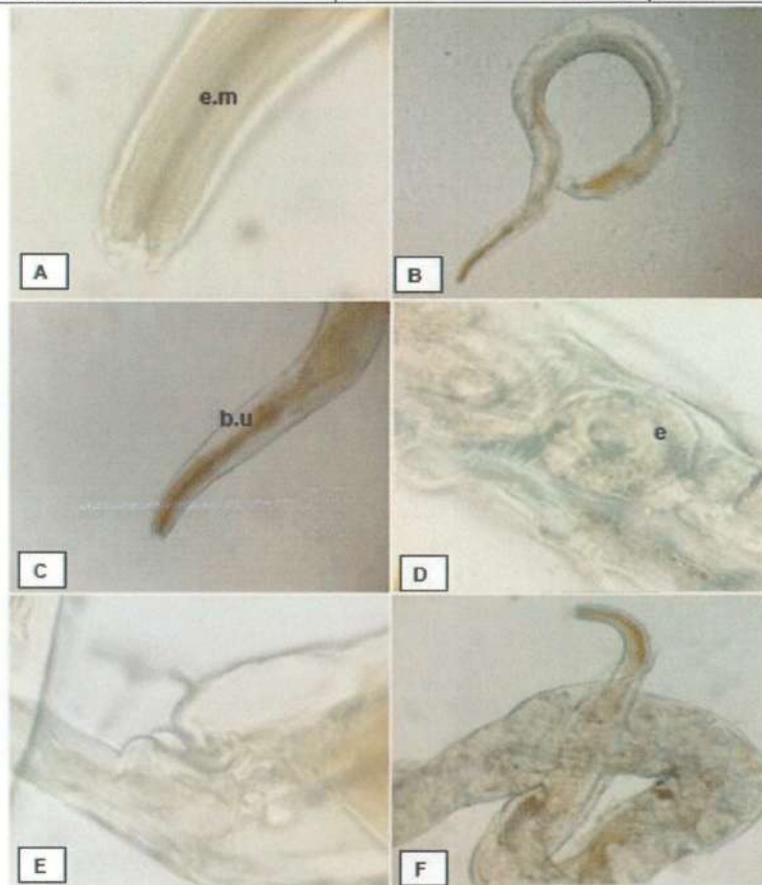


Fig 17. *Rondonia rondoni*.

A. Extremo anterior del parásito; e.m. Esófago muscular. B. Vista general del parásito.  
C. b.u. Bulbo. D. e. Embrión desarrollado dentro del útero de la hembra. E. extremo posterior del parásito. F. Hembra con embriones en desarrollo.

#### 6.1.4 *Raillietnema kraitscheri*.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Nematoda; **Clase:** Secernentea; **Orden:** Ascaridida; **Familia:** Cosmocercidae; **Género:** *Raillietnema*; **Especie:** *Raillietnema kraitscheri* Moravec, Salgado & Pineda, 1993.

**Descripción:** Presenta una coloración pardusca, de tamaño pequeño. Abertura bucal triangular. Esófago con faringe relativamente larga en la región anterior y bulbo en la región posterior. Cauda en ambos sexos cónica y puntiaguda. Los machos presentan espículas cortas ligeramente curvada ventralmente, cauda con terminación puntiaguda. Las hembras presentan ovarios cortos. Vagina dirigida anteriormente. Huevos ovales con la pared delgada; los huevos maduros contienen larvas completamente desarrolladas. Cauda cónica con la terminación puntiaguda (Caspeta, 2010).

No se conoce nada sobre el ciclo de vida de *R. kraitscheri* e inclusive de su efecto patógeno, pero es muy probable que esta especie tenga un ciclo directo sin la participación de huéspedes intermediarios (Moravec, 1998 citado en Vidal *et al.*, 2002).

**Hospedero:** *Tomocichla sieboldii*.

**Sitio de infección:** hígado e intestino.

Cuadro 3. Medidas corporales de *R. kraitscheri*

Estructura	Medidas
Cuerpo	L: 4 mm /A: 200 µm
Faringe	L:60 µm
Esófago	L: 460 µm
Esófago completo	L: 580 µm
Bulbo	L: 120 µm



Fig 18. *Raillietnema kraitscheri*.

A. Vista general del parásito. B. Extremo anterior del parásito; fa. Faringe. es. Esófago.  
 C. bu. Bulbo. D. e. Huevos y larvas. E. es. Espícula. F. Extremo posterior del parásito.

### 6.1.5 Criptogonimidae gen. sp.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Platyhelminthes; **Clase:** Trematoda; **Subclase:** Digenea;

**Orden:** Plagiorchiida; **Suborden:** Opisthorchiata; **Superfamilia:** Opisthorchioidea;

**Familia:** Cryptogonimidae

**Descripción:** Quiste ovalado. Cuerpo alargado, completamente cubierto de finas espinas tegumentales, 1.108  $\mu\text{m}$  de largo y 437  $\mu\text{m}$  de ancho. Ventosa oral subterminal, esférica. Ventosa ventral esférico, preecutorial, más pequeño que la ventosa oral. Proporción de ventosas 1: 0,68. Prefaringe corta. Faringe ovalada, fuertemente musculosa. Esófago corto y ancho. El ciego intestinal es ancho, largo y llega casi hasta la extremidad posterior. Vejiga excretora en forma de Y, con ramas anteriores que llegan a la ventosa ventral. Poro excretor subterminal.

**Hospedero:** *Tomocichla sieboldii*.

**Sitio de infección:** cavidad branquial.

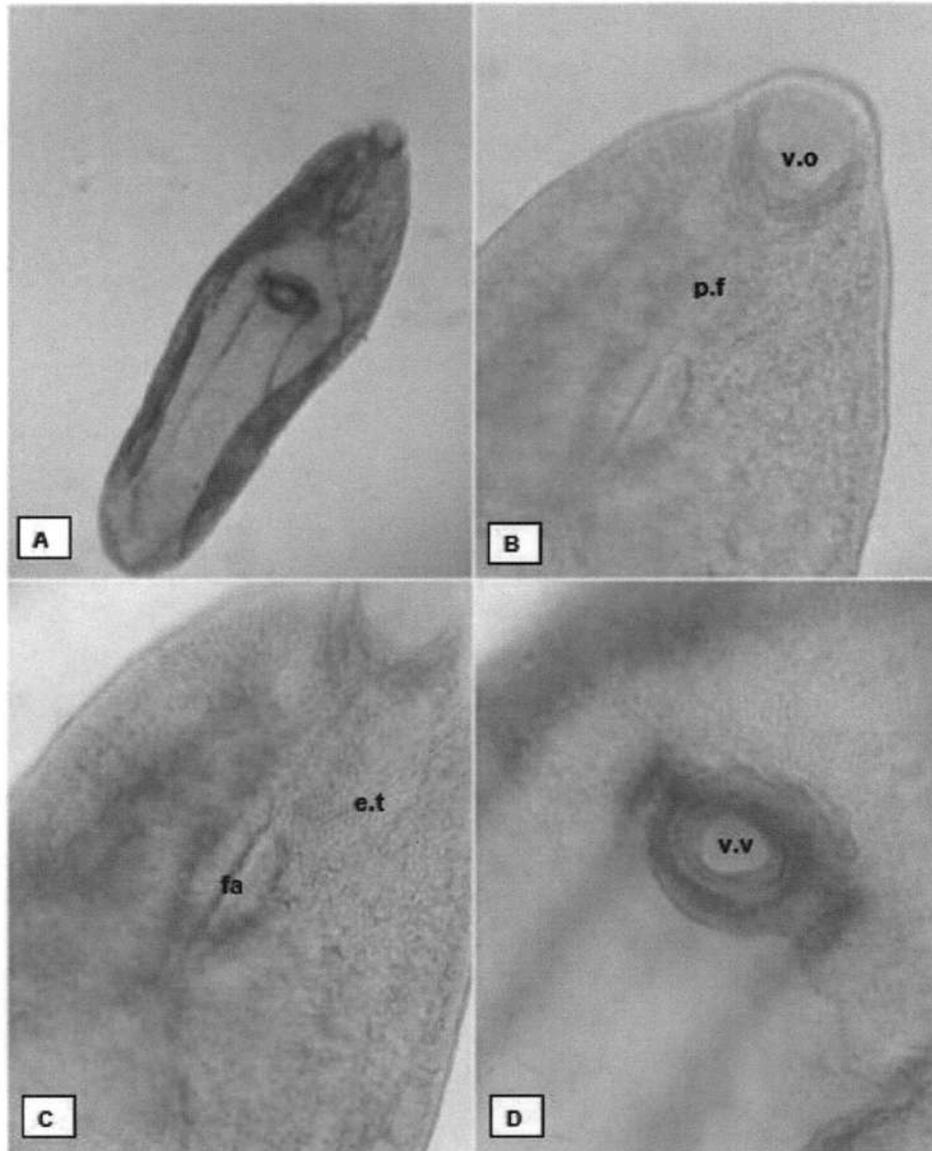


Fig 19. Criptogonimidae gen. sp.

A. Vista general del parásito. B. Extremo anterior del parásito; v.o. Ventosa oral; p.f. Pre-faringe. C. e.t. Espinas tegumentarias; fa. Faringe. D. v.v. Ventosa ventral.

### 6.1.6 *Crassicutis cichlasomae*.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Platyhelminthes; **Clase:** Trematoda; **Subclase:** Digenea; **Orden:** Plagiorchiida; **Familia:** Apocreadiidae; **Género:** *Crassicutis*; **Especie:** *Crassicutis cichlasomae* (Manter, 1936).

**Descripción:** La especie presenta un cuerpo oval, con el extremo anterior angosto. Ventosa oral subterminal, esférica. Acetábulo grande, pre-ecuatorial. Prefaringe y esófagos cortos. Faringe ovoidal. Ciegos intestinales largos y delgados. Testículos grandes, lobulados o no, uno debajo del otro o en diagonal. Vesícula seminal larga, sobrepasando el acetábulo, con la parte distal tubular y de paredes delgadas. Cirro ausente. Poro genital anterior al acetábulo. Ovario esférico, pretesticular. Receptáculo seminal conspicuo, preovárico. Vitelógenas extracecales, cubriendo desde la bifurcación cecal hasta cerca del extremo posterior. Útero corto, tubular. Huevos escasos en número, grande, poro excretor subterminal (Vidal *et al.*, 2002).

**Biología:** El caracol prosobranquio *Pyrgophorus coronatus* actúa como primer hospedero intermediario, en el hepatopáncreas de este caracol se encuentran los esporocistos, redias y cercarias. Los huevos de este tremátodo sólo embrionan en el agua del medio, al salir del pez hospedero definitivo con sus heces. El desarrollo embrionario puede darse entre los 20° y los 35°C (Scholz *et al.*, 1995).

**Hospedero:** *Rhamdia guatemalensis*.

**Sitio de infección:** intestino.

Cuadro 4. Medidas corporales de *C. cichlasomae*

Estructura	Medidas en $\mu\text{m}$
Largo del cuerpo	1,160
Ancho del cuerpo	740
Ventosa oral	L:170/A:170
Faringe	L:90/A:120
Ventosa ventral	L:190/A:190

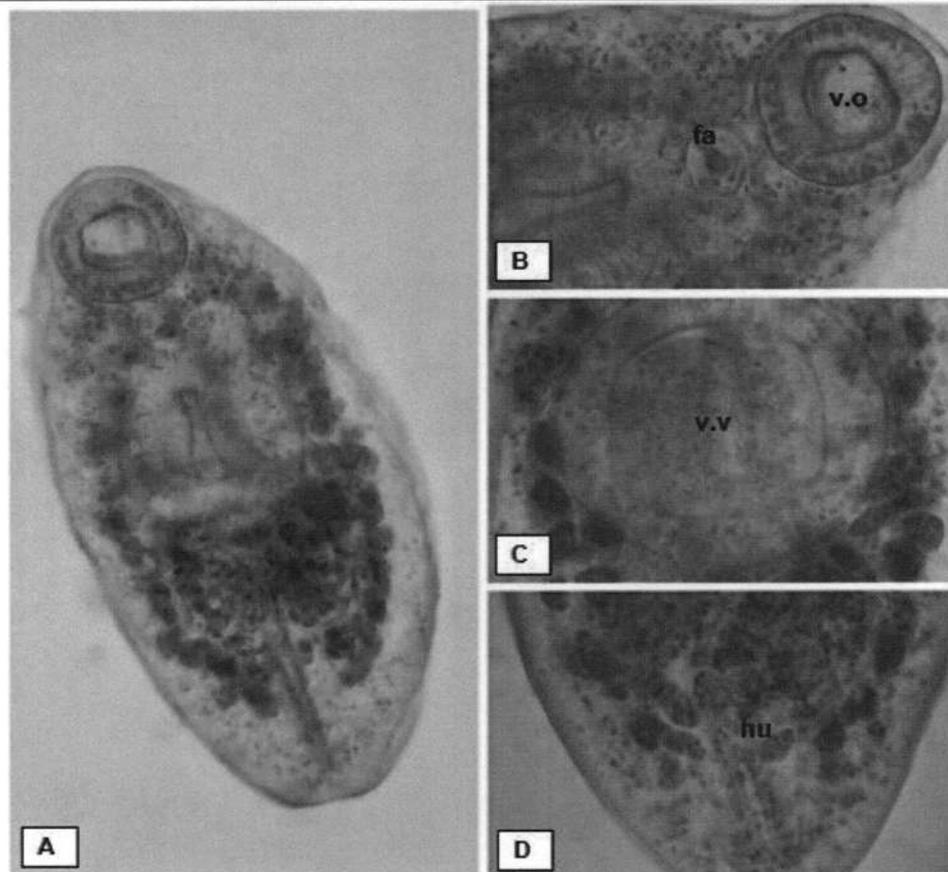


Fig 20. *Crassicutis cichlasomae*.

- A. Vista general del parásito. B. v.o. Ventosa oral; fa. Faringe. C. v.v. Ventosa ventral.  
D. Extremo posterior del parásito, hu. Huevos.

### 6.1.7 *Posthodiplostomum minimum*.

**Reino:** Animalia; **Phylum:** Platyhelminthes; **Clase:** Trematoda; **Subclase:** Digenea;  
**Orden:** Diplostomida; **Familia:** Diplostomidae; **Género:** *Posthodiplostomum*; **Especie:**  
*Posthodiplostomum minimum* (MacCallum, 1921).

**Descripción:** Esta especie presenta quiste elipsoidal y transparente de pared delgada. Cuerpo dividido en dos segmentos bien definidos. La parte anterior del parásito tiene forma de hoja y la parte posterior elongada u oval. La ventosa oral es pequeña, elongada y subterminal. El acetábulo o ventosa ventral es pre-ecuatorial, más grande que la ventosa oral y se encuentra anterior al órgano tribocítico. La faringe es oval, alargada. El esófago es corto. Los ciegos intestinales son angostos, largos, no unidos y terminan cerca del extremo posterior del cuerpo por encima de la bolsa copulatriz. El órgano tribocítico o de Brandes es más grande que el acetábulo, transversalmente oval, pre-acetabular, voluminoso y glandular. Los primordios de los dos testículos de forma irregular, lobulados, uno detrás del otro. El primordio del ovario es pequeño y ovoidal. La bolsa copulatriz es grande y ovoidal y se encuentra invaginada, cerca del extremo posterior (Caspeta *et al.*, 2009) El estado adulto de *Posthodiplostomum* sp es encontrado en aves ictiófagas. En México se ha reportado la presencia de este parásito en las siguientes aves: *Egretta thula*, *Casmerodius albus* y *Nycticorax nycticorax* de Michoacán, Tabasco y Yucatán (Lamothe & Pérez, 1986).

**Hospedero:** *Tomocichla sieboldii*.

**Sitio de Infección:** cavidad branquial.

Cuadro 5. Medidas corporales de *P. minimum*

Estructura	Medidas en $\mu\text{m}$
Largo del cuerpo	640
Ancho del cuerpo	340
Ventosa ventral	L: 70/ A:105
Órgano tribocítico	L: 75/ A:160
Faringe	L: 50

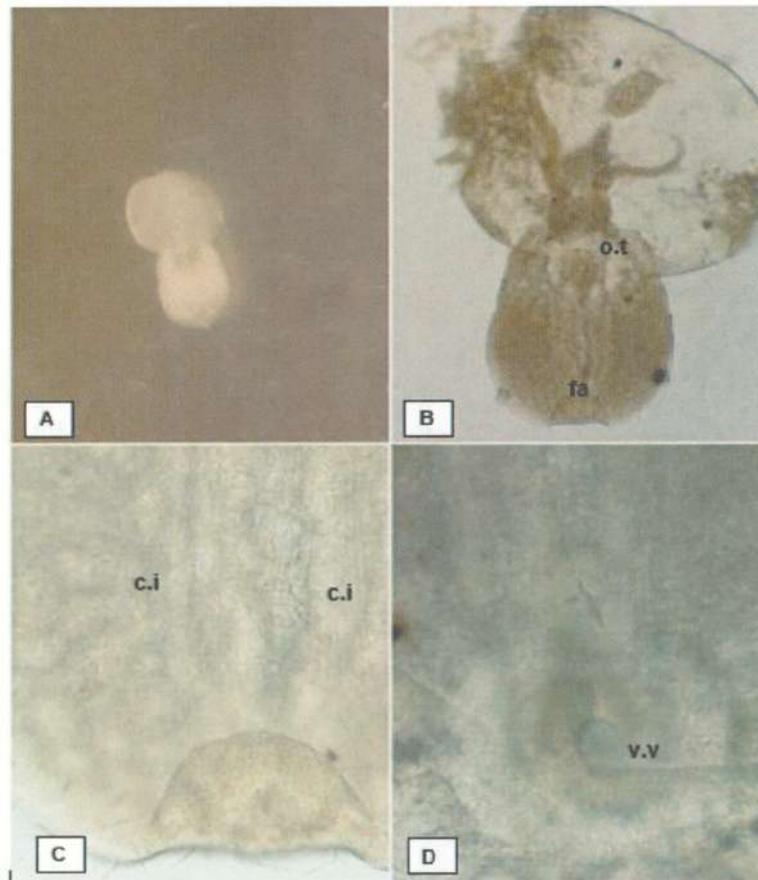


Fig 21. *Posthodiplostomum minimum*.

A. Vista general del parásito. B. o.t. Órgano tribocítico; fa. Faringe. C. Extremo anterior del parásito; c.i. Ciegos intestinales. D. v.v. Ventosa ventral.

### 6.1.8 *Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae*.

**Reino:** Animalia; **Filo:** Nematoda; **Clase:** Secernentea; **Orden:** Camallanida; **Familia:** Camallanidae; **Género:** *Procamallanus*; **Especie:** *Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae*.

**Descripción:** Descripción (modificado de Andrade-Salas et al., A 1994): Nemátodos de tamaño mediano, rojizos, con cutícula lisa. Machos 8,980-16,830  $\mu\text{m}$  de largo y 250-380  $\mu\text{m}$  de ancho; hembras 12,100-21,900  $\mu\text{m}$  de largo y 280-620  $\mu\text{m}$  de ancho. Larvas 1.490-3.900  $\mu\text{m}$  de largo y 70-300  $\mu\text{m}$  de ancho. Labios ausentes. Boca de apertura circular, provista de ocho papilas en dos círculos y dos anfidios laterales. Cápsula bucal de color naranja parduzco, de paredes gruesas, con anillo basal simple y bien desarrollado. La superficie interior de la cápsula está provista de 14-18 espirales engrosados. Larvas de cuarto estadio sin engrosamientos espirales en la cápsula bucal. Esófago muscular más corto que el glandular. Anillo nervioso en la longitud media del esófago muscular. Deiridios pequeños, situados a medio camino entre el anillo nervioso y la extremidad anterior. Poro excretor cerca del extremo posterior del esófago muscular. Cola de ambos sexos cónica con tres picos terminales cuticulares cónicos, machos con alas caudales sostenida por papilas pedunculadas y dirigidas posteriormente, pero sin llegar al extremo caudal. Tres pares de papillas preanales subventrales. Seis pares de papilas postanales (4 subventrales y 2 laterales). Dos pares de papilas adicionales rodeando la abertura cloacal. Espícula derecha 480-544  $\mu\text{m}$  espícula distal puntiaguda 261-315  $\mu\text{m}$  de largo, ambas con extremo. Gubernaculum ausente. Hembras con vulva ligeramente postecuatorial. Vagina muscular, dirigida hacia atrás. Útero con huevos o larvas de primer estadio, 207-508  $\mu\text{m}$  de largo y 13-25 de ancho  $\mu\text{m}$  (Vidal-Martínez, et al., 2001).

Hospedero: *Agnostomus monticola*.

Sitio de Infección: intestino.

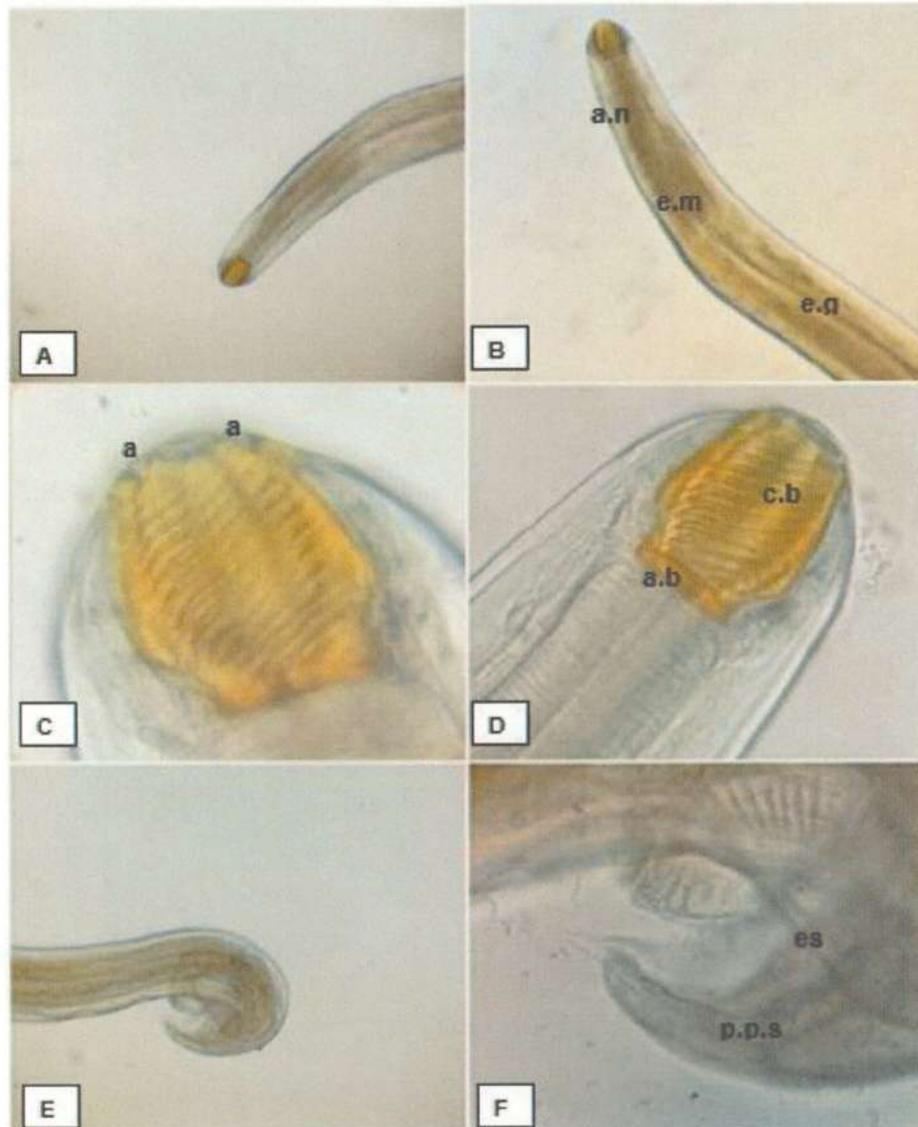


Fig 22. *Procamlanus (Spirocamallanus) rebecae*.

A. Extremo anterior del parásito. B. a.n. Anillo nervioso; e.m. Esófago muscular; e.g. Esófago glandular. C. a. Anfidios. D. c.b. Capsula bucal; a.b. Anillo basal. E. Extremo posterior del parásito. F. es. Espículas; p.p.s. Papilas pre-anales sub-ventrales.

### 6.1.9 *Dactylogyrus* sp.

**Reino:** Animalia; **Filo:** Platelminetos; **Clase:** Monogenea; **Orden:** Dactylogyridea;

**Familia:** Dctylogyridae; **Género:** *Dactylogyrus*. **Especie:** *Dactylogyrus* sp.

**Descripción:** los miembros de la Familia Dactylogyridae tienen un tamaño relativamente pequeño y presentan dos pares de manchas oculares (ocelos o receptores de luz pigmentados) en la parte anterior, así como glándulas cefálicas situadas en los órganos de los lóbulos cefálicos; la boca es ventral, con faringe, y los ciegos intestinales confluyen posteriormente; presentan un único testículo, y el vaso deferente se expande para formar una vesícula seminal; mientras que el cirro es un tubo esclerotizado con (Hoffman, 1998). El opistohaptor u órgano de fijación está formado por un par de macro ganchos (Jiménez *et al.*, 2010). El género *Dactylogyrus* se caracteriza por presentar la barra del haptor en forma de U (Bunkley & Williams, 1995). La vagina está situada en posición ventral, y las glándulas vitelarias se extienden a lo largo junto con el intestino y lateralmente hasta el borde del cuerpo (Aguirre, 2012).

**Hospedero:** *Agnostomus monticola*.

**Sitio de Infección:** arco branquial.



Fig 23. *Dactylogyra* sp.

A. Vista general del parásito; Dos pares de ocelos; fa. Faringe. B. Opistohaptor; b.d. Barra dorsal Longitud: 210  $\mu$ m; o. Ovario. C. c.i. Ciegos intestinales. D. m.g. Macro ganchos (2)

#### 6.1.10 *Atrophecaecum* sp.

**Reino:** Animalia; **Filo:** Platyhelminthes; **Clase:** Trematoda; **Orden:** Plagiorchiida; **Familia:** Cryptogonimidae; **Género:** *Atrophecaecum*. **Especie:** *Atrophecaecum* sp.

**Descripción:** (modificado de Scholz et al., 1995d): Quiste pequeño y transparente, casi esférico, de 192-211  $\mu\text{m}$  de diámetro. Cuerpo alargado 420-660  $\mu\text{m}$  de largo y 106-154  $\mu\text{m}$  de ancho, cubierto de espinas tegumentales excepto en la extremidad posterior. Ventosa oral grande, terminal, en forma de copa, armada con un círculo completo de 20 espinas largas y delgadas. Ventosa ventral esférica, postecuatorial, mucho más pequeño que la ventosa oral. Proporción de ventosa 1: 0,35-0,44. Prefaringe y esófago cortos. Faringe grande, fuertemente musculosa. Ciegos intestinales difíciles de observar, con una rama ancha y otra estrecha, atrofiada. Ambos ciegos se abren hacia afuera cerca de la extremidad posterior. Vejiga excretoria en forma de Y, con ramas anteriores que llegan hasta la faringe. Poro excretorio terminal (Vidal-Martínez, et al., 2001).

**Hospedero:** *Agnostomus monticola*.

**Sitio de Infección:** intestino.



Fig 24. Quiste de *Atrophecaecum* sp.

## 6.2 Localización de los parásitos por hospedadores

Cuadro 6. Regiones anatómicas afectadas por diversos parásitos en diferentes hospedadores colectados.

Hospedadores	Parásitos	N° de individuos por región anatómica				
		C.B	M	E	H	I
<i>Tomocichla sieboldii</i>	<i>Cladocystis trifolium</i>	22				
	<i>Rondonia rondoni</i>			173		1476
	<i>Raillietnema kritscheri.</i>				17	236
	Criptogonimidae gen. sp	1				
	<i>Postodiplostomum minimum</i>	1				
<i>Rhamdia guatemalensis</i>	<i>Clinostomum complanatum</i>		106			
	<i>Crassicutis cichlasomae</i>					9
	<i>Cladocystis trifolium</i>	1				
	<i>Raillietnema kritscher</i>					117
<i>Agnostomus monticola</i>	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae</i>					1
	<i>Atrophecaecum sp</i>	1				
	<i>Dactylogyrus sp</i>	67				

Abreviatura: C.B: Cavidad branquial, M: Musculatura, E: Estómago, H: Hígado, I: Intestino.

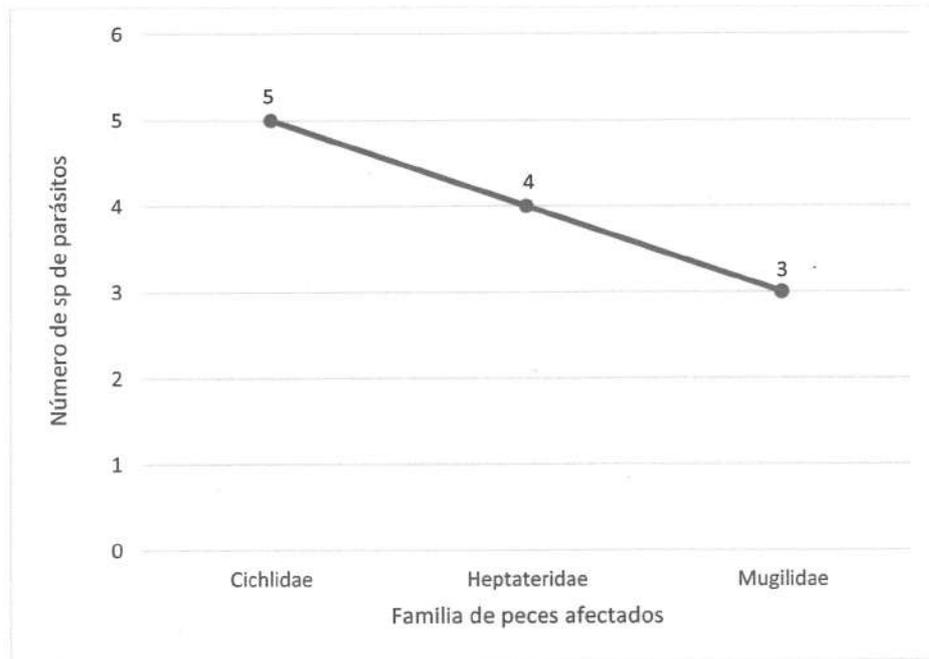


Fig 25. Número de especies de parásitos por familia de peces afectada.

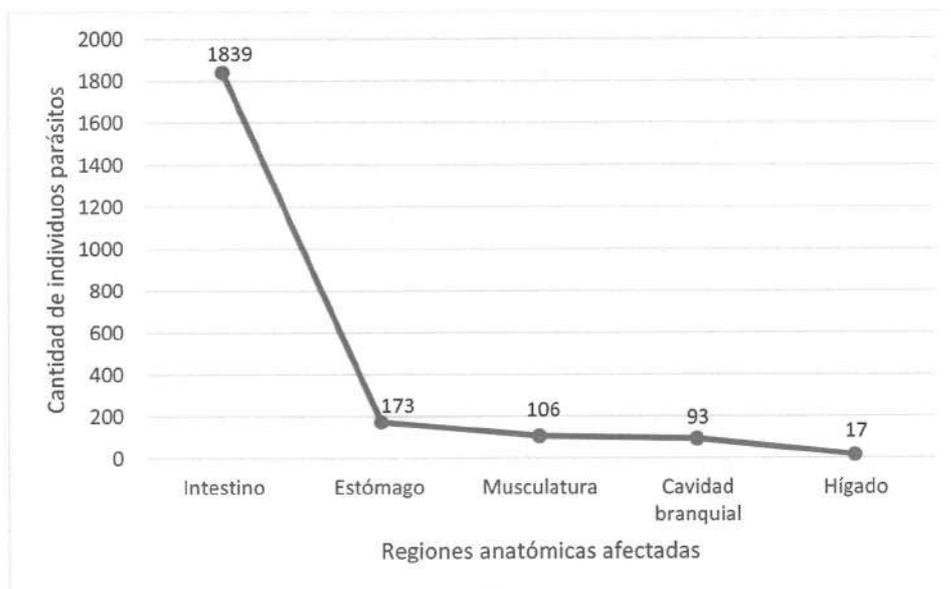


Fig 26. Regiones anatómicas afectadas por los parásitos.

### 6.3 Parámetros ecológicos

Cuadro 7. Parámetros ecológicos de los parásitos observados en los diferentes hospedadores colectados.

Hospedadores	Parásitos	H.E	H.P	T.I	P (%)	A	I.P
<i>Tomocichla sieboldii</i>	<i>Cladocystis trifolium</i>	9	5	21	55.6	2.3	4.2
	<i>Rondonia rondoni</i>	9	4	1649	44.4	183.2	412.2
	<i>Raillietnema kraitscheri</i>	9	2	236	22.2	26.2	118
	Criptogonimidae gen. sp	9	1	1	11.1	0.1	1
	<i>Postodiplostomum minimum</i>	9	1	1	11.1	0.1	1
<i>Rhamdia guatemalensis</i>	<i>Clinostomum complanatum</i>	9	2	106	22.2	11.8	53
	<i>Crassicutis cichlasomae</i>	9	2	9	22.2	1.0	4.5
	<i>Cladocystis trifolium</i>	9	1	1	11.1	0.1	1
	<i>Raillietnema kraitscheri</i>	9	1	117	11.1	13.0	117
<i>Agnostomus monticola</i>	<i>Procamallanus (Spirocamallanus) rebecae</i>	6	1	1	16.7	0.2	1
	<i>Atrophecaecum</i> sp	6	1	1	16.7	0.2	1
	<i>Dactylogyrus</i> sp	6	1	67	16.7	11.2	67

Abreviaturas: H.E: Hospederos examinados H.P: Hospederos parasitados, T.I: Total de individuos, P: Prevalencia, A: Abundancia, I.P: Intensidad promedio.

#### 6.4 Índice de Shanon-Weaver

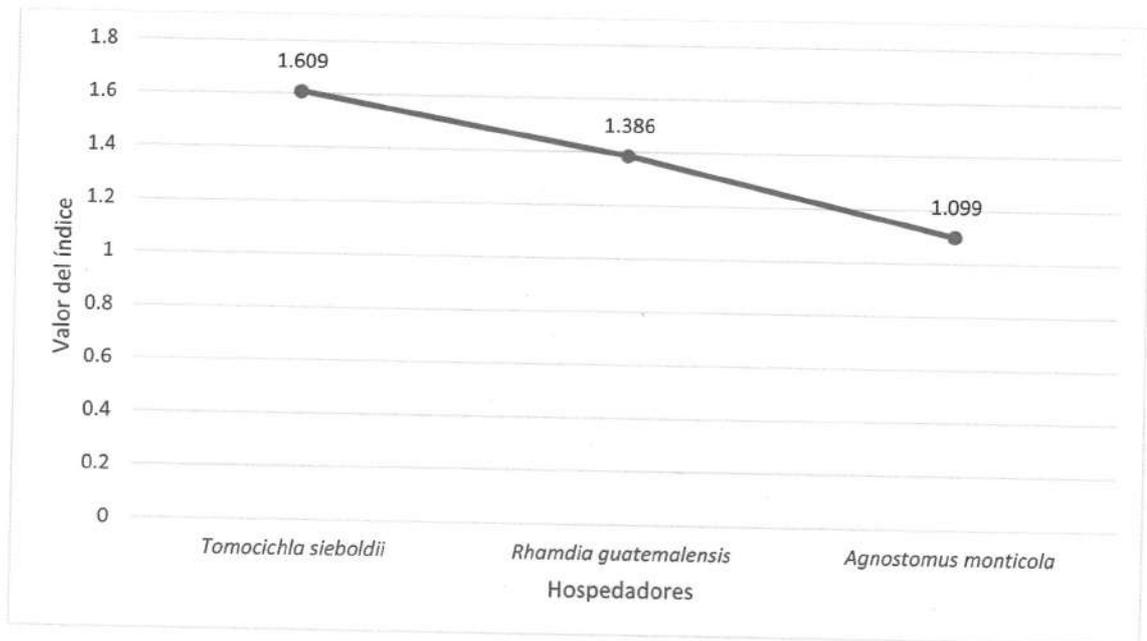


Fig 27. Diversidad de parásitos por hospedero.

## VII. DISCUSIÓN

En este estudio realizado en la cuenca baja del río David, se identificaron 10 especies de parásitos, con un total de 2228 parásitos cuantificados. El parásito más abundante fue *Rondonia rondoni* con una prevalencia de 44.4% y una intensidad promedio de 412.2 (Cuadro 7), este nemátodo presenta tamaño pequeño, sin embargo, puede causar problemas en los peces al producir serios daños en el intestino provocando obstrucción intestinal y causar falta de apetito (Martins, 1998).

Entre las familias de peces estudiadas como hospedadores de parásitos, Cichlidae registró una gran cantidad de parásitos, siendo la especie *Tomocichla sieboldii* con mayor especies de parásitos encontrados en la misma familia. Las especies de parásitos identificados fueron: *Rondonia rondoni*, *Raillietnema kritscheri*, *Cladocystis trifolium*, *Criptogonimidae sp* y *Postodiplostomun minimum* (Cuadro 6). Es probable que las especies de parásitos registradas en este estudio presenten una mayor especificidad hacia la familia Cichlidae. Ya que se registraron un total de 6 especies de parásitos que solo parasitan a la familia Cichlidae y no a otra familia de peces. Los resultados obtenidos concuerdan con los expuesto por (Salgado, 2008) donde realizó una recopilación de la composición taxonómica y distribución de parásitos helmintos de peces de agua dulce de América Central en el mismo expone que la familia con mayor número de especie de helmintos adultos es la Cichlidae (17), en menor número Characidae (15), Heptapteridae (11), Poeciliidae (10) y Eleotridae (5).

Muchas especies de digéneos terminan su ciclo de vida en las aves, utilizando como segundos hospederos intermediarios a diferentes especies de peces. Entre las especies de digéneos que parasitan a los peces en forma larvaria (metacercarias) se encuentran las siguientes especies reportadas en este estudio: *Clinostomum*

*complanatum*, *Posthodiplostomum minimum* y *Cladocystis trifolium*, las cuales son consideradas como especies cosmopolitas, (Valencia, 1990). El estudio de la fauna helmintológica de las aves acuáticas es considerado de gran importancia, por la función de la dispersión de una gran variedad de especies de helmintos que desempeñan dentro del ecosistema, contribuyendo a que éstos conquisten nuevos hábitats debido a que actúan como hospederos definitivos de muchas especies (Kennedy *et al.*, 1986).

De los parásitos registrados en este estudio solo uno puede llegar a parasitar al hombre de manera accidental: *Clinostomum complanatum*, esta especie ha sido reportada en varios países por el consumo de pescado de agua dulce y salobre crudo en: Japón (Yamashita, 1938; Hara *et al.*, 2014), Israel (Wittenberg, 1944) y Corea (Kim *et al.*, 2019; Chung *et al.*, 1995; Park, 2009), Brasil (Sutili *et al.*, 2014). La Organización Mundial de la Salud reconoció el grave problema de salud que los tremátodos transmitidos por peces representan en humanos (OMS, 1995). En el caso de *C. complanatum*, después del consumo crudo o poco cocido de pescado parasitado, las metacercarias se liberan en el estómago y el parásito migra hacia el esófago y la cavidad bucal, generalmente causando faringitis aguda o laringitis (Park *et al.*, 2009). El primer caso de clinostomiasis fue registrado en Japón (Yamashita, 1938), y la mayoría de los informes de humanos parasitados por *Clinostomum* sp. fueron también registrado en ese país. (Shirai *et al.*, 1998) documentó el caso de una mujer japonesa de 29 años con malestar en la garganta y expectoración de gusanos a través de estornudos. En Tailandia, un hombre de 38 años visitó una clínica de oftalmología con quejas de picazón en el ojo derecho, y el examen reveló la presencia de un gusano adherido al orificio lagrimal, el paciente había ingerido pescado crudo; el parásito fue

identificado como *Clinostomum* sp., (Tiewchaloren *et al.*, 1999). (Chung *et al.*, 1995), informó del primer caso coreano de faringitis causada por *C. complanatum.*, en un hombre de 56 años que acudió al otorrinolaringólogo y describiendo una sensación de un cuerpo extraño y dolor en la faringe. Los exámenes mostraron un gusano vivo adherido a las mucosas de la membrana. El segundo caso en ese país ocurrió en un hombre de 33 años que también tenía el historial de comer pescado crudo (Park *et al.*, 2009). La endoscopia demostró la presencia de un gusano de 5 mm adherido a la laringe y presencia de hemorragia petequiral en la mucosa después de la extracción del gusano, el mismo presentaba un color marrón oscuro y gránulos en su interior, lo que indica que podía alimentarse succionando la sangre de la mucosa. Cabe mencionar que no existe ningún fármaco terapéutico para el tratamiento de la clinostomiasis en humanos, y la extracción mecánica debe realizarse con prontitud bajo anestesia general. Ya que el procedimiento puede verse obstaculizado por la adherencia firme del parásito a la mucosa y por su rápido movimiento. Se recomienda la aplicación de lidocaína sobre el gusano para paralizarlo y eliminar la succión (Kitagawa *et al.*, 2003).

El monogéneo *Dactylogyrus* sp. aunque no presentó una alta prevalencia (16.7%) puede representar serios problemas de salud en los peces, ya que son un grupo de parásitos que presentan desarrollo directo; este parásito suele fijarse a las branquias donde produce graves lesiones debido a la acción mecánica de los ganchos del opistohaptor y a la actividad alimentaria del verme. Cuando la infección es importante se produce dilatación de las branquias, destrucción del epitelio branquial y rotura de vasos sanguíneos. Todo ello da lugar a una hipofunción respiratoria y a la muerte del hospedador por asfixia. (Sierra *et al.*, 2015).

En el caso de los nemátodos como *Procamallanus* spp., causan problemas en las crías de poecílidos y otras especies de peces (Moravec, 1998). Adicionalmente (Ruhela, Pandey & Khare, 2008) mediante infecciones experimentales, demostraron que varias especies de *Procamallanus* que infectan el riñón de *Clarias batrachus* (Linnaeus, 1978) muestran cambios patológicos tales como hinchazón, glomérulos de tamaño variable, cambios degenerativos en los túbulos y en la cápsula de Bowman.

Según el índice de biodiversidad de Shannon-Weaver, este sitio posee baja diversidad de parásitos. Sin embargo, el hospedador con mayor diversidad de helmintos en este estudio fue *Tomocichla sieboldii* ( $H': 1.609$ ). Los menos diversos fueron *Rhamdia guatemalensis* ( $H': 1.386$ ) y *Agnostomus monticola* ( $H': 1.099$ ). Las diferencias en la cantidad de especies de parásitos pueden deberse a la cantidad de hospedadores capturados, los hábitos alimenticios de los mismos, el hábitat en el que se encuentran los peces probablemente posee poca fauna de invertebrados y aves que permitan la adquisición de estadios juveniles y adulto de los parásitos.

## VIII. CONCLUSIONES

- Se identificaron 10 especies de parásitos, con un total de 2228 parásitos cuantificados.
- De las 10 especies de parásitos identificadas en este estudio, solo *Clinostomum complanatum* puede parasitar al hombre de manera accidental.
- De los parásitos identificados solo 2 pueden representar serios problemas de salud en los peces: *Dactylogyrus* sp, y *Procamallanus* sp.
- El parásito más abundante fue *Rondonia rondoni* con una prevalencia de 44.4% y una intensidad promedio de 412.2.
- *Tomocichla sieboldii* fue el hospedero con mayor número de especies de parásitos encontrados en la misma familia.
- Las especies de parásitos registradas en este estudio presentan una mayor especificidad hacia la familia Cichlidae.
- Según el índice de biodiversidad de Shannon-Weaver, el sitio estudiado posee baja diversidad de parásitos.

## IX. RECOMENDACIONES

- Incentivar estudios sobre los parásitos de peces en el Río David, sitio de pesca artesanal de la población rural y urbana de la provincia de Chiriquí; ya que los peces representan una importante fuente de alimento, es muy importante conocer los diferentes parásitos que estos pueden presentar, y su repercusión en la salud humana.
- Equipar el laboratorio de Microbiología y Parasitología con equipos de microscopía más modernos, que permitan analizar con más detalle la morfología y fisiología de cada parásito.
- Comprar los reactivos utilizados en este estudio para un mejor desarrollo de trabajos en parasitología silvestre, ya que el laboratorio no cuenta con los mismos.

## X. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Aguirre, G.I. (2012). Descripción y caracterización epidemiológica de la parasitofauna de peces ciprínidos de la cuenta alta y media del río Duero, Tesis de Grado. Universidad de Zaragoza. <https://zaguan.unizar.es/record/9905/files/TESIS-2012-139.pdf>
- Aguirre, M., & García, L. (1994). Metacercarias de cíclidos nativos del sureste de México; Taxonomía y claves para su reconocimiento. 5-34. Obtenido de [https://www.academia.edu/655288/Metacercarias de ciclidos nativos del Sureste de M%C3%A9xico taxonom%C3%ADa y claves para su conocimiento](https://www.academia.edu/655288/Metacercarias_de_ciclidos_nativos_del_Sureste_de_Mexico_taxonom%C3%ADa_y_claves_para_su_conocimiento)
- Anderson, R., Chabaud, A., & Willmott, S. (1974). CIH Keys to the Nematode parasites of vertebrates. Commonwealth agricultural bureaux, 86. [https://www.researchgate.net/publication/322939023 CIH Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates](https://www.researchgate.net/publication/322939023_CIH_Keys_to_the_Nematode_Parasites_of_Vertebrates)
- ARAP. Plan de Acción Para la Pesca Sostenible. Panamá. <https://arap.gob.pa/wp-content/uploads/2017/01/PLAN-DE-ACCION-PARA-LA-PESCA-FINAL2.pdf>
- Bunkley-Williams, L., & Williams, E. (1995). Parásitos de Peces de Valor Recreativo en Puerto Rico. Lajas, Puerto Rico. [https://www.researchgate.net/profile/ernest-williamsjr/publication/355135005 parasitos de peces de valor recreativo en agua dulce de puerto rico/links/615f92a51eb5da761e5df7c5/parasitos-de-peces-de-valor-recreativo-en-agua-dulce-de-puerto-rico.pdf](https://www.researchgate.net/profile/ernest-williamsjr/publication/355135005_parasitos_de_peces_de_valor_recreativo_en_agua_dulce_de_puerto_rico/links/615f92a51eb5da761e5df7c5/parasitos-de-peces-de-valor-recreativo-en-agua-dulce-de-puerto-rico.pdf)

- Bush, A. O., K. D. Lafferty, J. M. Lotz, y A. W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology* 83:575-583.
- Bussing, W. (2015). *Peces de las aguas continentales de Costa Rica* (2 ed.). Costa Rica: UCR.
- Caspeta, J. (2010). *Nemátodos parásitos de peces de agua dulce* (1 ed.). México: AGT Editor, S.A.
- Caspeta, J., Cabañas, G., & Mendoza, E. (2009). *Helminos parásitos de peces dulceacuícola mexicanos (caso Morelos)*. México: AGT editor, S.A.
- Castillo, K. & S. Cianca, (2013). *Identificación de Endoparásitos en peces de la familia Cichlidae del río David, Provincia de Chiriquí, República de Panamá*, 128 p.
- CECOPESCA. (2012). *Guía sobre los principales parásitos presentes en productos pesqueros: técnicas de estudio e identificación*. Madrid: Ministerio de agricultura, alimentación y medio ambiente.
- Centers for Disease Control and Prevention. (2010). *Ciclo biológico de Clonorchis sinensis*. <https://www.cdc.gov/spanish/index.html>
- Corella, H. (2019). *Composición De La Parasitofauna De Peces Nativos e Introducidos De Un Cultivo Artesanal En El Distrito De Bugaba, Chiriquí, Panamá (Trabajo De Grado)* . Universidad Autónoma De Chiriquí.
- Chung, D., Moon, C., Kong, H., Choi, D & Lim, D. (1995). The first human case of *C. complanatum* (Trematoda: Clinostomatidae) infection in Korea. *The Korean Journal*, 33(3), 219-223. doi:DOI: 10.3347 / kjp.1995.33.3.219

- Drago, F.B., & Nuñez, V. (2014). Clase Céstoda. Repositorio. <http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/repositorio/documentos/sipcyt/bfa006058.pdf>
- García Moreno, A., Outerelo, R., Ruiz, E., Aguirre, J.I., Almodovar, A., et al. (2011). Estudio y diversidad de los Platelminfos, Nematodos, Nematomorfos y Acantocéfalos. *Reduca*, 4(2) 37-50. <https://www.ucm.es/data/cont/docs/568-2013-12-16-03-PlatelminfosNematodos.pdf>
- García, L., Osorio, D., & Constantino, F. (2014). Prevalencia de los parásitos y las alteraciones histológicas que producen a las tilapias de la laguna de Amela, Tecomán, Colima. *Veto Méx*, 24(3). <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=14375>
- Gbif species identification. <https://www.gbif.org/species/4414705>
- Gbif species identification. <https://www.gbif.org/species/5202683>
- Gbif species identification. <https://www.gbif.org/species/7028677>
- Girard de Kiminsky, R. (2011). Parasitología Clínica. Universidad Nacional Autónoma de Honduras. <http://www.bvs.hn/Honduras/Parasitologia/V.Parasitologia-Clinica-10-16.pdf>
- Gonçalves, S. (1963). *Rondonia rondoni* Travassos, 1920 (Nematoda, Atractidae). Trabajo del instituto Oswaldo Cruz (División de Zoología), 61(1), 76-88.
- Guerra, R. (2014). Determinación De Parásitos En Peces En La Cuenca Baja Del Río Divalá, Distrito De Alanje, Provincia De Chiriquí (Trabajo De Grado). Parasitología De Vida Silvestre.

- Helfman, Gene & Collette, Bruce & Facey, Douglas & Bowen, Brian. (2009). The Diversity of Fishes: Biology, Evolution, and Ecology.
- Jiménez, O., Peña, M., Ramírez, C., Tapia, M., Guzmán, L., Montes, R., Castrejón, A., & Benítez, A. (2010). Guía para la identificación de parásitos y enfermedades de peces de ornato (2 ed.). Galeana, Zacatepec, Morelos, México: Comité estatal de sanidad acuícola del estado de Morelos, A.C. <http://cesaem-morelos.org/descargas/guia-enfermedades.pdf>
- Kennedy, C. R., Bush, J., & Aho, M. (1986). Patterns in helminth communities: Why are bird and fishes different. *Parasitology*, (93),205-215.
- Kitagawa, N., Oda, M., Totoki, T., Washizaki, S., Oda, M., Kifune, T. (2003). Lidocaine Spray Used to Capture a Live Clinostomum Parasite Causing Human Laryngitis. *American Journal Of Otolaryngology*, (24), 341-343.
- Lado, B.P. (2011). Ciclo biológico y especie a la que corresponde una de las cercarias (Trematoda, Digenea) liberadas por *Heleobia* spp. (Gastropoda, Cochliopidae) en la Costa de Montevideo (Trabajo de Grado). Facultad de Veterinaria UdelaR. <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/1309/1/uy24-15194.pdf>
- Lamilla, J., & Bustamante, C. (2005). Guía para el reconocimiento de tiburones, rayas y quimeras de Chile. *Oceana*, 17, 1-80.
- Lamothe, R., & Pérez, G. (1986). Hallazgo de *Posthodiplostomum minimum* (macCallum 1921) Dubois, 1936 (Trematoda: Diplostomatidae) en *Egretta thula* en México. *Anales del instituto de biología de la Universidad Autónoma de México*. 57, 235-246.

- Lara, D. M. (2020). Epidemiología y control de los nematodos gastrointestinales de rumiantes. <https://www.engormix.com/ganaderia-carne/articulos/dildo-epidemiologia-control-nematodos-t44524.htm>
- Lemus Gómez, E.G., Mejía Meléndez, A.G., & Rodríguez, M.G. (2016), Prevalencia de parásitos Helmintos en peces de agua dulce del embalse Cerrón Grande De EL Salvador (Trabajo de Grado). Universidad de El Salvador, El Salvador. <http://ri.ues.edu.sv/id/eprint/9463/1/13101602.pdf>
- Margolis, L., G. W. Esch, J. C. Holmes, A. M. Kuris, y G. A. Schad. 1982. The use of ecological terms in parasitology (Report of an ad hoc committee of The American Society of Parasitologists). *Journal of Parasitology* 68:131-133.
- Martins, M. (1998). Doenças infecciosas e parasitarias de peixes. Jaboticabal, FUNEP, 2ª ed., 65 p.
- Ministerio de Agricultura y Ganadería. (2011). Manual Básico de Sanidad Piscícola. Paraguay. <http://www.fao.org/3/as830s/as830s.pdf>
- Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. (2012). Los principales parásitos en productos pesqueros: Técnicas de estudio e identificación. Madrid, España. [https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia\\_Parasitos\\_tcm7-248621\\_tcm30-285792.pdf](https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia_Parasitos_tcm7-248621_tcm30-285792.pdf)
- Ministerio de Agricultura, Pesca y Medio Ambiente. (2012). Guía sobre los parásitos presentes en los principales productos pesqueros, Técnicas de Estudio e Investigación. Madrid, España. 108 p. [https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia\\_Parasitos\\_tcm7-248621\\_tcm30-285792.pdf](https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia_Parasitos_tcm7-248621_tcm30-285792.pdf)

- Moravec, F. (1998) Nematodes of freshwater fishes of the Neotropical Region. Academia Praha, 464 pp.
- Navone, G.T., Achinelly, M.F., Notarnicola, J., & Zonta, M.L. (2017). Phylum Nematoda. Repositorio, Universidad Nacional de la Plata, Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores. <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/73987>
- Negrete, L., & Damborenea, C. (2017). Phylum Platyhelminthes. En F. Drago, Macroparásitos: Diversidad y biología (págs. 21-23). Buenos Aires: Universidad de la Plata.
- Oresanz, M., & Denegri, G. (2016). Características generales del ciclo de vida de los monogéneos y su incorporación a un programa de investigación científica en parasitología. *Natura Neotropicalis*, 47(2). [https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/80715/CONICET\\_Digital\\_Nro.2\\_066877b-b62e-42ef-9412-8a5283b4f5cd\\_B.pdf?sequence=5&isAllowed=y](https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/80715/CONICET_Digital_Nro.2_066877b-b62e-42ef-9412-8a5283b4f5cd_B.pdf?sequence=5&isAllowed=y)
- Park,C., Kim, J., Joo,H., & Kim, J. (2009). A Human Case of *Clinostomum complanatum* Infection in Korea. *Korean J Parasitol*, 47(4), 401-404. :DOI: 10.3347/kjp.2009.47.4.401
- Roberts, L., & Janovy, J. (2009). *Fundation of Parasitology*. Higher Education. [https://deevesacb.files.wordpress.com/2015/10/foundations\\_of\\_parasitology.pdf](https://deevesacb.files.wordpress.com/2015/10/foundations_of_parasitology.pdf)
- Rojas, A., Lamothe, M., & García, L. (2014). Parasitosis transmitidas por el consumo de peces en México. *Comunicaciones libres*, 83-87. Obtenido de [https://www.amc.edu.mx/revistaciencia/images/revista/65\\_2/PDF/Parasitosis.pdf](https://www.amc.edu.mx/revistaciencia/images/revista/65_2/PDF/Parasitosis.pdf)

- Rubio-Godoy, M. (2010). Inmunología de los peces óseos. Revisión / Teleost fish immunology. Review. Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias, 1.
- Rubio-Godoy, M. (2010). Revisión Técnica Pecuaria en México. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias México 48(1), 43-57.  
<https://www.researchgate.net/publication/43920990> Inmunologia de los peces óseos Revision
- Ruhela, S., Pandey, A.K. & Khare, A.K. (2008). Histopathological manifestations in kidney of *Clarias batrachus* induced by experimental *Procamballanus* infection. Journal of Environmental Biology, 29, 739–742.
- Saldaña Cárdenas, A.A. (2018). Biodiversidad de Parásitos Digéneos en Tres Especies de Invertebrados Endémicos de la Antártida, Tesis de Grado. Universidad Austral de Chile, Chile,  
<http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2018/fcs213b/doc/fcs213b.pdf>
- Salgado-Maldonado, G. (2008). Helminth parasites of freshwater fish from Central America. Zootaxa, 1915, 29–53. [https:// doi.org/ 10.11646/zootaxa.1915.1.2](https://doi.org/10.11646/zootaxa.1915.1.2)
- Salgado-Maldonado, G. y D. Osorio-Sarabia. 1987. Helmintos de algunos peces del Lago de Pátzcuaro, Michoacán. Ciencia y Desarrollo CONACYT mayo - junio, 1987. Num. 74: 41 - 57.
- Scholz, T. (1995). Parasites in cultured and feral fish. Veterinary Parasitology (84), 317-335. Obtenido de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/10456421>

- Shirai, R., Matsubara, K., Ohnishi, T., Nishiyama, H., Miyamoto, J., Watanabe, A., Harada, R., Kadota, J., & Kohno, S. A. (1998). Case of human infection with *Clinostomum* sp. *Kansenshogaku Zasshi*, 72, 1242-1245.
- Sierra-Cifuentes V, Jiménez-Aguilar JD, Alzate A, Cardona-Arias JA, Ríos-Osorio LA. (2015). Prevalencia de parásitos intestinales en perros de dos centros de bienestar animal de Medellín y el oriente antioqueño (Colombia), *Revista de Medicina Veterinaria*. 30:55-66. ISSN: 0122-9354. <https://dx.doi.org/10.19052/mv.3609>.
- Thurman, H.V., & Webber, H.H. (1984). *Marine Biology*. Charles E. Merrill Publishing C. A. Bell and Howell Co. Columbus, Ohio
- Tiewchaloern, S., Udomkijdech, S., Suvouttho, S., Chnchamsri, K., & Waikagul, J. (1999). *Clinostomum* trematode from human eye. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 30(2).
- UNAM. Colecciones Biológicas.  
<http://unibio.unam.mx/collections/specimens/urn/IBUNAM:CNHE:HE3082>
- Valencia, S. E. 1990. Estudio taxonómico de la fauna helmintológica de las aves silvestres: *Casmerodius albus*, *Ardea herodias* y *Phalacrocorax olivaceus* del estero Celestún, Yucatán. Tesis profesional, Universidad Autónoma de Yucatán, Facultad de Química 74 p
- Vidal, V., Sholz, T., Aguirre, M., Gonzalez, D., Mendoza, É. (2002). Atlas de los helmintos parásitos de cíclidos de México (Primera ed.). México: Instituto Politécnico Nacional. <http://portalelbohio.es/wp-content/uploads/2014/08/ATLAS-DE-CICLIDOS.pdf>

Vidal-Martínez, V.M; Aguirre-Macedo, M.L; Scholz, T.; Gonzales-Solis, D., & Mendoza-Franco, E.F. (2001). Atlas de los parásitos helmintos de peces cíclicos de México. ACADEMIA.

## XI. ANEXOS

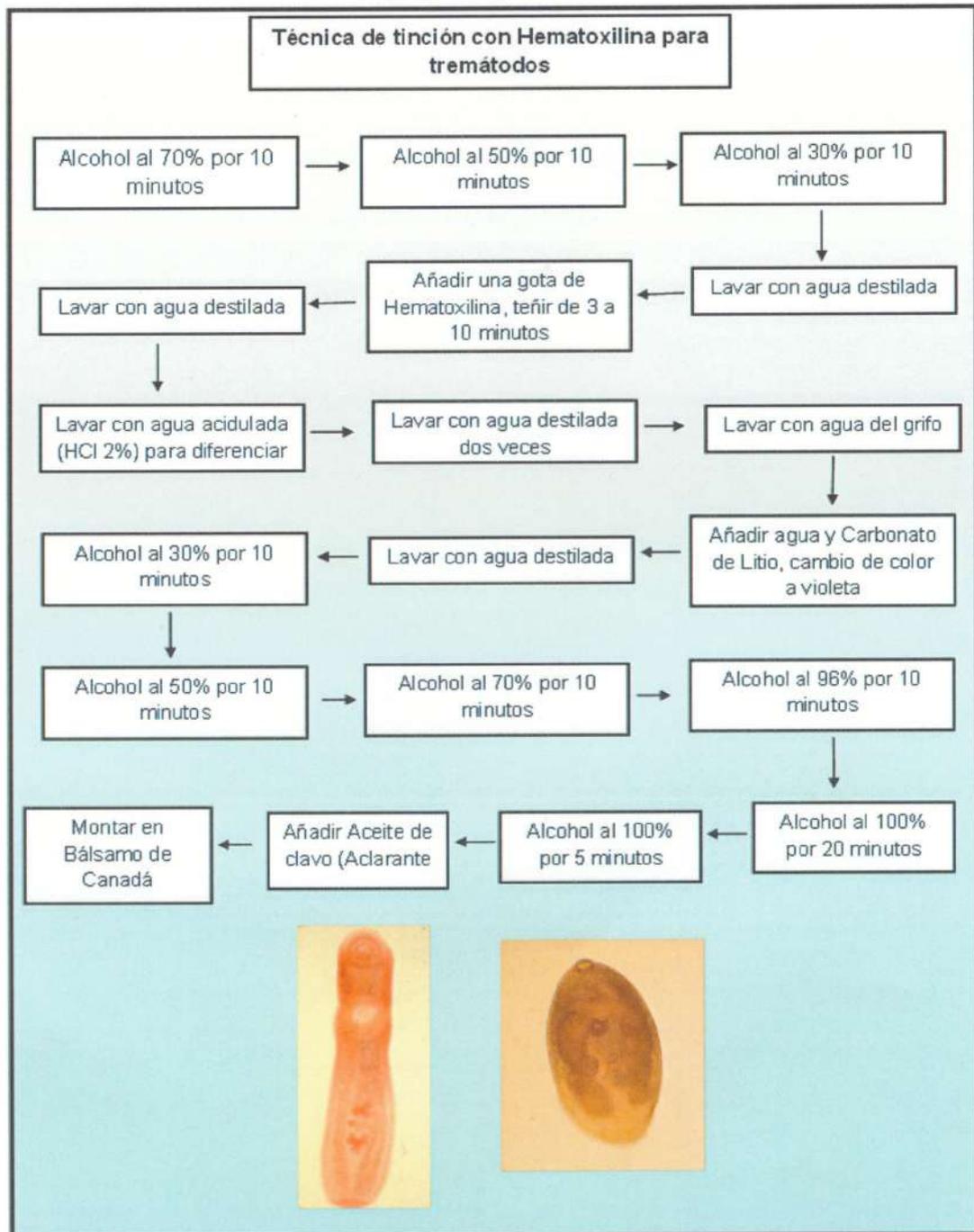


Fig 28. Tinción con Hematoxilina para tremátodos.



Fig 29. Sitio de muestreo.

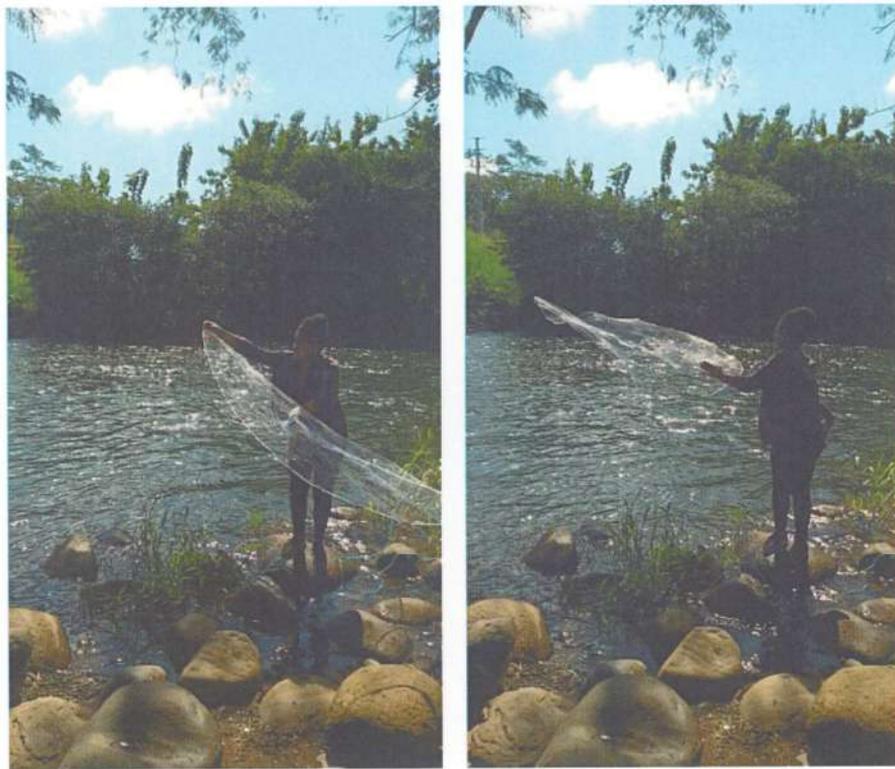


Fig 30. Lanzamiento de atarraya.



Fig 31. Captura y transporte de hospedadores.



Fig 32. Revisión general de hospedadores.

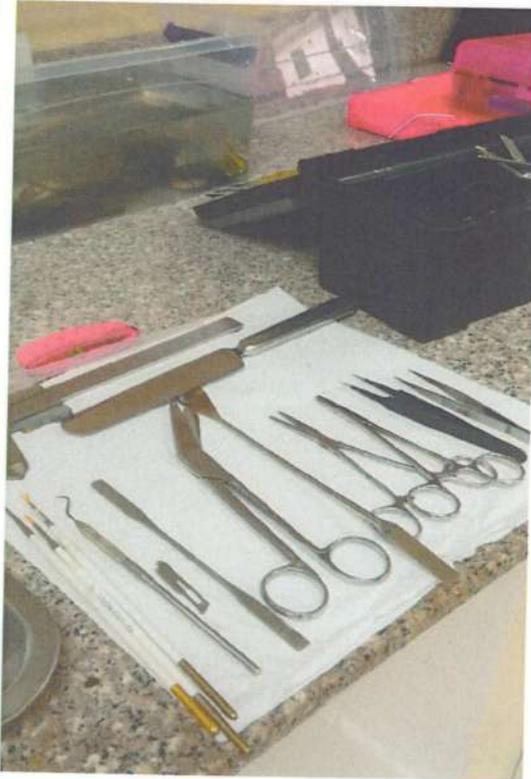


Fig 33. Equipo de disección.

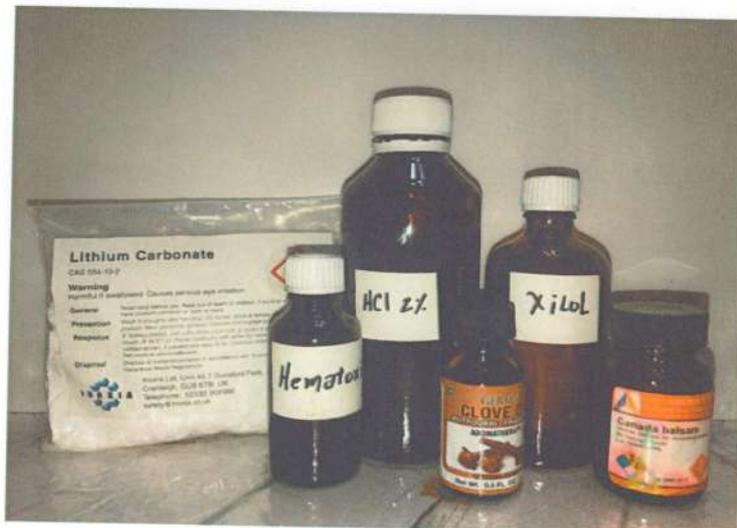


Fig 34. Reactivos



Fig 35. Medición del hospedador



Fig 36. Registro de peso de hospedadores

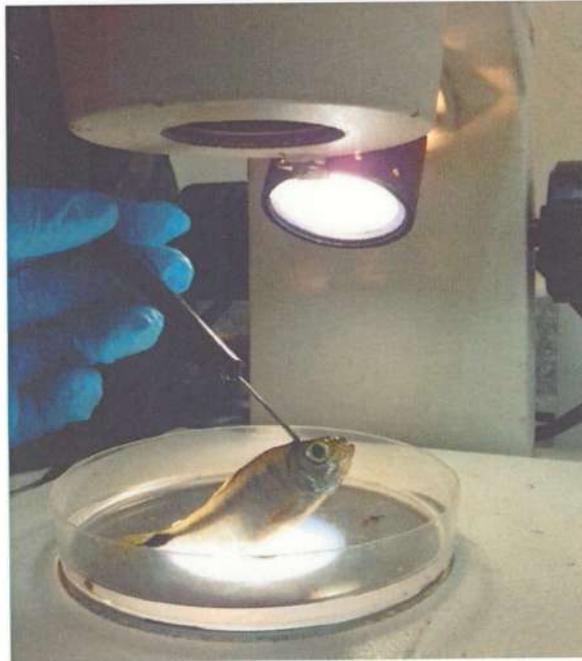


Fig 37. Punción cerebral



Fig 38. Revisión externa del hospedador



Fig 39. Hospedador parasitado

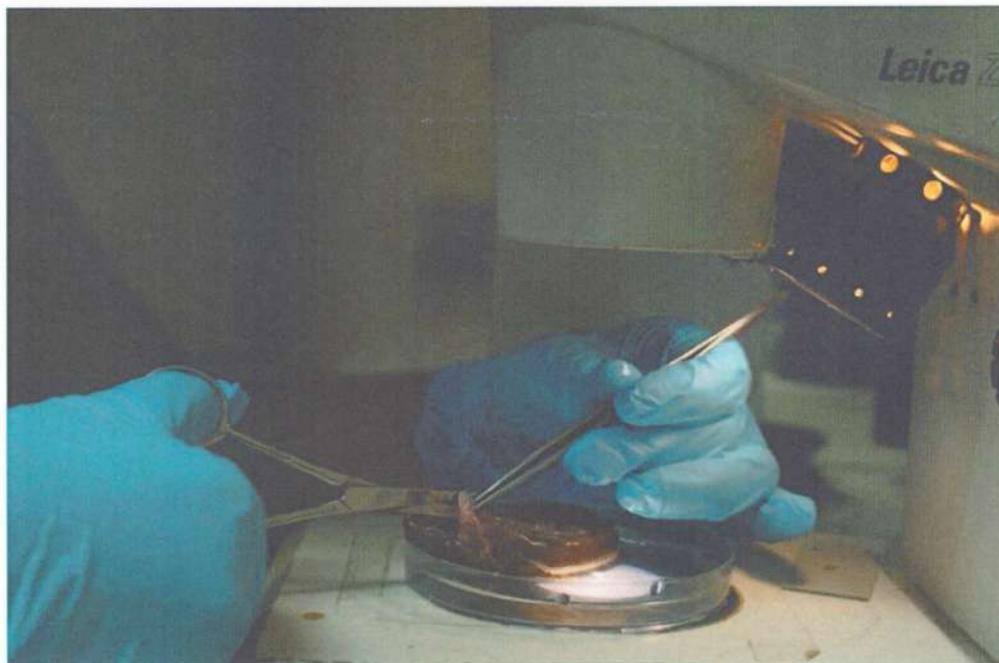


Fig 40. Revisión de la cavidad branquial

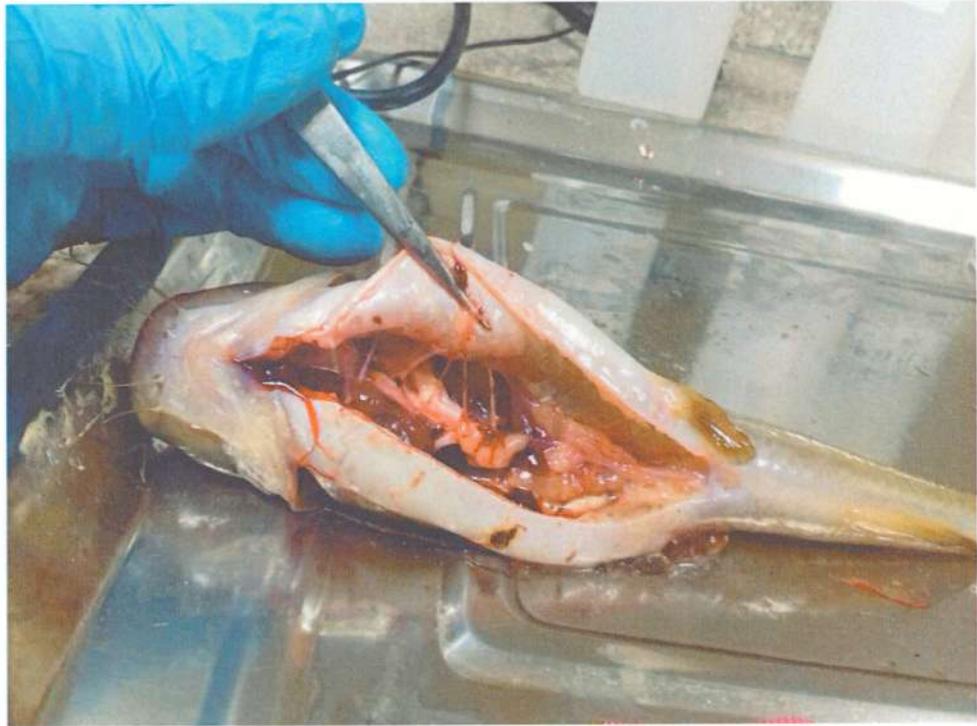


Fig 41. Revisión interna del hospedador



Fig 42. Órganos internos parasitados

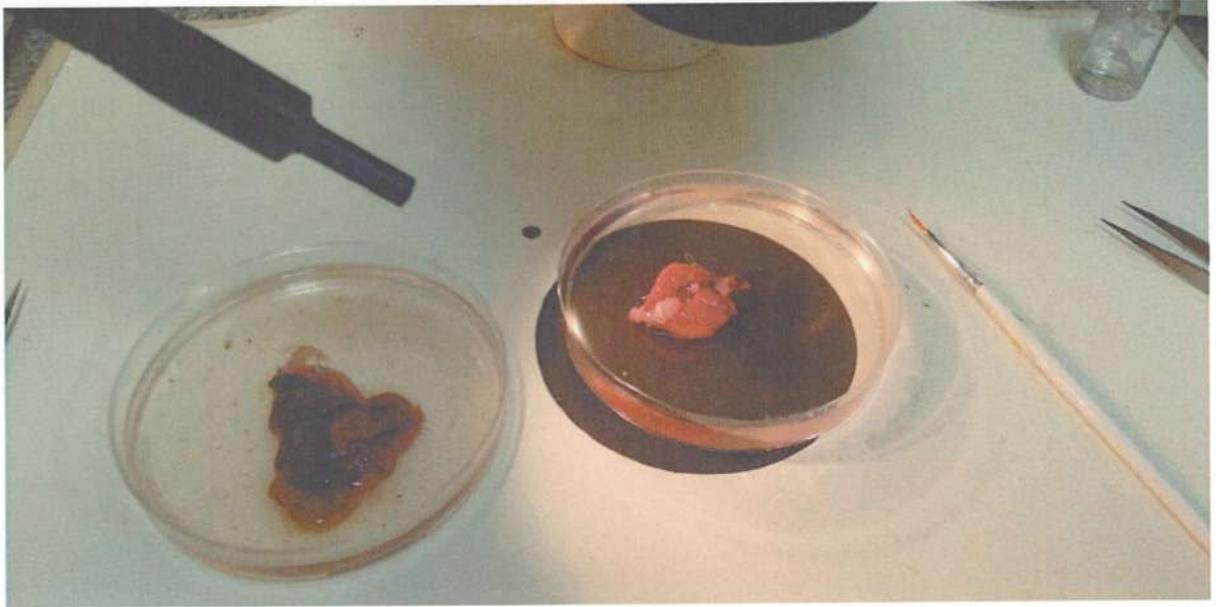


Fig 43. Extracción de órganos para revisión



Fig 44. Extracción de parásitos

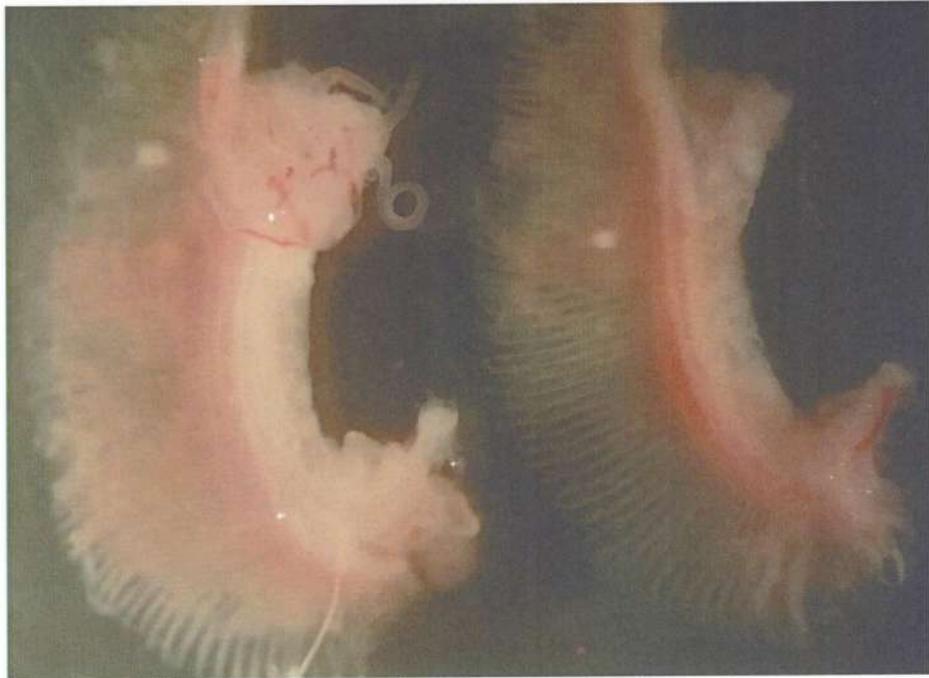


Fig 45. Arcos branquiales parasitados



Fig 46. Tinción de tremátodos con Hematoxilina



Fig 47. Diferenciación de tremátodos con Carbonato de calcio



Fig 48. Aclarado de nemátodos con Glicerina

Hoja de campo

Especie de hospedero *Agoutomys monticola* número 24

Lugar de colecta Ruise, sobre el Rio David fecha 22-11-17

Coordenadas \_\_\_\_\_

Datos del hospedero

Longitud total 16.40m longitud patrón 13.30m altura 3.20m peso 48g sexo M

Revisión externa

Superficie general del hospedero

- Ojos \_\_\_\_\_
- Gonoporo \_\_\_\_\_
- Opérculo \_\_\_\_\_
- Cavidad branquial \_\_\_\_\_
- arco branquial 67 Monozones Dactylogyrus sp

Aletas

- Dorsal \_\_\_\_\_
- Pectoral \_\_\_\_\_
- Pélvica \_\_\_\_\_
- Anal \_\_\_\_\_

Revisión interna

Órganos internos del hospedero

- Cavidad del cuerpo \_\_\_\_\_
- Cerebro \_\_\_\_\_
- Grasa \_\_\_\_\_
- Musculatura \_\_\_\_\_
- Mesenterio \_\_\_\_\_
- Corazón \_\_\_\_\_
- Hígado \_\_\_\_\_
- Riñon \_\_\_\_\_
- Vejiga natatoria \_\_\_\_\_

Tracto digestivo

- Esófago \_\_\_\_\_
- Estomago \_\_\_\_\_
- Intestino 1 Nematodo Paraornallanus sp
- Ano \_\_\_\_\_

Notas Quete de Acanthotomidas 

Posiblemente Atraphocacum sp.

Posible hueso de hemíclodo: Coloca muy delgado estructura  
fuera de la línea ligeramente precentral, pero a pocos milímetros  
periferia.

Coloca en el Apéndice

Fig 49. Hoja de campo