



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS

Trabajo de Tesis realizado como requisito para optar al título de:
DOCTOR EN CIENCIAS VETERINARIAS

Parásitos del Shio, *Hypostomus oculus* Fowler, 1943
(Pisces: Loricariidae) en ríos de la provincia de Pastaza, República
de Ecuador

RODRIGUEZ, Cecilia Elizabeth

DIRECTOR: Dra. GAMBOA, María Inés.

DIRECTOR: Dr. MARTORELLI, Sergio Roberto

CODIRECTOR: Dra. MARCOTEGUI, Paula Soledad

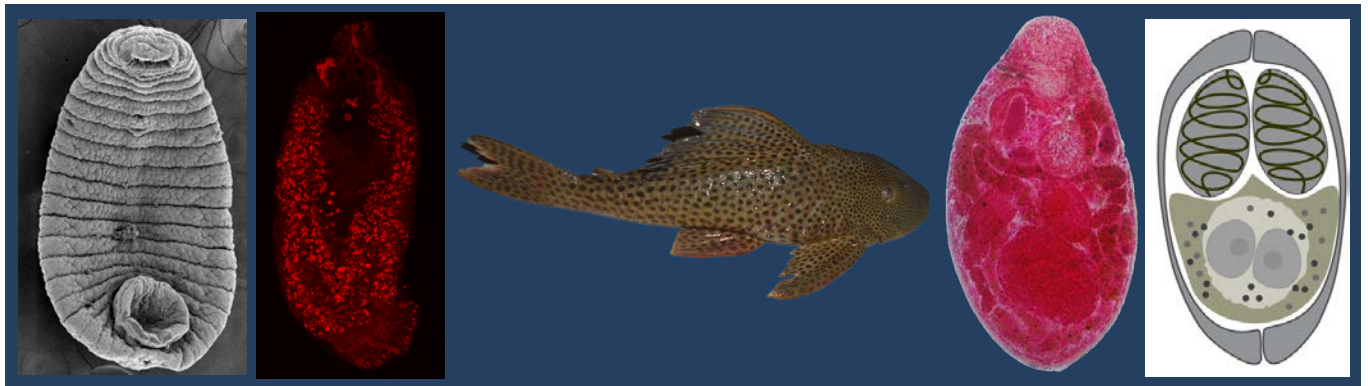
ASESOR CIENTÍFICO: Ing. LOPEZ, Jesús Ramón

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE-CONICET). Universidad Nacional de La Plata.

MIEMBROS DEL JURADO:

Dr. TANZOLA, Daniel. Dra. LUNASCHI, Lía Inés. Dr. SANABRIA,
Rodrigo

Argentina-2016



DEDICATORIA

A la memoria de mi madre, Rosa Haro, quien infundió en mí este sueño, cuando tenía cinco años, me confeccionó mi primer mandil blanco.

A la memoria de mis abuelitos, Isabel Gómez y Luis Felipe Rodríguez, por su legado de amor, trabajo y superación.

A mi padre Luis Rodríguez, por ser una persona noble y maravillosa, por haberme motivado a soñar, a perseverar y volar, hasta alcanzar los sueños, en especial en esta gran travesía.

A mi hermano Luis, por su ayuda invaluable y apoyo. A mi hermano Jefferson, por haber cumplido su promesa de hermano mayor y a su motivador entusiasmo que originó involucrarme en el mundo de los peces.

Familia lo logramos!

AGRADECIMIENTOS

Al Gobierno de Ecuador y a SENESCYT, por financiar gran parte de este programa doctoral.

A la Universidad Nacional de Plata, Facultad de Ciencias Veterinarias. Al Centro de Estudios Parasitológicos y Vectores (CEPAVE-CONICET-UNLP). Al laboratorio N° 17, Parásitos de Peces, Crustáceos y Moluscos, por la apertura de poder realizar mi trabajo de investigación.

En especial a mis directores y codirectores; Dra. Ma. Inés Gamboa, Dr. Sergio Martorelli, Dra. Paula Marcotegui e Ing. Jesús López, quedo infinitamente agradecida, por toda la enseñanza y formación recibida, su paciencia, sugerencias que fueron útiles y permitieron culminar exitosamente este trabajo de investigación.

A la Dra. Silvia Plaul, por su buena voluntad e importantísima ayuda en la histología, la cual permitió enriquecer el presente trabajo.

A todo el equipo del laboratorio de Parásitos de Peces, Crustáceos y Moluscos del CEPAVE, especialmente a Sergio y Paula, se los debo mucho por todo lo aprendido; a Lisie por sus ánimos oportunos y el mate; al Dr. Martín Montes por su aporte en los Isópodos; a Emilio, por sus excelentes cortes histológicos; a la Dra. Cecilia Achiorno, Daniela, Mica y Florencia, que han hecho amena la convivencia y la realización de este trabajo.

A las atenciones de Patricia Sarmiento de Microscopía Electrónica de Barrido; a Susana Jurado y Roxana de Microscopía Electrónica de Transmisión; al Servicio de Microscopía Confocal de Ciencias Exactas y a Luis por su colaboración con la Microscopía de Epifluorescencia.

A los miembros del Jurado, Dr. Daniel Tanzola, Dra. Lía Lunaschi y Dr. Rodrigo Sanabria, por aprobar el Plan de Tesis y permitir que este trabajo se haya podido realizar.

A mi maravillosa familia, porque cuando ya no daba más, fueron la tribuna sostenedora a distancia, gracias por estar!

A mis amigos de Argentina y Ecuador, finalmente a todos los que hicieron posible para que este trabajo pueda culminar.

A todos ustedes, Gracias!

CITAS BIBLIOGRÁFICAS

9º Simposio de Parásitos de Peces, Título: **Ectoparasites of *Hypostomus oculus*, (Pisces: Loricariidae) from Amazon region of Ecuador**, Las Vegas-USA. 22-26 febrero del 2016.

VIIº Congreso Argentino de Parasitología, Título: **Nuevo registro de *Riggia sp.* (Isopoda: Cymothoidae) parasitando *Chaetostoma breve* y *Chaetostoma microps* (Siluriformes: Loricariidae) de Ecuador**. San Carlos de Bariloche-Argentina. 1-4 noviembre del 2015.

VIIº Congreso Argentino de Parasitología, Título: **Primer reporte de Monogeneos en *Hypostomus oculus* (Siluriformes: Loricariidae) en los ríos Bobonaza y Puyo de la región amazónica ecuatoriana**. San Carlos de Bariloche-Argentina. 1-4 noviembre del 2015.

9º Simposio de Parásitos de Peces, Título: **Parasites in Siluriformes Fishes from Ecuador**, Valencia-España, 1-5 septiembre del 2015.

V Jornadas de Ciencia y Técnica, Título: **Parásitos de peces siluriformes de ríos de Ecuador**, Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires-Argentina, 2014.

INDICE DE CONTENIDOS

Contenido	N° Página
Hojas preliminares	
Dedicatoria	ii
Agradecimientos	iii
Citas bibliográficas	iv
ÍNDICE DE CONTENIDOS	v
Índice de figuras	viii
Índice de tablas	x
Abreviaturas	xiv
TITULO	1
Palabras clave	1
Resumen	1
Title	2
Keys Words	2
Summary	2
I. INTRODUCCIÓN	3
Objetivos	8
Hipótesis	9
II. MATERIALES Y MÉTODOS	10
2.1. AREA DE ESTUDIO	10
2.1.1. Descripción de los ríos	12
2.2. CARACTERÍSTICAS DEL HOSPEDADOR ESTUDIADO	15
2.2. MÉTODOS DE RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS	19
2.3.2. Muestreos por Captura Incidental (Bycatch)	20
2.3.3. Parámetros físico-químicos	21
2.4. TAMAÑO DE LA MUESTRA	21
2.5. EXÁMEN PARASITOLÓGICO	22

2.5.1.	Examen externo	23
2.5.2.	Exámen interno	23
2.6.	ESTUDIO Y ANÁLISIS MORFOLÓGICO DE LOS PARASITOS	28
2.6.1.	Estudio de los Monogeneos	30
2.6.2.	Estudio de los Digeneos	37
2.6.3.	Estudio de los Isópodos	39
2.6.4.	Estudio de los Mixosporidios	39
2.6.5.	Estudio de los Hirudíneos	41
III.	RESULTADOS	44
3.1.	MONOGENEA	45
	<i>Telethecium felipei</i> sp.n.	46
	<i>Unilatus unilatus</i> Mizelle y Kritsky, 1967	52
	<i>Trinigyrus</i> sp.	60
	<i>P. agostinhoi</i> Kritsky y col., 2007	68
	<i>Phanerothecium spinatoides</i> Kritsky y col., 2007	74
3.1.1.	Descripción de las lesiones	80
3.2.	MYXOSPOREA	84
	<i>Myxobolus</i> sp.	84
3.2.1.	Descripción de las lesions	85
3.3.	HIRUDINEA	97
	<i>Placobdella</i> sp.	97
3.3.1.	Descripción de las lesiones	98
3.4.	DIGENEA	110

<i>Crassicutis intermedia</i> (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996	110
<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (1)	117
<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (2)	130
<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (3)	139
3.5. NEMATODES DE VIDA LIBRE EN BRANQUIAS	149
3.5.1 Descripción de las lesiones	150
3.6. ISOPODA	153
<i>Riggia puyensis</i> n. sp.	153
3.6.1 Descripción de las lesiones	165
3.7. PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DEL AGUA	167
3.8. ANALISIS DE LOS DATOS	171
IV. CONCLUSIONES	177
V BIBLIOGRAFIA	179

Lista de Figuras

N° de figura	Nombre de la figura	N° Página
Figura 1	Ubicación geográfica de los lugares de muestreo	11
Figura 2	Ubicación de los lugares de muestreo	14
Figura 3	Imágenes del hospedador <i>Hypostomus oculus</i>	18
Figura 4	Imágenes de los métodos de captura	20
Figura 5	Cavidad abdominal	24
Figura 6	Fotografías de la copa de sedimentación	28
Figura 7	Esquema para las medidas de <i>Telethecium felipei</i> sp. n.	32
Figura 8	Esquema de medidas tomadas para <i>Unilatus unilatus</i> Mizelle y Kritsky, 1967	33
Figura 9	Esquema de medidas tomadas para <i>Trinigyrus</i> n. sp.	34
Figura 10	Esquema de medidas tomadas para <i>Phanerothecioides agostinhoi</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	35
Figura 11	Esquema de medidas tomadas para <i>Phanerothecium espinatoides</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	36
Figura 12	Esquema de medidas tomadas para digeneos	38
Figura 13	Esquema de medidas tomadas para <i>Myxobolus</i> sp.	42
Figura 14	Esquema de medidas tomadas para <i>Placobdella</i> sp.	42
Figura 15	Esquema de <i>Telethecium felipei</i> sp. n.	48
Figura 16	Fotografías de microscopía óptica de <i>Telethecium felipei</i> sp. n.	49
Figura 17	Fotografías de <i>Telethecium felipei</i> sp. n., observadas en Microscopía confocal	50
Figura 18	Esquema representativo de <i>Unilatus unilatus</i>	56
Figura 19	Fotografías de Microscopía óptica de <i>Unilatus unilatus</i>	57

Figura 20	Fotografías del microscopio de epifluorescencia de <i>Unilatus unilatus</i>	57
Figura 21	Piezas esclerotizadas del haptor de <i>Unilatus unilatus</i> observadas al microscopio confocal	58
Figura 22	Comparación de la parte distal de la pieza accesoria de <i>Unilatus unilatus</i>	58
Figura 23	Esquema representativo de <i>Trinigyrus</i> sp. n.	64
Figura 24	Fotografías de microscopio óptico de <i>Trinigyrus</i> sp.	65
Figura 25	Fotografías en Microscopía confocal de <i>Trinigyrus</i> sp.	
Figura 26	Esquema representativo de <i>Phanerothecioides agostinhoi</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	71
Figura 27	Fotografías de microscopía óptica de <i>Phanerothecioides agostinhoi</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	72
Figura 28	Fotografías en microscopía confocal del haptor de <i>Phanerothecioides agostinhoi</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	72
Figura 29	Esquema representativo de <i>Phanerothecium spinatoides</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	77
Figura 30	Fotografías del microscopio óptico de <i>Phanerothecium spinatoides</i> Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	
Figura 31	Fotografías de cortes histológicos de las branquias de <i>Hypostomus oculus</i>	82
Figura 32	Fotografías de cortes histológicos de las branquias con monogéneos en <i>Hypostomus oculus</i>	82
Figura 33	Representación esquemática de la morfología de la espora madura de <i>Myxobolus</i> sp.	90
Figura 34	Fotografías de microscopio óptico de <i>Myxobolus</i> sp., en <i>Hypostomus oculus</i>	91
Figura 35	Fotografías de ultraestructura con Microscopio Electrónico de Transmisión de <i>Myxobolus</i> sp., encontrada en <i>Hypostomus oculus</i>	
Figura 36	Corte histológico de branquia en <i>Hypostomus oculus</i>	93
Figura 37	Corte histológico de branquia con <i>Myxobolus</i> sp., en	93

Hypostomus oculeus

Figura 38	Corte histológico de branquia con <i>Myxobolus</i> sp., en <i>Hypostomus oculeus</i>	94
Figura 39	Fotografías de <i>Placobdella</i> sp., parasitando a <i>Hypostomus oculeus</i>	102
Figura 40	Esquema de <i>Placobdella</i> sp., en <i>Hypostomus oculeus</i>	103
Figura 41	Fotografía de microscopio óptico de <i>Placobdella</i> sp.	104
Figura 42	Fotografías de Microscopio Electrónico de Barrido de <i>Placobdella</i> sp., encontrada en <i>Hypostomus oculeus</i>	105
Figura 43	Fotografías de corte histológico sagital de la boca con <i>Placobdella</i> sp.	106
Figura 44	Fotografías de corte histológico sagital, diferente organización del tejido en la boca de <i>Hypostomus oculeus</i>	107
Figura 45	Fotografías de corte histológico transversal de la boca de <i>Hypostomus oculeus</i>	108
Figura 46	Esquema de <i>Crassicutis intermedia</i> (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996 de <i>Hypostomus oculeus</i> .	114
Figura 47	Figura 47. Fotografías de microscopía óptica de <i>Crassicutis intermedia</i> (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996 de <i>Hypostomus oculeus</i> .	115
Figura 48	Esquema de <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (1) de <i>Hypostomus oculeus</i> .	127
Figura 49	Fotografías de microscopía óptica de <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (1)	128
Figura 50	Esquema de <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (2) de <i>Hypostomus oculeus</i>	135
Figura 51	Fotografía de microscopio óptico de <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (2) de <i>Hypostomus oculeus</i>	136
Figura 52	Fotografías del Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (2) de <i>Hypostomus oculeus</i>	137
Figura 53	Esquema <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (3) de <i>Hypostomus oculeus</i>	144
Figura 54	Fotografías de microscopía óptica de <i>Saccocoelioides</i> sp. n. (3) de <i>Hypostomus oculeus</i>	145

Figura 55	Fotografías de microscopio óptico de nematode de vida libre en branquias	150
Figura 56	Nematode, corte histológico transversal de branquiales	151
Figura 57	Lesión incidental de epitelioquistes en branquias	151
Figura 58	Fotografías de los hospedadores, <i>Chaetostoma breve</i> , <i>Chaetostoma microps</i>	158
Figura 59	Fotografías <i>Riggia puyensis</i> n. sp., en el hospedador	159
Figura 60	Fotografías de Isópodo hembra <i>Riggia puyensis</i> n. sp.	159
Figura 61	Esquema de la hembra <i>Riggia puyensis</i> n. sp.	160
Figura 62	Esquema del maxilipedio, hembra <i>Riggia puyensis</i> n. sp.	161
Figura 63	Esquema de pereiópodos, hembra <i>Riggia puyensis</i> n. sp.	162
Figura 64	Esquema de la hembra <i>Riggia puyensis</i> n. sp., pleopodos 1-5 y urópodo	163
Figura 65	Fotografías, macho <i>Riggia puyensis</i> n. sp.	164
Figura 66	Fotografías en microscopio óptico de corte histológico transversal, lesiones en la epidermis del hospedador por <i>Riggia puyensis</i> n. sp.	165
Figura 67	Fotografías en microscopio óptico de corte histológico transversal, lesiones por <i>Riggia puyensis</i> n. sp., en lugares de apoyo	166
Figura 68	Diferencias en peso de los ríos Puyo y Bobonaza	173
Figura 69	Distribución por número de especies parásitas por hospedador	174

Lista de Tablas

N° de tabla	Nombre de tabla	N° Página
Tabla 1	Medidas comparativas en μm de <i>Telethecium felipei</i> sp. n.	51
Tabla 2	Medidas comparativas en μm de <i>Unilatus unilatus</i>	59
Tabla 3	Medidas comparativas en μm de <i>Trinigyrus</i> sp.	67
Tabla 4	Medidas comparativas en μm de especímenes adultos de <i>Phanerothecioides agostinhoi</i>	7 3
Tabla 5	Medidas comparativas en μm de <i>Phanerothecium spinatoides</i>	79
Tabla 6	Medidas comparativas en μm de <i>Myxobolus</i> sp. de <i>Hypostomus oculateus</i> , en relación con otras especies de <i>Myxobolus</i> en peces Siluriformes	95
Tabla 7	Medidas comparativas en μm de <i>Crassicutis intermedia</i> (Szidat, 1954) Bray, De Chambrier y Vaucher, 1996.	116
Tabla 8	Medidas comparativas en μm de <i>Saccocoeloides</i> sp. n. (1)	129
Tabla 9	Medidas comparativas en μm de <i>Saccocoeloides</i> sp. n. (2)	138
Tabla 10	Medidas comparativas en μm de <i>Saccocoeloides</i> sp. n. (3)	146
Tabla 11	Medidas de comparación en μm de las especies <i>Saccocoeloides</i> spp., de <i>Hypostomus oculateus</i> , descritas en el presente trabajo	147
Tabla 12	Medidas comparativas en μm de <i>R. puyensis</i> con otras especies de <i>Riggia</i>	164
Tabla 13	Resultados de Parámetros físico-químicos del agua de los ríos Puyo y Bobonaza	168
Tabla 14	Calidad del agua del río Puyo, Proyecto GLOWS, (Anderson, 2008).	169

Tabla 15	Caracterización de las aguas residuales del río Puyo, por Laboratorio de Aguas Residuales de Ciencias Químicas de la Universidad Central del Ecuador, 2008	170
Tabla 16	Valores físico-químicos tomados por Rowe, 2015	170
Tabla 17	Comparación de prevalencias entre grupos parasitarios más frecuentes.	173
Tabla 18	Casos de monoparasitismo, biparasitismo y poliparasitismo en los dos ríos estudiados y en la totalidad de los hospedadores.	174
Tabla 19	Prevalencias totales por especie y distribuidas por río.	175

Abreviaturas

MO: Microscopio Óptico

MC: Microscopio Confocal

MET: Microscopio Electrónico de Transmisión

ME: Microscopio de Epifluorescencia

OCM: Organo Copulador Masculino

Syn.: Sinónimo

µm: micrómetros

Vo: Ventosa oral

Vv: Ventosa ventral (Acetábulo)

TÍTULO

Parásitos del Shio, *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Pisces: Loricariidae) en ríos de la provincia de Pastaza, República del Ecuador.

Palabras clave; Ecuador, Monogenea, Digenea, *Myxobolus* sp., *Placobdella* sp., *Riggia puyensis* sp. n.

Resumen

Desde el año 2012 hasta principios del 2016 tres especies de «Bagres Acorazados» fueron revisados para estudiar sus parásitos. Se llevaron a cabo dos muestreos anuales, en la temporada lluviosa y seca, en dos lugares de muestreo; el Río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W) y el Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W), de la Provincia de Pastaza ubicada en el Oriente de Ecuador en la selva oriental. El principal pez estudiado fue el «Shio» *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 y otras dos especies de peces recogidos a partir de la captura incidental, las «carachamas» *Chaetostoma microps* Günther, 1864 y *C. breve* Regan, 1904. Los parásitos de *Hypostomus oculus* fueron identificados como: *Telethecium felipei* sp. n.; *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967; *Trinigyrus* sp.; *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007; *Phanerothecium espinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007 (Monogenea); *Myxobolus* sp. (Mixozoa); *Placobdella* sp. (Hirudinea); *Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996; *Saccocoeloides* sp. n. (1); *Saccocoeloides* sp. n. (2) y *Saccocoeloides* sp. n. (3) (Digenea). Además se halló una nueva especie de un isópodo *Riggia* parasitando *Chaetostoma microps* y *C. breve*. Se analizaron los efectos histopatológicos de los parásitos sobre el hospedador y se calcularon índices parasitológicos básicos, Prevalencias, Intensidades e Intensidades medias. Durante esta investigación no se hallaron parásitos de interés zoonótico lo que resultó importante por tratarse el Shio de un pez consumido normalmente en Ecuador.

TITLE

Parasites of Shio, *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Pisces: Loricaridae) from rivers of the Pastaza, a province in Ecuador.

Keys Word: Ecuador, Monogenea, Digenea, *Myxobolus* sp., *Placobdella* sp., *Riggia puyensis* sp. n.

Summary

From 2012 to early 2016, three species of armoured Catfishes were revised for parasites. Two annual samples were carried out during the rainy and dry seasons in Puyo River (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W) and Bobonaza River (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) from Pastaza province located in the Oriente of Ecuador in the eastern jungle. The main fish studied in this research was the "Shio" *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 and two other fish collected from bycatch the "carachamas" *Chaetostoma microps* Günther, 1864 and *C. breve* Regan, 1904. The parasites from *Hypostomus oculus* were identified as: *Telethecium felipei* sp. n.; *Unilatus unilatus* Mizelle and Kritsky, 1967; *Trinigyrus* sp.; *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna and Boeger, 2007; *Phanerothecium espinatoides* Kritsky, Vianna and Boeger, 2007 (Monogenea); *Myxobolus* sp. (Mixozoa); *Placobdella* sp. (Hirudinea); *Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier and Vaucher, 1996; *Saccocoeloides* sp. n. (1); *Saccocoeloides* sp. n. (2) and *Saccocoeloides* sp. n. (3) (Digenea). A new species of an isopod belonging to the genus *Riggia* was found parasitizing *Chaetostoma breve* and *Chaetostoma microps*. In addition a new species of isopod belonging to the genus *Riggia* was found parasitizing the fishes *Chaetostoma breve* and *Chaetostoma microps*. Histopathological effects of parasites on the host were analyzed and parasitological indices: Prevalences, Intensities and Mean Intensities were calculated. During this research zoonotic parasites were not found what is important considering that these fish are commonly consumed in Ecuador.

I. INTRODUCCION

La Región amazónica, incluye países como Ecuador, Perú y Brasil. En Ecuador la Región Amazónica Ecuatoriana (RAE), abarca el 2% de la superficie total de la amazonía, la Provincia de Pastaza es una de las seis provincias que se ubican en esta región, la economía se basa en el comercio, el turismo y la agricultura.

La Provincia de Pastaza tiene ríos caudalosos, tales como Pastaza, Curaray, Bobonaza, Arajuno, Anzu, Puyo, entre otros. En estos cauces existen especies de peces de importancia comercial para la pesca de las comunidades aledañas a las cuencas, como hábito alimenticio preferencial y principal fuente de proteínas para su dieta. De este modo, gran parte de la población rural y periurbana de esta provincia se abastece de pescado de río y depende de la pesca como fuente de alimentación primordial, especialmente en los estratos socioeconómicos más bajos y las poblaciones indígenas. La captura de los peces se utiliza en el consumo familiar y su excedente se comercializa con intermediarios o en restaurantes de comida típica de la Ciudad de Puyo. En estos lugares, los peces son utilizados como fuente alimenticia (Rivadeneira y col., 2010). La gastronomía indígena, contiene platos típicos como los «maitos y caldos», que se preparan con especies piscícolas, entre ellos el «shio» *Hypostomus oculeus* Fowler, 1943 y las «carachamas» *Chaetostoma breve* Regan, 1904 y *Chaetostoma microps* Günther, 1864.

Los lugareños y pescadores artesanales practican la pesca con “atarraya”, red de trasmallo manual, con arpón y con una planta ictiotóxica llamada “barbasco” (*Lonchocarpus nicou*).

A pesar de la importancia singular del pescado como fuente proteica, hay poca información cuantitativa disponible sobre el tema (Sirén, 2011). Se han realizado estudios de fauna y flora

acuática en los ríos Bobonaza, Chiguaza, Palora, Patate, Topo, Verde, Pastaza, Ambato y Puyo (Rivadeneira y col., 2010; Willink y col., 2005).

Los parásitos de peces conocidos hasta el presente en Ecuador; corresponden a Monogenea (Manter, 1940), Digenea (Manter, 1937 y 1940; Curran, 2008), orden Isópoda (Anaguano-Yancha y Brito, 2015; Junoy J, 2015; Leigh-Sharpe, 1937), clase Nematoda (Ollague y col., 1985; León y Wong, 1990; De Alvarez, 1993; Jiménez y Alava, 2009; Ollague y col., 1988; Martínez y Olvera, 1997; Santos, 2011; Guisamano y Zambrano, 1994), y la clase Hirudinea (Siddall, 2007; Ringuélet, 1981; Morone y Lorrente- Bousquets, 2003).

Las investigaciones sobre parásitos de peces en Ecuador, se iniciaron con estudios de monogeneos en peces marinos de las islas Galápagos, realizados en su totalidad por Manter (1940). Posteriormente, Kohn y Cohen (1998) recopilaron en una lista, especies de monogeneos parásitos de peces marinos: *Heteraxinoides oligoplitis* (Meserve, 1938) Price, 1962 en *Oligoplites saurus*; *Kuhnia scombri* (Kuhn 1829) Sproston, 1945 (Syn. *Octostoma scombri*) Kuhn 1829 en *Scomber japonicus*; *Kuhnia sprostomae* Price, 1961 en *Scomber japonicus*; *Axine cypseluri* (Meserve 1938) Sproston, 1945 (Syn. *Cestracolpa cypseluri*, Meserve, 1938 en *Cypseluros callopterus*; *Choricotyle caulolatili* (Meserve, 1938) Sproston, 1945 en *Caulolatilus princeps*; *Encotyllabe pagrosomi* Mac Callum, 1917 en *Caulolatilus* sp.; *Hemitagia galapagensis* (Meserve, 1938) Sproston, 1946 (Syn. *Heterobothrium galapagensis*) Meserve, 1938 en *Paranthias furcifer*; *Kuhnia macracantha* (Meserve, 1938) Sproston, 1946 (Syn. *Mazocraes macracanthum*) Meserve, 1938 en “mackerel”; *Mycrocotyle priacanthi* Meserve, 1938 en *Priacanthus* sp.; *Neobenedenia muelleri* (Meserve, 1938) Yamaguti, 1963 (Syn. *Entobdella muelleri*) Meserve, 1938 en *Cratinus agassizzi*; *Neohexostoma euthynni* (Meserve, 1938) Price, 1961 (Syn. *Hexostoma euthynni*) Meserve, 1938 en *Euthynnus alleteratus*; *Neothoracocotyle acanthocybii* (Meserve, 1938) Hargis, 1956 (Syn. *Gotocotyla*

acanthocybii) Meserve, 1938 en *Acanthocybium solandri*; *Tagia ecuadori* (Meserve, 1938) Sproston, 1946 (Syn. *Heterobothrium ecuadori*) (Meserve, 1938) Sproston, 1946 en *Cheilichthys annulatus* y *Zeuxapta seriolae* (Meserve, 1938) Unnithan, 1957 (Syn. *Axine seriola*) Meserve, 1938 en *Seriola dorsalis*.

En la acuicultura se ha reportado *Gyrodactylus* sp., en el cultivo de *Oreochromis* sp. (Pérez, 2011; Jiménez, 2007). En peces silvestres de agua dulce, hasta el momento no se han registrado parásitos.

Los digeneos que se reportaron inicialmente para Ecuador, fueron descritos en peces marinos de las Islas Galápagos y la costa pacífica por (Manter en 1937 y 1940): *Lecithochirium magnaporum* Chandler, 1935 en *Calamus brachysomus*, *Caulolatilus* sp., *Euthynnus alletteratus*, *Paralabrax humeralis*, *Paranthias furcifer*, *Oligoplites saurus*; *Pseudolepidapedon balistis*, en el intestino de *Sullflamen verres*; *Stephanostomum anisotremi* en el intestino de *Anisotremus scapularis*; *Manteria brachyderus*; *Stephanostomum megacephalum* Manter, 1940 y *S. ditrematis* (Manter, 1940) Yamaguti, 1939 en el intestino y estómago de *Caranx hipos*; *Stephanostomum multispinosum* Manter, 1940 y *S. provitellosum* Sogandares-Bernal, 1959 en el intestino y recto de *Mycteroperca olfax*; *Tetrochetus proctocolus* Manter, 1940 en el recto de *Angelichthys* sp., *Sphoeroides annulatus* (= *Cheilichthys annulatus*), *Trachinotus rhodopus*; *Choanodera caulolatili* Manter, 1940 en el intestino de *Caulolatilus princeps* (= *Caulolatilus anomalus*); *Homalometron longisinosum* (Manter, 1937) Cribb y Bray, 1999, en el recto de *Sphoeroides angusticeps* y *S. annulatus*; *Myzotus vitellosus* Manter, 1940 en intestino de *Caulolatilus* sp.; *Prosorhynchus aculeatus* Odhner, 1905 en el intestino de *Gymnothorax* spp.; *Prosorhynchus costai* Travassos, Artigas y Pereira, 1928 en los ciegos de “Yellow-spotted grouper”; *Prosorhynchus ozakii* Manter, 1954 en el intestino y divertículos pilóricos de *Mycteroperca olfax* y *M. xenarcha*; *Prosorhynchus pacificus* en los ciegos pilóricos e intestino de

Mycteroperca interstitiales y *M. microlepis*; *Prosorynchus rotundus* Manter, 1940 en el intestino de *Rypticus saponaceus bicolor*; *Derogenes varicus* (Müller, 1784) Looss 1901, en *Cratinus agassizii* y *Paralabrax humeralis*; *Leurodera pacifica* Manter, 1940 en el estómago de *Anisotremus interruptos* y *A. scapularis*; *Schikhbalotrema acuta* (Linton, 1910) Skrjabin y Guschanskaya, 1955 en *Kyphosus elegans*, *Tylosurus crocodilus fodiatur* (= *Tylosurus fodiator*); *Schikhbalotrema pomacentri* (Manter, 1937) Skrjabin y Guschanskaya, 1955 en el intestino *Steastes rectifraenum* (= *Pomacentrus rectifraenum*); *Lecithochirium fusiforme* Lühe, 1901 en el estómago de *Muraena clepsydra*; *Lecithochirium magnaporum* Manter, 1940 en el estómago de *Epinephelus* sp., *Euthynnus alletteratus*, *Paralabrax humeralis* y *Seriola lalandi* (= *Seriola dorsalis*); *Lecithochirium microstomum* Chandler, 1935 en *Calamus brachysomus*, *Caulolatilus* sp., *Euthynnus alletteratus*, *Paralabrax humeralis*, *Paranthias furcifer*; *Lecithochirium muraenae* Manter, 1940 en el estómago de *Muraena clepsydra*; *Mecoderus oligoplitis* Manter, 1940 en el estómago y branquias de *Oligoplitis saurus*; *Parahemiurus ecuadori* Manter, 1940 en el estómago de *Anchoviella* sp.; *Parahemiurus merus* Lintus, 1910 en *Anchovia arenicolla* y *Opisthonema libertate*; *Hirudinella ventricosa* (Pallas, 1774) Baird, 1835 en *Acanthocybium solandri*, *Euthynnus alleteratus* (= *Gymnosarda alleterata*) Manter, 1940; *Bianium plicatum* (Linton, 1928) Stunkard, 1931 en *Sphoeroides annulatus* (= *Cheilichthys annulatus*); *Lepidapedon nicolli* Manter, 1934 en el intestino de *Mycteroperca olfax*, *M. xenarcha*; *Prodistomum orientalis* (Layman, 1930) Bray y Gibson, 1990 en el intestino y ciegos pilóricos en "Mackerel"; *Pseudocreadium scaphosomum* Manter, 1940 en el intestino de *Sulflamen verres* (= *Balistes verres*); *Pseudocreadium spinosum* Manter, 1940 en el intestino de *Caulolatilus* sp.; *Lasiotocus longicaecum* Manter, 1940 en *Anisotremus interruptus*. Y en peces dulceacuícolas: *Creptotrema sucumbiosa* Curran, 2008, parasitando *Tetragonopterus argenteus* ecuatoriana (Curran, 2008).

En Guayaquil ha sido reportado *Amphimerus pseudofelineus* (Ward, 1901) Barker, 1911 (Rodríguez y col., 1949; Moreira y col., 2008). Posteriormente, durante un exámen de rutina de heces fecales humanas, Calvopiña y col. (2011) detectaron huevos de *Amphimerus* spp. (Digenea, Opisthorchiidae), en indígenas de la comunidad Chachi, que habitan en territorio del río Cayapas, en la costa ecuatoriana. Estos autores atribuyeron esta infección al consumo de pescado ahumado. De todas maneras, hasta el momento no se han determinado las especies de peces portadores de *Amphimerus* spp.

El primer isópodo ectoparásito reportado en Ecuador fue *Asotana splendida* Leigh-Sharpe, 1937 en un «bocachico» *Prochilodus* sp., del río Napo (Leigh-Sharpe, 1937). Se ha reportado *Riggia* sp., parasitando *Chaetostoma* sp., y *Rhamdia quelen* en el río Puyo, comunidad Kichwa Cotococha; en el río Jurumbuno, del Parque Nacional Sangay (Anaguano-Yancha y Brito, 2015). Últimamente se describió *Artistone trysibia* Schioedte, 1866 en *Chaetostoma dermorhynchum*, en la región amazónica de Ecuador (Junoy, 2015).

En referencia a los hirudíneos, se ha descrito hasta el momento en Ecuador: *Helobdella festai*. Los especímenes se colectaron en las bahías de Juli y Puno, provincia de Cañar. También se hallaron en la provincia del Guayas; Balzar y Vinces; también existen reportes en ChuQUIPOQUIO y Papallacta (Ringuelet, 1981; Morrone y Llorente-Bousquets, 2003; Siddall, 2007). También Siddall y Borda, 2003 reportaron *Haementeria lutzi* Pinto, 1920, en el río Pastaza, en los registros no mencionan el hospedador. Los hirudíneos neotropicales, específicamente en América del Sur están diseminados en el continente sudamericano según asociaciones taxonómicas regionales, correspondiendo a grandes zonas ecológicas en relación con la altitud y la latitud. Los Andes constituyen una de estas regiones (Ringuelet, 1978 y 1981; Morrone y Llorente-Bousquets, 2003).

Con respecto a los nematodos parásitos de peces, es importante el género *Gnathostoma* Owen, 1836 por su interés zoonótico. El primer reporte de *Gnathostoma spinigerum* Owen, 1836 en América fue en Ecuador en el «Guanchiche», *Hoplias* sp., en Vinces, costa ecuatoriana (Ollague y col., 1985; León y Wong, 1990; de Alvarez, 1993; Jiménez y Alava, 2009). Se han realizado tesis de grado con estudios preliminares sobre parásitos de peces provenientes de ríos de la costa ecuatoriana. Los parásitos reportados corresponden a los nematodos *Contraecaecum* sp.; *Camallanus* sp., y *Procamallanus* sp., en el contenido estomacal de *Hoplias microlepis*, *Brycon dentex*, *Leporinus ecuadoriensis*, *Dormitator latifrons*, *Aequidens rivulatus* y *Rhamdia cinerascens*, capturados en los ríos Caracol, Babahoyo y San Pablo (Santos, 2011); *Ascaridea* sp., *Cucullanus* sp. y *Anisakis* sp., en *Hoplias microlepis* de la laguna El Canclón (Martínez y Olvera 1997); *Pecuarina* sp., y *Capillaria* sp., en peces del río Vinces (Guisamano y Zambrano, 1994).

Hasta el momento, no existen estudios sobre la fauna parasitaria del «Shio» *Hypostomus oculus*. Por ello se plantearon los siguientes objetivos e hipótesis:

OBJETIVOS

General

Identificar especies de parásitos del *Hypostomus oculus*, y determinar los que pueden ser patógenos para el hospedador o tener importancia zoonótica.

Específicos

- Identificar las especies que parasitan al *Hypostomus oculateus* en su hábitat natural.
- Calcular los parámetros ecológicos de las poblaciones parasitarias, prevalencia, intensidad e intensidad media, y la distribución de las especies parasitarias según el lugar del muestreo y las temporadas (seca y lluviosa).
- Determinar la posible existencia de especies parásitas patógenas para el hospedador.
- Determinar si existen especies parásitas de potencial interés zoonótico.

HIPOTESIS

El Shio *Hypostomus oculateus* en su hábitat natural puede asociarse a parásitos, algunos de los cuales pueden tener importancia zoonótica o ser patógenos para el hospedador.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. AREA DE ESTUDIO

El material estudiado se colectó en los ríos Puyo y Bobonaza, que pertenecen al cantón Pastaza, Provincia de Pastaza, ubicada en la Región Amazónica Ecuatoriana (RAE). La provincia de Pastaza tiene 29.641km², con una población de 61.779 habitantes, de acuerdo con INEC-Censo de Población y Vivienda (2010). La capital de la provincia de Pastaza es la ciudad de Puyo. La división política de la provincia se distribuye en 4 Cantones: Mera, Pastaza, Arajuno y Santa Clara. Se encuentran 7 nacionalidades indígenas: Achuar, Andoa, Kichwa, Shiwiar, Shuar, Waorani y Zapara.

Las características climáticas de la región indican un clima cálido y húmedo, con una temperatura mínima de 17,5° y máxima de 33°C, humedad relativa mínima de 49% y máxima de 99%, a una altitud de 924 m.s.n.m. El promedio anual de precipitaciones es de 4470,3 mm. En la temporada lluviosa, el mes de marzo registró la mayor precipitación del año con 567,8 mm. Las precipitaciones disminuyen hasta 125,8mm en septiembre (temporada seca), (INAMHI Pastaza, 2015).

El lugar para la toma de muestras fue para el río Puyo, la comunidad indígena Kichwa Nuevo Mundo (1°35'22,7"S, 77°54'13,6"W). Esta comunidad se ubica en la vía a Pomona, a 19 Km desde la ciudad de Puyo. La comunidad se dedica a la pesca y la agricultura.

En el río Bobonaza, la toma de muestras se realizó en la zona de la Parroquia Canelos (1°35'06,8"S, 77°44'15,5"W), Provincia Pastaza. La parroquia Canelos pertenece a la comunidad indígena Kichwa, ubicada al sureste de la ciudad de Puyo. Los lugareños, se dedican al cultivo de palma para fibra, canela, cacao y la elaboración de artesanías en

cerámica. Se practica la pesca, el río constituye una vía de transporte fluvial hacia los pueblos vecinos, tales como: Pakayacu, Sarayaku, Montalvo y Kapawi, hasta la frontera con Perú en Ishpingo, donde desemboca en el río Pastaza.

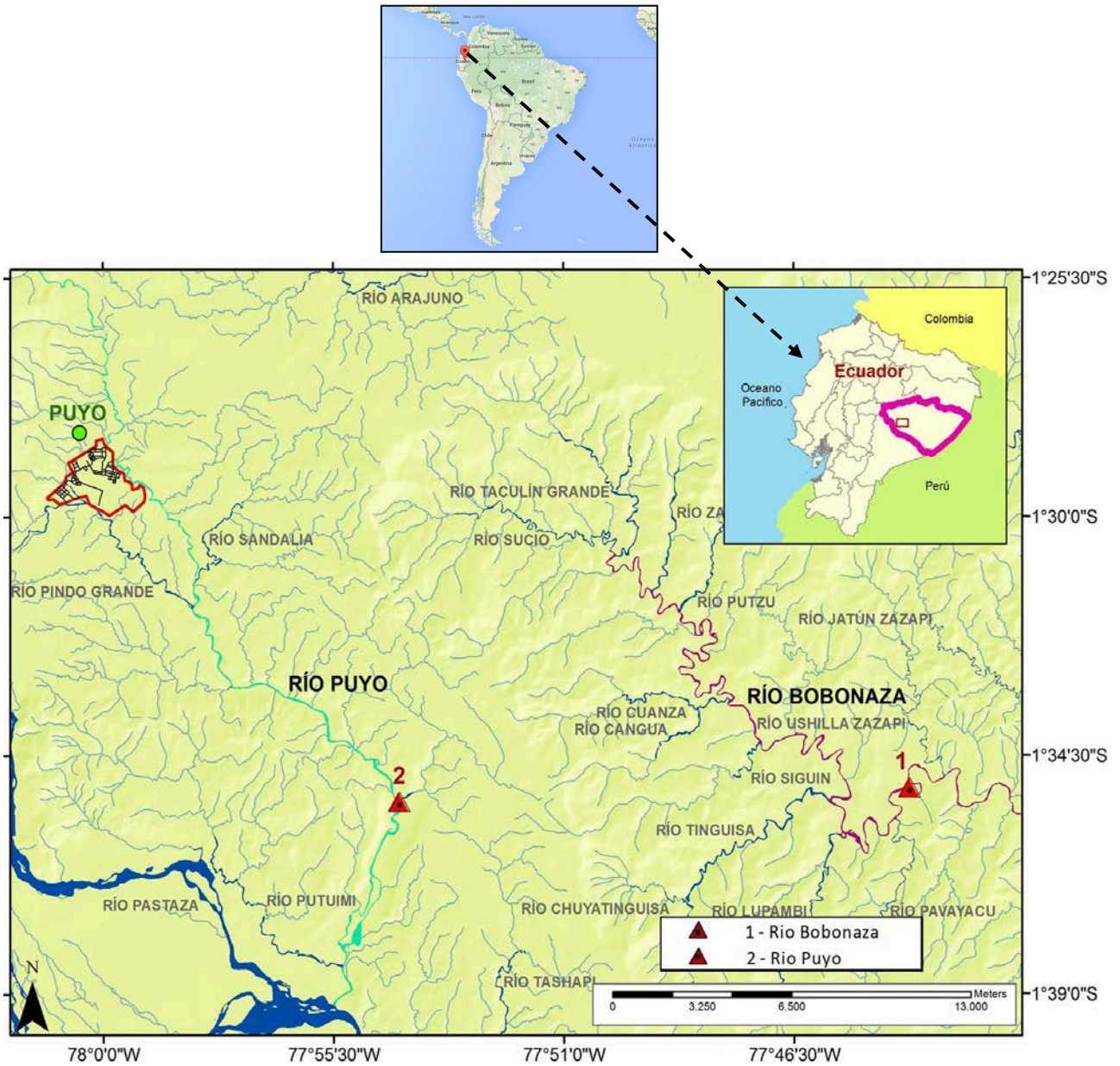


Figura 1. Ubicación geográfica de los lugares de muestreo. Ubicación del río Bobonaza (1) y el río Puyo (2).

2.1.1. Descripción de los ríos

Los dos ríos, Puyo y Bobonaza, nacen en las estribaciones de la cordillera central alta y media. A lo largo del curso habitan pequeñas comunidades indígenas. Los dos ríos son afluentes al río Pastaza, antiguamente llamado río Sumatara. Más adelante, el río Pastaza desemboca en el río Marañón.

En Perú, se menciona que las cabeceras de los principales ríos se inician en Ecuador y fluyen principalmente hacia el sur, hasta unirse con los ríos mayores, como el Marañón (Ortega y col., 2012).

Los ríos grandes como el Puyo y Bobonaza, que han sido afectados constantemente por las crecidas, poseen varios estratos horizontales de vegetación en diferentes estadios de sucesión (Sierra, 1999).

2.1.1.1. Río Puyo

El río Puyo debe su nombre a la ciudad homónima, en idioma kichwa: «puyu», significa nube. Ha sido utilizado por los lugareños y primeros colonos para la práctica de pesca y como balneario. Hace 15 años se creó un paseo turístico desde el km 1,5 hasta el barrio Obrero. En la cuenca alejada de la ciudad, los habitantes de las comunidades cercanas a la ribera lo usan como transporte fluvial y en la práctica de pesca. Algunos de sus afluentes son los ríos Churuyacu, Pambay, Citayacu, Chilcayacu, Pindo Grande, Jatunyacu, Sandalias e Indillama, entre otros. Las aguas residuales de la ciudad son vertidas al río (Barbecho y Bosquez, 2008).

2.1.1.2. Río Bobonaza

El río Bobonaza al parecer debe su nombre a que el aborígen Ruku Yaya Yatapi lo bautizó así al observar que por el río bajaba flotando un pájaro muerto color negro llamado Bobonero. En algún momento, este río fue bautizado con el nombre de Jatun Yaku, río grande (Duchi, 2005).

El río Bobonaza es una sub-cuenca del río Pastaza, nace en la parte alta de los Andes, se ubica a alturas medias y en el pie de monte andino amazónico. Su confluencia con el río Pastaza ocurre cerca de la frontera entre Ecuador y Perú. En las tierras bajas de esta cuenca, la misma es navegable. La cuenca hidrográfica del río Bobonaza atraviesa a lo largo la provincia de Pastaza, por las parroquias Canelos, Sarayacu, Rio Corrientes y Montalvo. Las cuatro parroquias albergan a 8.813 habitantes, según datos del INEC en el VII censo de población y VI censo de vivienda, en el año 2010. El clima es cálido húmedo, con una temperatura entre 19 y 28°C, una precipitación anual aproximada de 4.000 mm (Rivadeneira y col., 2010). Se caracteriza por colinas de barrancos profundos y fuertemente inclinados (Morales-Males y Schjellerup, 1999). La elevación es de 400-900 m.s.n.m. (Skov, 1999; Ståhl y col., 1999). El río nace cerca del pie de monte andino, a 1000 m.s.n.m. Es de aguas blancas, aunque en la época seca las aguas a veces se vuelven transparentes durante unos días. La época lluviosa es de mayo a junio, seguida de un cambio climático brusco que da lugar a la época seca, que normalmente empieza en julio. Desde septiembre las lluvias tienden a aumentar paulatinamente hasta que ocurre una época lluviosa secundaria en diciembre o enero, seguida de una época seca secundaria desde febrero hasta abril. Los lugareños reconocen una «época de peces», que ocurre cuando surcan peces migratorios desde río abajo, y que normalmente ocurre de agosto a enero (Sirén, 2004). El río Bobonaza por el sector de la parroquia Sarayaku a 400 m.s.n.m. es dominado por mesetas fuertemente disectadas. El río tiene 40 metros de ancho,

con trechos mansos alternando con rápidos. Está rodeado por playas de roca o arena, y una planicie aluvial en un valle de cien metros de profundidad, confinado por cuevas empinadas.



Figura 2. Ubicación de los lugares de muestreo. A, río Puyo, en la Comunidad Nuevo Mundo. B, río Bobonaza, sector Canelos.

2.2. CARACTERÍSTICAS DEL HOSPEDADOR ESTUDIADO

La familia Loricariidae contiene más de 800 especies (Reis y col., 2003). En el río Pastaza se han registrado varias especies de loricáridos y su distribución ha sido documentada hasta 1800 m.s.n.m. (Rivadeneira y col. 2010). Los géneros identificados son *Ancistrus*, *Chaetostoma*, *Farlowella*, *Hypostomus*, *Loricaria* y *Rineloricaria*. Los «raspabalsa o carachamas» se caracterizan por presentar una boca en forma de disco succionador y series de placas óseas que cubren su cuerpo y cabeza, lo que les da un aspecto de vista primitivo. La mayoría de las especies se alimentan principalmente de algas, por lo que presentan dientes en forma de espátula o cepillo. También hay especies que se alimentan de madera de troncos sumergidos o de insectos acuáticos (Rivadeneira y col., 2010).

Es el género *Hypostomus*, es rico en especies y uno de los más ampliamente distribuidos en la región Neotropical. Se lo encuentra en Latinoamérica y las regiones templadas del sur, colonizando casi cualquier hábitat acuático, aunque prefiere aguas corrientes (Montoya-Burgos, 2003).

Especies de *Hypostomus* se encuentran en los ríos de la costa pacífica desde el río Esmeraldas, (López y Miquelarena, 1991). La etimología de *Hypostomus*, viene del griego: hipo = bajo y estoma = boca.

Reino Animalia
Phylum Chordata
Clase Actinopterygii
Orden Siluriformes
Familia Loricariidae Rafinesque, 1815
Genero *Hypostomus* Lacépède, 1803
***Hypostomus oculus* Fowler, 1943**

Hypostomus oculus Fowler, 1943 previamente fue identificado como perteneciente la genero *Cochliodon* y ahora se incluye en el género *Hypostomus*, como miembro del grupo *Hypostomus*, *Cochliodon*. *Hypostomus* se diferencia de sus congéneres por sus dientes en forma de cuchara (Weber, 2003; Reis y col., 2003).

Hypostomus oculus es un pez de agua dulce, bentopelágico, que se adapta a un rango de pH de 5.8 a 6.8, de temperatura tropical entre 18° y 24°C (Baensch y Riehl, 1997).

Alcanzan una longitud máxima de 21,7 cm, y su nombre hace referencia a la presencia de innumerables manchas pequeñas oscuras.

Se distingue de los demás miembros del grupo, por su coloración; marrón oscura, con manchas estrechas, ausencia de una papila bucal, presencia de quillas cortantes bien desarrolladas en las placas laterales, presencia de 0 a 10 odontoides en el opérculo y presencia de odontoides en el cuerpo nupcial (Armbruster, 2003).

El Shio, *Hypostomus oculus* posee el cuerpo de color marrón oscuro casi en su totalidad, aparecen manchas en puntos que aumentan de tamaño en sentido posterior y casi se unen para formar las rayas del pedúnculo caudal. Las manchas en el área ventral son grandes, a

menudo confluentes unas con otras formando medias lunas y anillos. El área dorsal es ligeramente más claro que los lados, sobre todo en los juveniles (por debajo de 100 mm). La aleta dorsal es grande, alcanza generalmente a la placa pre-adiposa o un poco más allá cuando está deprimida. La aleta pectoral es el soporte de la columna, en los machos las quillas son agudas, fuertemente desarrolladas. Los odontoides en el opérculo son más numerosos en los juveniles. Cada mandíbula con 7 a 18 dientes. Los dientes son grandes y en forma de cuchara, con ángulo medio dentario de 65° (SD = 10° ; rango: 48° - 89° ; N = 23). Posee entre 27 y 30 placas de la línea lateral, 7 a 9 placas dorsales; 5 a 7 placas interdorsales y 9 a 11 placas de la adiposa caudal (Armbruster, 2003).

Hypostomus oculeus se ha reportado en varios ríos de Sudamérica. En Colombia en los ríos Caquetá, Ortegusa y Amazonas (Armbruster, 2003); en Ecuador en los ríos Jivino, Napo, Catapino, Corrientes, Lushian y Pano. En la provincia de Napo en los ríos Aguarico y Napo, en el sector del Campamento Guarino CEPE, $00^\circ 01' S$, $76^\circ 37' 30'' W$. En el río Aguarico $00^\circ 00'12'' S$, $77^\circ 23' 48'' W$; en el río Napo a 5,5 kilómetros al noreste de la ciudad Tena, a 550 m.s.n.m. En un afluente del río Payamino, $00^\circ 20' 12'' S$, $77^\circ 18' W$ (Armbruster, 2003; Barriga, 2012). En Perú, Amazonas en los ríos Cenepa, Santiago, Marañón, cerca del río Tujushiku y en La Poza, (Armbruster, 2003; Ortega y col., 2012). En Brasil, en los ríos Cujaba, do Bugre, Jauru, y en la cuenca del río Paraguay (Armbruster, 2003). En Paraguay, en los ríos Paraguay, Apa, Aquidaban, Jejuí, Jeju, Piribebuy, Tebicuary, y en el río La Plata. También en los arroyos Tobati y Yaguary-Guazú (Armbruster, 2003).



Figura 3. Imágenes del hospedador *Hypostomus oculus*.

En los ambientes mencionados *H. oculus* convive con especies del género *Chaetosoma* entre otras que en general son más dominantes. Esto se debe a la predominancia de ambientes lóticos asociada a fondos rocosos, aguas poco profundas, rápidas y oligotróficos (Dahl, 1971).

2.3. MÉTODOS DE RECOLECCIÓN DE LAS MUESTRAS

Los ejemplares estudiados se obtuvieron de la pesca artesanal de los ríos Puyo y Bobonaza. Los métodos de captura utilizados fueron redes de arrastre y atarraya (castnet). Los peces se muestrearon durante las temporadas lluviosa y poco lluviosa (seca).

En la mayor parte de las ocasiones, los hospedadores fueron trasladados inmediatamente al laboratorio de campaña de Ecuador, ubicado en la parroquia Tarqui, para realizar algunas necropsias en fresco, con el fin de contar con parásitos para ser estudiados *in vivo* o fijados. En algunos casos se procedió a la fijación de los hospedadores en el campo en formol al 10% para su posterior traslado a Argentina. La identificación de los hospedadores, fue realizada por especialistas de la División de Vertebrados del Museo Nacional de La Plata. Los nombres de los hospedadores siguen a los proporcionados en FishBase (Froese y Pauly, 2005).

Al momento del examen parasitológico, se asignaron los datos morfométricos a cada ejemplar; longitud standard (Lst), longitud de la cabeza (LC), peso total y sexo (durante la disección se registró el sexo). Ecuador posee un clima cálido tropical, por ubicarse en la línea ecuatorial. Tiene dos temporadas; lluviosa y poco lluviosa (seca). En la Amazonía ecuatoriana, zona donde habitan la nacionalidad indígena Achuar, reconocen dos temporadas, una temporada lluviosa, de mediados de febrero a fines de julio, y una estación seca, desde el inicio de agosto hasta inicios de febrero (Sirén, 2004). Por otra parte, en la región litoral o costa, la temporada seca se desarrolla entre finales de mayo e inicios de junio (Instituto Nacional de Pesca, 2016). Los microclimas varían en las cuatro regiones (insular, litoral, sierra y amazonía).

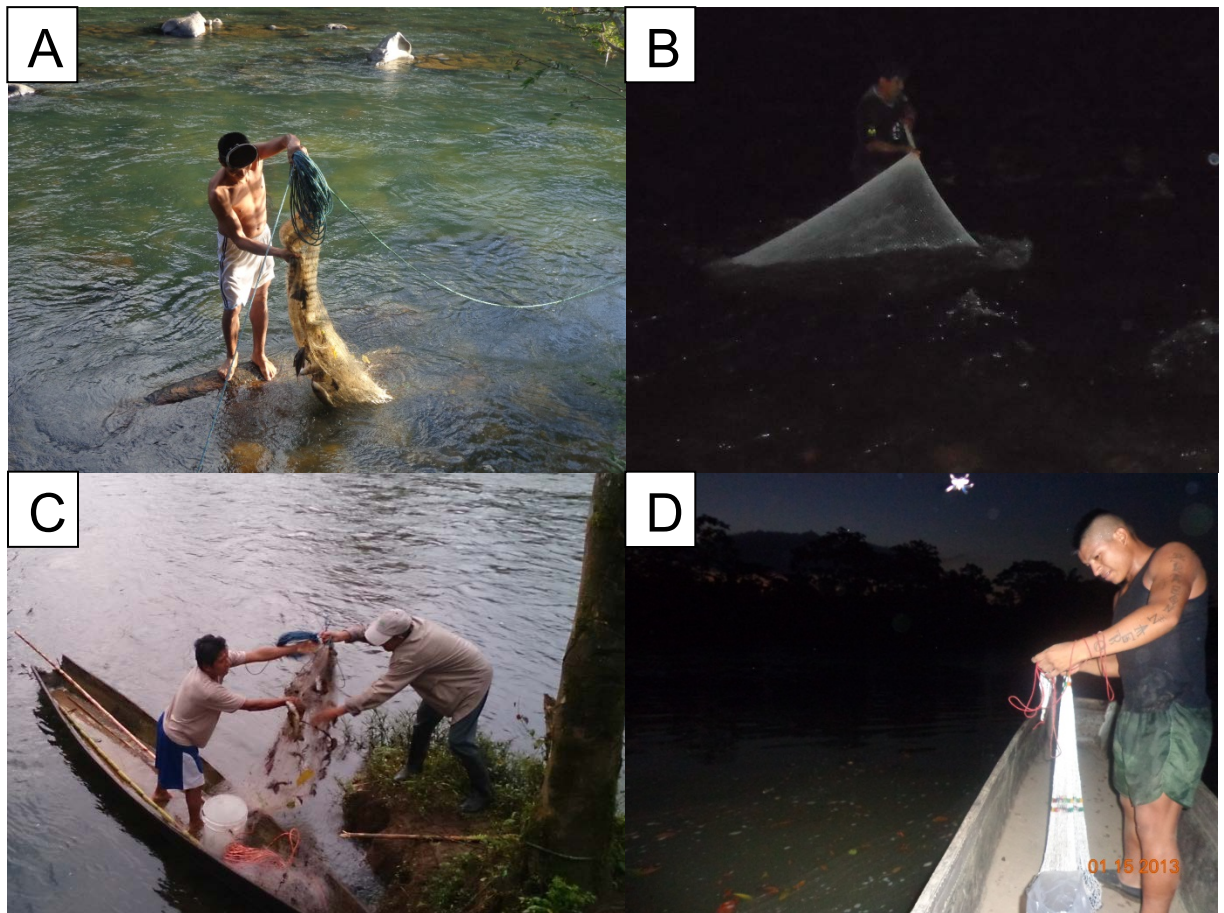


Figura 4. Imágenes de los métodos de captura, A y C red arrastre, B y D atarraya o castnet.

2.3.2. Muestreos por Captura Incidental (Bycatch)

Durante los lances de pesca para obtener los peces a ser estudiados, se capturaron normalmente otras dos especies de peces siluriformes por el fenómeno conocido como “bycatch” y que en la pesca comercial produce lamentablemente una gran cantidad de descarte. A este muestreo se le llamo complementario, con el fin de analizar su fauna parasitaria. Los ejemplares capturados pertenecían a dos especies: *Cheatostoma microps* Günther, 1864 (n=184) y *Cheatostoma breve* Regan, 1904 (n=52), desde enero 2013 a marzo 2016.

Obtenidos desde la temporada seca 2012 a marzo 2016 Estos ejemplares fueron fijados en formol al 10% y trasladados al laboratorio del CEPAVE. Se trasladaron sólo los peces parasitados por un ectoparásito visible externamente perteneciente al orden Isopoda.

2.3.3. Parámetros físico-químicos

Los lugares de muestreo fueron en el río Puyo (1°35'22,7"S, 77°54'13,6"W) y el río Bobonaza (1°35'06,8"S, 77°44'15,5"W).

Durante el muestreo, se monitorearon los factores físico-químicos en los ríos Puyo y Bobonaza, como temperatura (°C), potencial de hidrógeno (pH) y dureza, utilizando equipos digitales para los diferentes parámetros (HANNA®), en las temporadas lluviosa y seca.

2.4. TAMAÑO DE LA MUESTRA

En total se revisaron 311 peces siluriformes; 75 de la especie central del estudio *H. oculateus* y 236 de otras dos especies de peces más abundantes y obtenidos por bycatch, de los cuales se estudiaron solo los ectoparásitos.

El tamaño de la muestra de *Hypostomus oculateus* (n=75) estuvo conformada por 39 ejemplares del río Bobonaza (22 en la temporada lluviosa y 17 en la seca) y 36 del río Puyo (12 en la temporada lluviosa y 24 en la seca), obtenidos desde la temporada seca 2012 a marzo 2016.

2.5. EXÁMEN PARASITOLÓGICO

El examen parasitológico se llevó a cabo en dos etapas. La primera etapa se efectuó en Ecuador; se realizaron algunas necropsias necesarias para procesar especímenes vivos. Se separaron el sistema digestivo y branquias de algunos hospedadores. Para recuperar los digeneos y monogeneos se estiraron al calor, fijaron en formol al 10% y almacenaron en tubos plásticos Eppendorf de 1ml. En el caso de los isópodos, algunos especímenes se aislaron y fijaron en alcohol al 96% y otros en formol al 10%. Los hirudíneos fueron removidos de la cavidad bucal. El resto del material fue conservando en formol al 10% por tres días y luego se pasaron a alcohol 70%. Posteriormente se almacenaron por separado para su transporte en bolsas cerradas al vacío. También se hicieron fijaciones específicas de acuerdo a los protocolos de las diferentes microscopías.

El transporte de las muestras se realizó en bolsas individuales, rotulados por cada río y temporada. Se empacaron con film de embalaje para evitar pérdida de líquido durante el viaje desde Ecuador hasta el CEPAVE (Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores) CONICET, UNLP, La Plata, Argentina. Se obtuvieron los permisos correspondientes, tanto de exportación en el Instituto Nacional de Pesca (INP) en Ecuador, como de importación para Argentina, a través del Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA).

La segunda etapa se realizó en Argentina, en el CEPAVE. Se realizaron las necropsias para obtener los parásitos y los ejemplares se estudiaron según la metodología citada para cada grupo parasitario.

2.5.1. Examen externo

Se analizaron piel, ojos, aletas, narinas y boca, con el fin de observar y anotar la presencia de cualquier anomalía aparente y visible macroscópicamente, como la coloración del cuerpo, la posible presencia de exoftalmia, ulceración, hinchazón, necrosis de las aletas, erosión de los bordes de los opérculos, presencia de parásitos adultos o larvales, etc.

La piel y aletas, se estudiaron cuidadosamente, examinando la superficie externa, con la ayuda de un estereoscopio o la lupa binocular Willd®. Las narinas se examinaron con la ayuda de pinzas de punta fina, colocándolas en una caja de petri pequeña con alcohol al 70%, donde fueron analizadas bajo la lupa binocular. Las branquias se removieron cortando los opérculos, para extraer con pinzas los cuatro arcos branquiales de cada lado, izquierdo y derecho. Se separaron con tijeras y se colocaron las branquias en una cápsula de Petri, junto con una pequeña cantidad alcohol 70% en el caso de las branquias que fueron fijadas con formol al 10%. Se examinaron en la lupa con la ayuda de agujas, para detectar la presencia de protozoos y metazoos.

2.5.2. Examen interno

Por la morfología acorazada de la especie, sólo la parte ventral no está cubierta por las placas duras. Esa área se aprovechó para cortar la pared corporal y la musculatura que cubre la cavidad visceral, se realizó un corte, partiendo del opérculo, siguiendo la forma ovalada de la cavidad, dando la vuelta tras del ano, hasta llegar al otro lado, en dirección al opérculo y la aleta pectoral. Una vez realizado el corte, al levantar la una forma de tapa de la pared corporal, se desprendió cuidadosamente la unión del tejido conectivo, se obtuvieron los órganos internos,

mediante el uso de agujas de disección y pinzas de punta fina, colocando por separado los órganos, tales como estómago, intestino, riñón, gónadas en cajas de petri.



Figura 5. Cavity visceral. Estómago (flecha negra), esófago (triángulo), hígado (ovalado), intestino anterior (flechas rojas).

Intestino

Se removió por completo el tracto gastro-intestinal, se colocó en una caja Petri y se analizó en pequeñas alícuotas. La pared del órgano se cortó rasgando con agujas longitudinalmente. El contenido se removió, raspando cuidadosamente con un cubre objetos y se examinó con la lupa para detectar la presencia de protozoos o metazoos parasitarios. El intestino (fig. 5) que se encuentra enrollado, se examinó rompiendo en pequeñas alícuotas, que luego se pusieron en una copa de sedimentación (fig. 6) con una malla que permitió, por su tamaño, el pasaje de los parásitos al líquido circundante (solución salina).

Hígado y vesícula biliar

Se examinó la superficie exterior del hígado microscópicamente, con el fin de detectar cualquier anomalía. Se hicieron preparados de pequeñas porciones del hígado sobre un porta objetos, que se examinaron en el microscopio óptico.

La vesícula biliar fue removida del hígado, y el contenido se examinó microscópicamente.

Ojos

Los ojos, se removieron *in toto*, se colocaron en una caja de petri. Cada ojo se abrió cortando con tijeras de punta fina. Las lentes y el humor vítreo se examinaron cuidadosamente.

Riñón y bazo

El riñón y bazo se examinaron con la lupa, explorando con agujas. Se tomaron pequeños trozos de los órganos para ser estudiados microscópicamente. Los uréteres fueron analizados con la ayuda de agujas de disección bajo la lupa.

Cerebro

Se abrió el cerebro y se hicieron preparados entre dos porta objetos haciendo presión, para su observación en el microscopio óptico.

Corazón

El corazón fue removido *in toto*. Una pequeña porción del órgano se montó en una gota de agua entre porta y cubre objetos, el material se examinó en el microscopio óptico.

Tejido muscular

La musculatura se analizó con las siguientes técnicas:

Compresión entre porta y cubre objetos

Se removió músculo, haciendo una serie de cortes paralelos en el tejido muscular con un bisturí, haciendo preparados presionando el tejido muscular entre porta y cubre objetos, que fueron observados en el microscopio óptico.

Para determinar la posible presencia de estadios larvales de *Gnathostoma*, el tejido muscular se analizó de acuerdo con Ollague y col. (1985 y 1988).

La musculatura de cada hospedador fue extraída y analizada, usando tijeras quirúrgicas y agujas de disección, dividida en sub-muestras de músculos, para la búsqueda macroscópica de quistes-larvas. La búsqueda de parásitos se realizó colocando cada sub-muestra entre placas y presionando para comprimir y expandir las mismas. Este método directo es factible porque el tejido muscular del pez es transparente al visualizar con la ayuda de la lupa o estereomicroscopio. En caso de presencia de *Gnathostoma* sp., la coloración del tejido muscular se presenta rojiza por los quistes, además de la forma característica en «C» que la larva presenta dentro del quiste. La coloración rojiza se debe a la presencia de oxihemoglobina (hemoglobina oxigenada, HbO₂) (Jiménez y Alava, 2009).

Copa de sedimentación

Aparte se trituró músculo con la ayuda de un procesador de carne. El tejido muscular triturado, fue filtrado sobre una malla fina en una copa de sedimentación, con el fin de recuperar del fondo los parásitos. El líquido filtrado fue analizado en mínimas porciones en cajas de petri pequeñas. El tejido muscular triturado, también fue analizado en cajas de petri en alcohol 70%, observando en lupa con ayuda de agujas. Mediante el uso de la copa de sedimentación, también fue analizado el contenido intestinal.



Figura 6. Fotografías de la copa de sedimentación.

2.6. ESTUDIO Y ANÁLISIS MORFOLÓGICO DE LOS PARÁSITOS

Los parásitos fueron estudiados en general de acuerdo con Eiras y col., (2006) y Pritchard y Kruse, (1982). Fueron recuperados de los peces hospedadores y fijados en formol al 10% en la República de Ecuador. Los monogeneos, digeneos e hirudíneos se estudiaron además a partir de ejemplares fijados en vivo de dos maneras diferentes (con y sin presión), para contar con ejemplares para estudio y tomar medidas. En el primer caso (bajo presión), se fijaron entre porta y cubreobjetos al calor de un mechero de alcohol. Inmediatamente se agregó formol 10%

o solución de AFA y luego de unos pocos minutos se pasaron con pipetas a un vial con formol al 10% hasta su coloración. Para el segundo caso (sin presión), los parásitos recolectados se dispusieron en una cápsula de Petri con solución salina (digeneos) o agua (monogeneos e hirudíneos), y posteriormente se los fijó agregando una cantidad extra del líquido en el cual estaban calentado, sin llegar al hervor. De esta manera los parásitos se fijan al calor, sin sufrir un estiramiento extra. Estos individuos, como se indicó más arriba, fueron los utilizados para tomar medidas. Se calculó la Prevalencia (P), Intensidad (I) e Intensidad Media (IM) (Bush et al., 1997), para cada especie parásita en las dos localidades y temporadas.

Las descripciones se basaron en 10 ejemplares, excepto que se aclare el número de ejemplares analizados. Se tomaron fotografías con un microscopio Olympus BX53, equipado con una cámara digital de 10 MP (AmScope MU 1000) y el software de captura de imágenes (AmScopeX) que también se utilizó para tomar medidas a partir de las fotos obtenidas. Las medidas fueron tomadas a partir de los preparados montados. Se representaron en líneas rectas las distancias entre los puntos extremos (a excepción de los esquemas, donde se indican las medidas específicas de cada especie). Las medidas se expresan en unidades de micrómetros (μm), excepto que se indique otra unidad (como es el caso de los isópodos, que se tomaron en milímetros). Los valores de las medidas, están expresados como el mínimo y máximo, seguido entre paréntesis la media, desvío estándar y el número (n) de las estructuras. Las ilustraciones se realizaron utilizando el software Corel Draw X7, otros dibujos se realizaron con la ayuda de un microscopio binocular Olympus CX 31 con cámara clara.

A continuación se detallan los procedimientos particulares del estudio en los distintos grupos de parásitos.

2.6.1. Estudio de los Monogeneos

Algunos especímenes se trabajaron *in vivo*, en la República de Ecuador, fueron estirados al calor, entre porta y cubre objetos y posteriormente fueron fijados en formol al 10% tal cual se indicó más arriba.

Algunos especímenes se montaron sin teñir en gelatina glicerizada, para el estudio de las estructuras esclerotizadas, y la morfología. Para la diferenciación de los órganos internos, otros especímenes fueron teñidos con carmín bórax o carmín clorhídrico y montados en bálsamo de Canadá (Humason, 1979; Kritsky y col., 1978). Se obtuvieron fotografías digitales en el microscopio de epifluorescencia (Olympus BX 51).

Se hicieron algunos cortes histológicos de monogeneos prendidos en branquias, para analizar posibles lesiones. Los mismos fueron realizados en el laboratorio de Histología del CEPAVE.

Otros preparados fueron teñidos mediante la tinción tricrómica de Gomori y montados en bálsamo de Canadá, para ser observados y fotografiados en microscopía confocal con el fin de estudiar las estructuras internas y esclerotizadas (Galli, y col., 2006). Se obtuvieron imágenes en 3 dimensiones en el equipo Confocal Spectral Laser Microscope (CLSM) Leica TCS SP5, AOTF (Acousto-Optic Tunable Filter), AOBS (Acousto-Optical Beam Splitter) y (Tandem-scanning system SP5). Equipado con un microscopio invertido Leica DMI 6000 CS, se utilizó el objetivo x 63 en aceite de inmersión. La excitación láser Krypton-Argon se realizó a 514nm, con campo escaneado de 20 y 70 micras. La emisión de fluorescencia fue detectada entre 525-730nm. Las imágenes reconstruidas en 3-dimensiones (3D), fueron obtenidas usando el software ImageJ. Se observaron las estructuras esclerotizadas, como el órgano copulador

masculino, la pieza accesorio y los ganchos del haptor. En algunos especímenes también se observó la vagina no esclerotizada.

Para *Telethecium felipei* sp. n., las medidas fueron tomadas en micrómetros, siguiendo con los procedimientos de Kritsky y col. (1996). Las medidas para *Trinigyrus* sp. n., fueron tomadas de acuerdo con Hanek y col. (1974). En *Phanerothecium spinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007 y *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007 la longitud del cuerpo incluido el haptor, fueron determinados a partir de especímenes maduros, donde se mostraban los folículos vitelinos bien desarrollados. Las medidas se tomaron de acuerdo con Kritsky y col. (2007), donde la faringe representa el mayor ancho, y la longitud de huevo incluye el filamento proximal. Las mediciones del haptor y escleritos se hicieron de la distancia entre líneas paralelas. Los testículos no fueron medidos, debido a la variabilidad de tamaño dependiendo del estado de madurez de los especímenes (excepto por *Phanerothecioides agostinhoi*, que posee un testículo visible en especímenes maduros). La terminología del haptor, se basó en la proporcionada por Mizelle y Kritsky (1967) y Kritsky y Mizelle (1968).

A continuación se detalla la forma de medición de las partes esclerotizadas de los monogéneos, por especie.

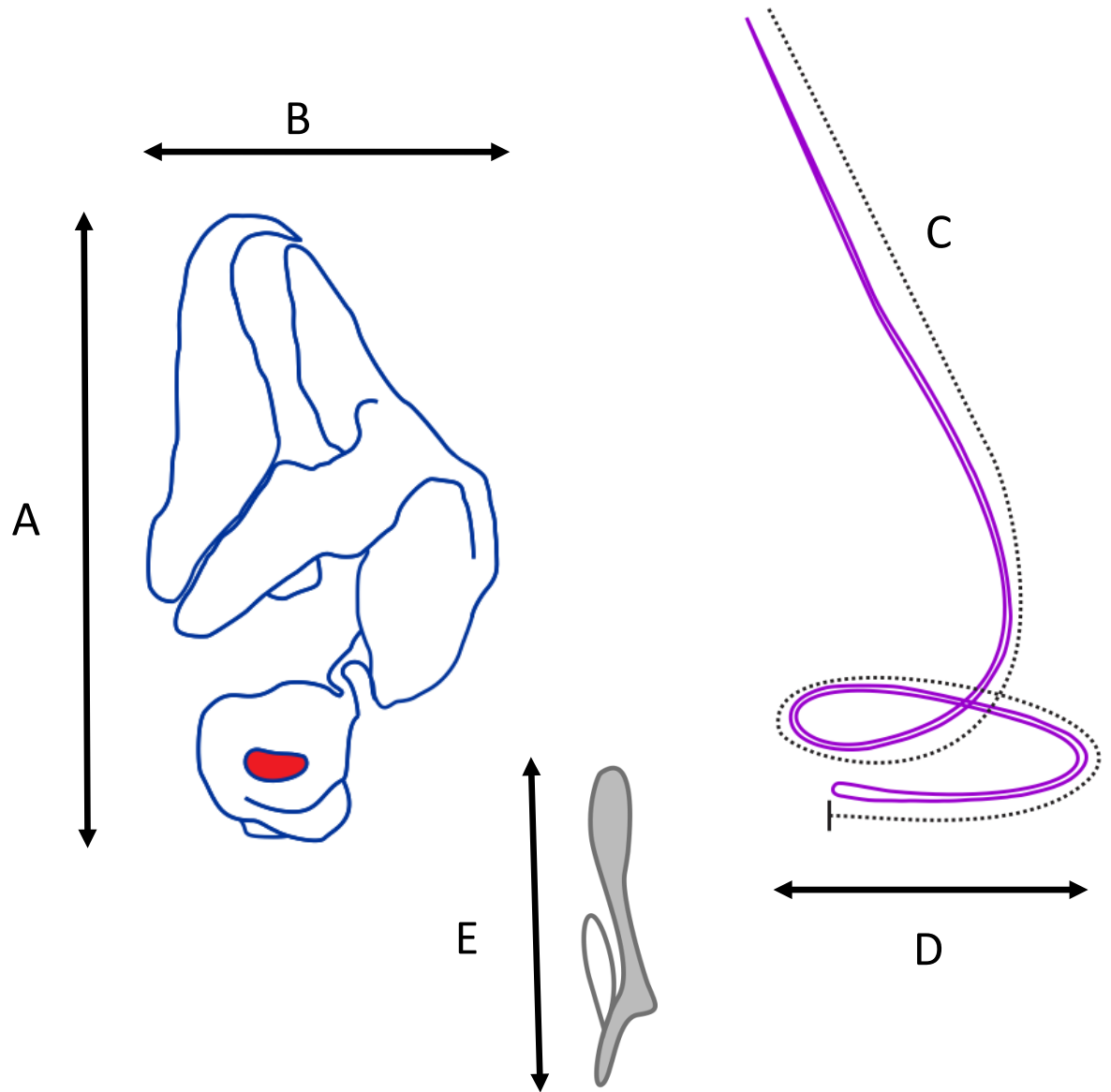


Figura 7. Esquema para las medidas de *Telethecium felipei* sp. n. A, pieza accesoria, largo. B, pieza accesoria, ancho. C, órgano copulador masculino, largo. D, ancho anillo proximal. E, gancho.

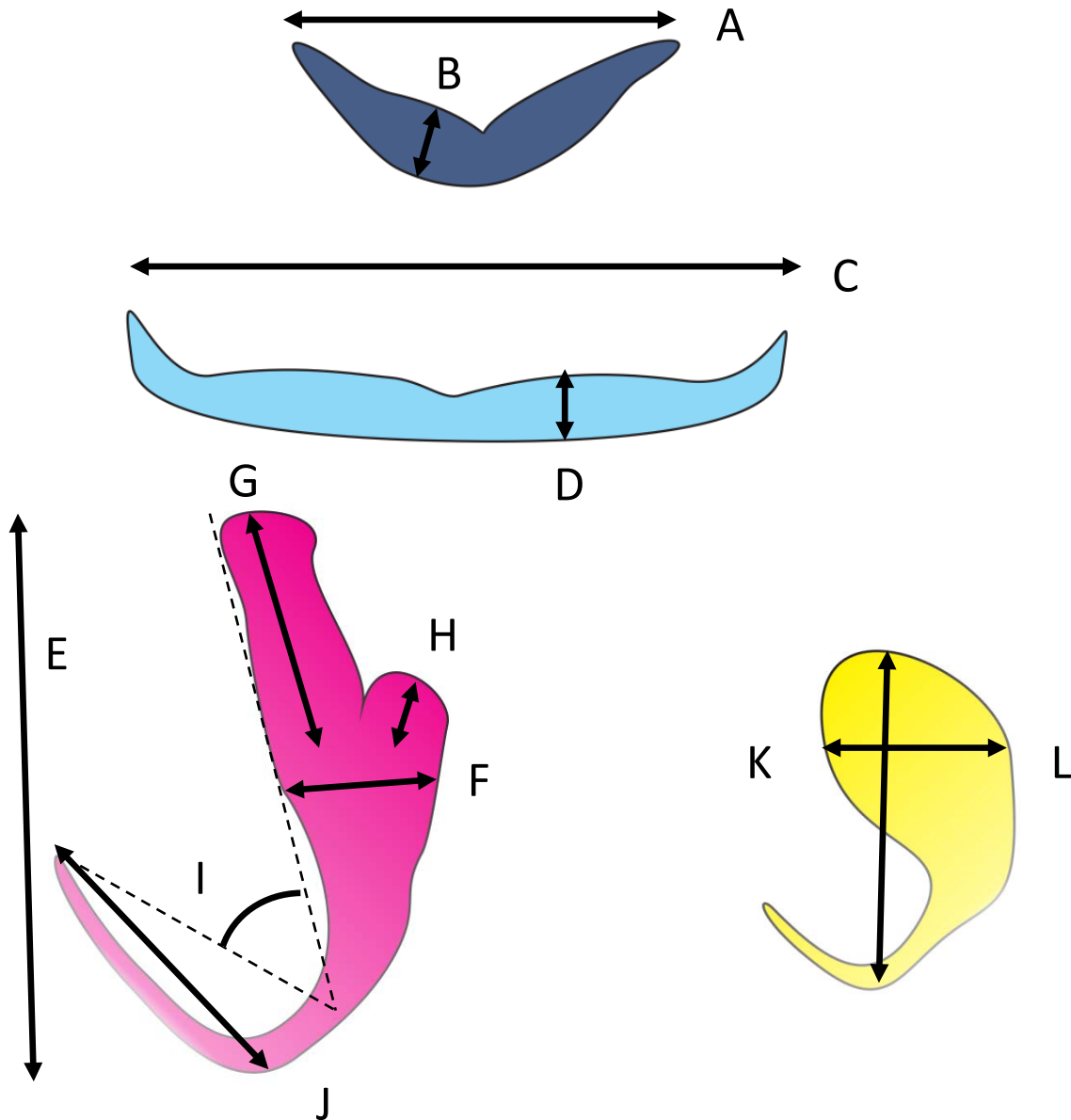


Figura 8. Esquema de medidas tomadas para *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967. A, barra posterior, largo. B, barra posterior, ancho. C, barra anterior, largo. D, barra anterior, ancho. E, anchor posterior, largo. F, anchor posterior, ancho de base. G, anchor posterior, largo de raíz externa. H, anchor posterior, largo de raíz interna. I, anchor posterior, ángulo. J, anchor posterior, punta. K, anchor anterior, largo. L, anchor anterior, ancho de base.

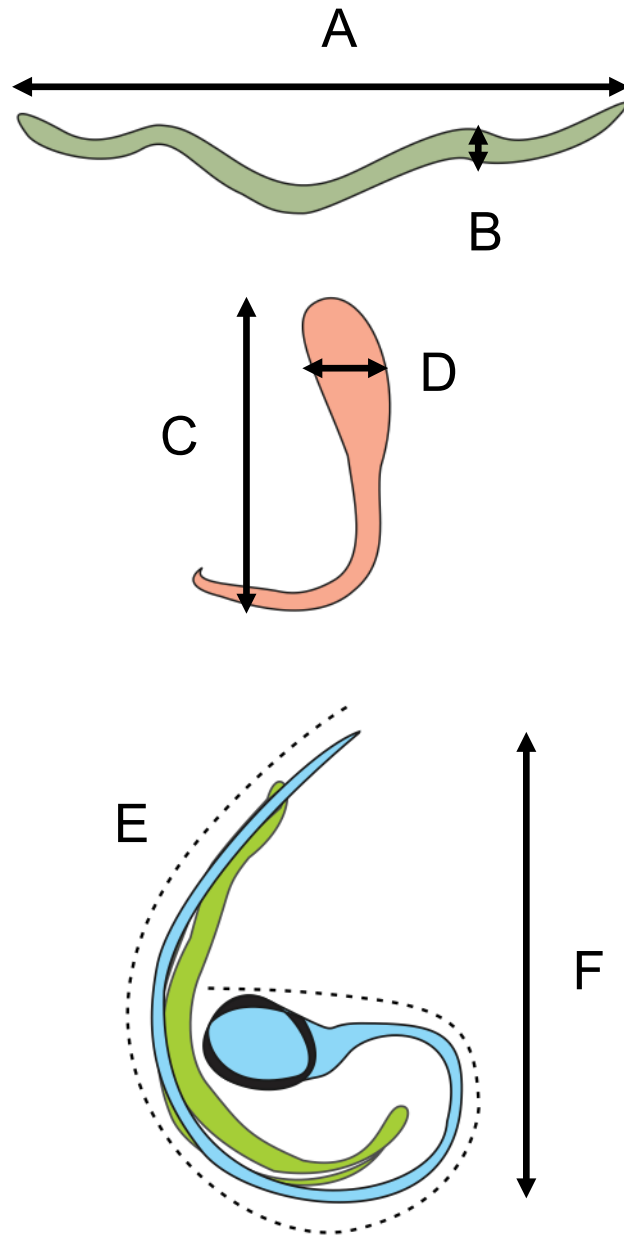


Figura 9. Esquema de medidas tomadas para *Trinigyrys n. sp.* A, barra, largo. B, barra, ancho. C, anchor, largo. D, anchor, ancho de base. E, órgano copulador masculino, largo. F, largo del complejo copulatorio.

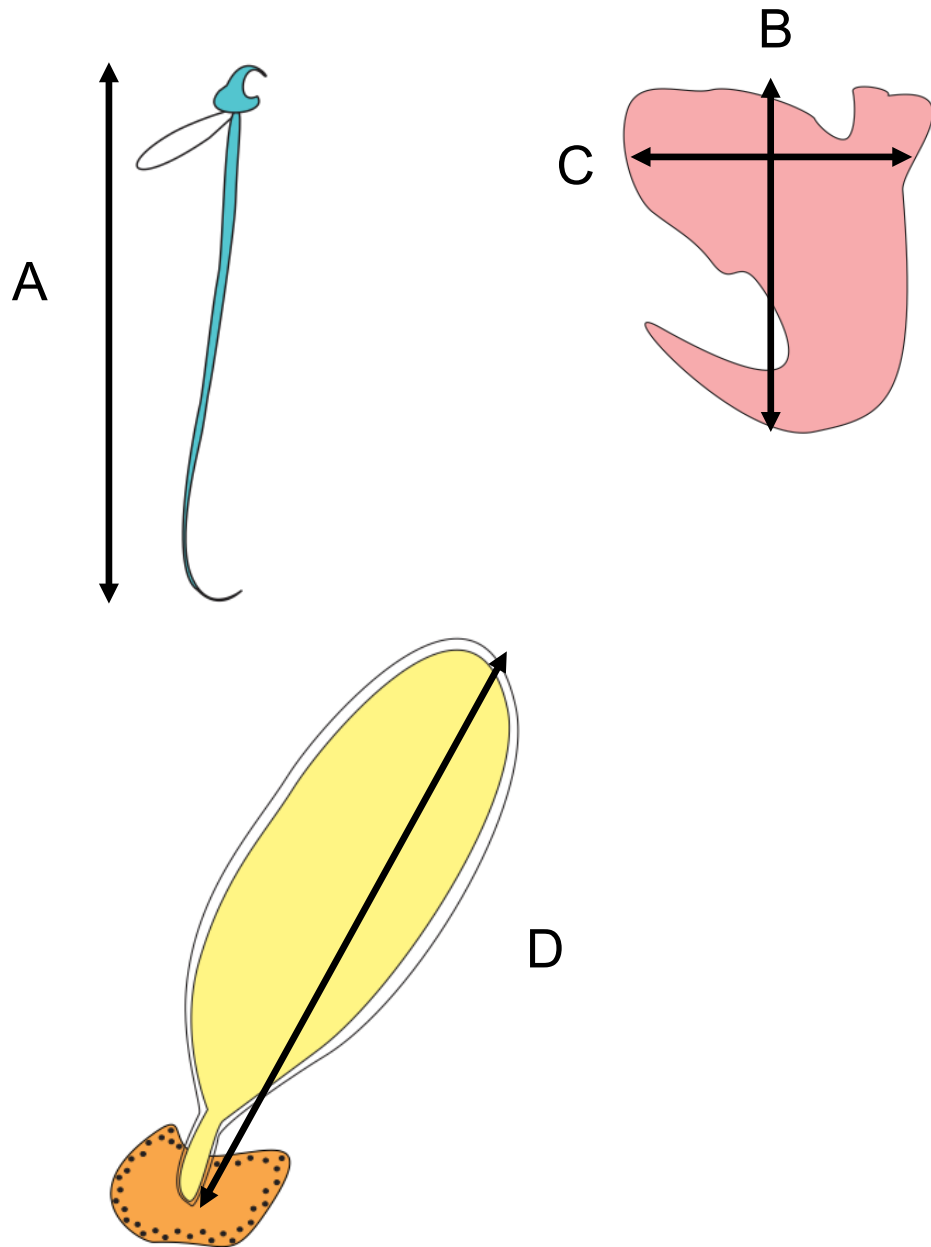


Figura 10. Esquema de medidas tomadas para *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. A, gancho, largo. B, anchor, ancho. C, anchor, ancho de base. D, huevo, largo.

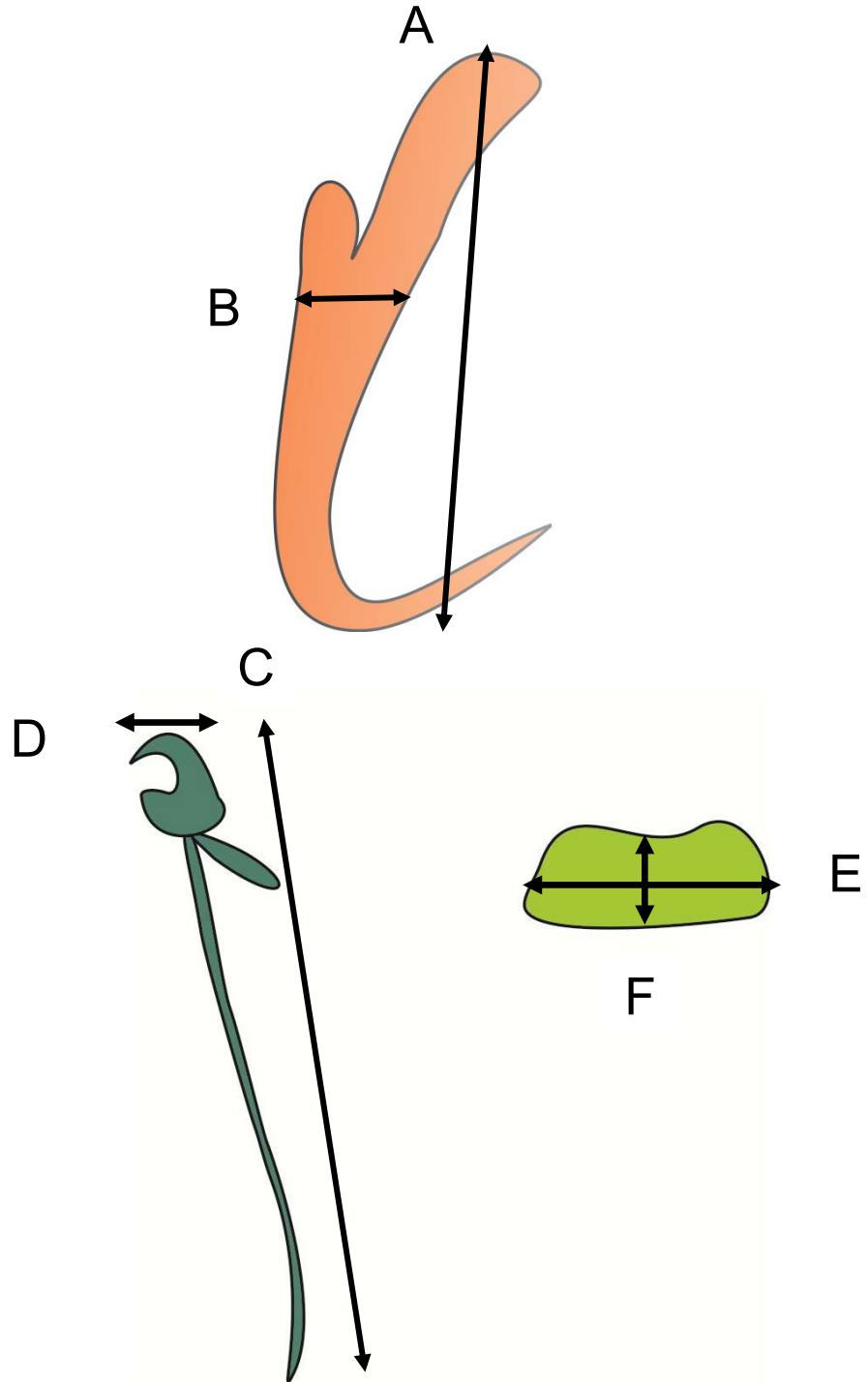


Figura 11. Esquema de medidas tomadas para *Phanerothecium espinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. A, gancho, largo. B, gancho, ancho de base. C, hooklet, largo. D, hooklet ancho. E, barra ancho. F, barra largo.

2.6.2. Estudio de los digeneos

Los digeneos fueron recuperados de los peces fijados en Ecuador con formol al 10% y también se trabajó con material vivo. Se fijaron algunos especímenes bajo presión entre porta y cubre objetos y otros sin presión.

En el laboratorio, se hicieron preparados permanentes a través de tinciones con Hematoxilina de Gill y Carmín Bórax, luego se realizó la deshidratación en serie de alcoholes, se aclararon con Eugenol y se montaron en Bálsamo de Canadá. Se estudiaron y midieron sólo los especímenes grávidos. La identificación se realizó de acuerdo con Yamaguti (1971) Jones y col. (2005); Szidat (1954) y Overstreet y Curran (2005).

Adicionalmente, se realizó scanning a los digeneos con Microscopía Electrónica de Barrido, con el fin de estudiar la superficie del tegumento. Se realizó el punto crítico, se montaron en placas metálicas con cinta adhesiva con cobertura metalizada de oro y paladio 40 y 60% respectivamente y se obtuvieron fotografías digitales con el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de alto y bajo vacío, Marca JEOL, modelo JSM 6360 LV.

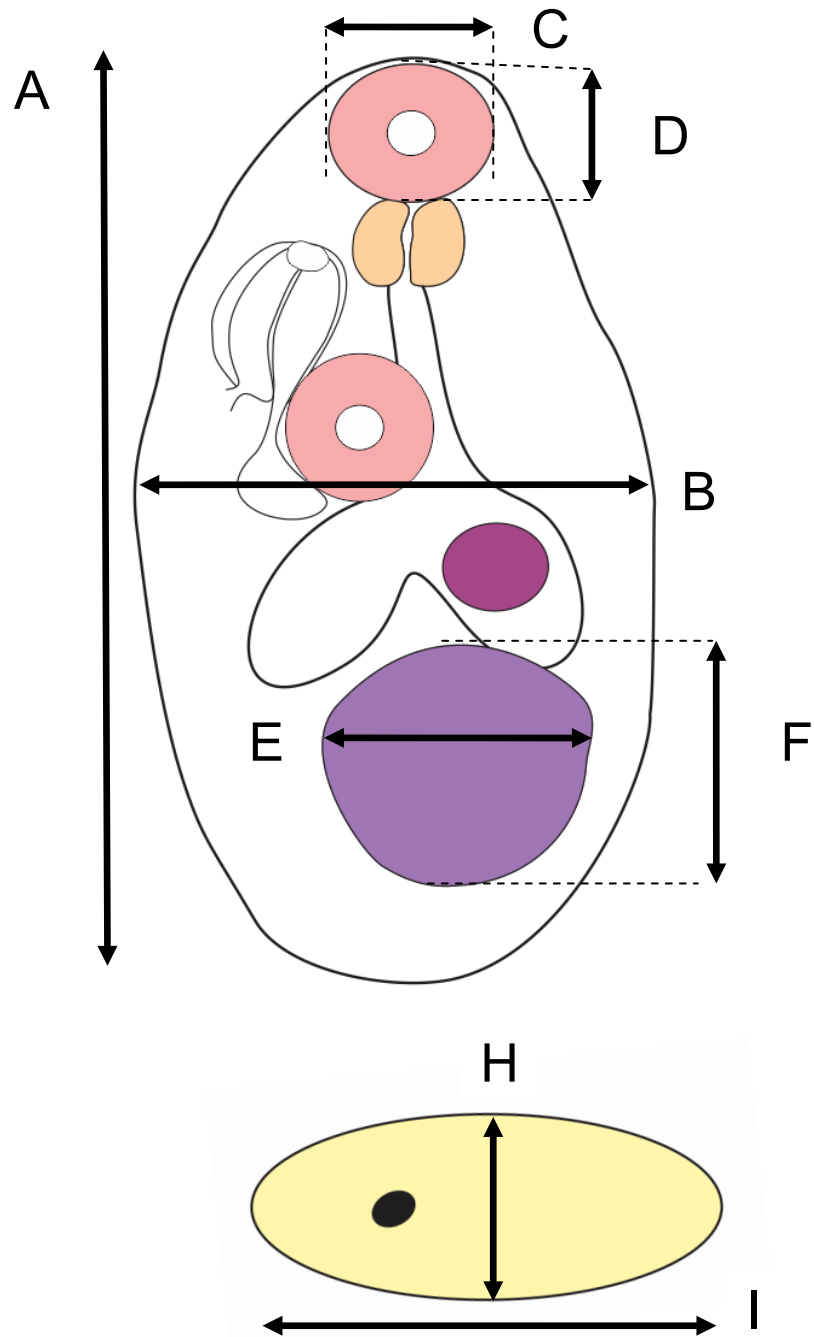


Figura 12. Esquema de medidas tomadas para digeneos. A, cuerpo, largo. B, cuerpo ancho. C, ventosa, ancho. D, ventosa, largo. E, testículo, largo. F, testículo, ancho (E y F, la misma forma para tomar medidas en ovario y otros órganos no detallados en el esquema). H, huevo ancho. I, huevo largo.

2.6.3. Estudio de los isópodos

Los isópodos fueron recuperados de los hospedadores de los muestreos complementarios; *Chaetostoma microps* Günther, 1864 y *C. breve* Regan, 1904. Los parásitos se prepararon y fijaron de acuerdo a Eiras y col. (2006). Se examinaron, fotografiaron y midieron (mm) con el microscopio óptico. Se identificaron de acuerdo con Szidat (1948) y Thatcher (2006).

2.6.4. Estudio de los Mixosporidios

Se realizaron extendidos de los quistes, para observar en fresco la morfología de las esporas con el microscopio óptico. Además, se estudiaron con Microscopía Electrónica de Transmisión (MET).

Los cortes semi-finos fueron teñidos con azul de metileno y los cortes ultra-finos se observaron y fotografiaron con el Microscopio Electrónico de Transmisión (MET), TEM-Jeol 1200 EX II, del Servicio de Microscopía Electrónica de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la UNLP.

Se aplicó el siguiente protocolo:

- Fijación de las myxosporas en Glutaraldehído al 2%, por 2 horas a 4°C.
- Lavado en buffer de fosfato por 30 min por 3 veces a 4°C.
- Posfijación en Tetróxido de osmio al 1% por 2 horas a 4°C.
- Lavado en buffer de fosfato por 30 min por 3 veces a 4°C.
- Deshidratación en Etanol al 50% por 5 min 2 veces a 4°C.
- Deshidratación en Etanol al 70% por 10 min a 4°C.

- Deshidratación en Etanol al 80% por 10 min a 4°C.
- Deshidratación en Etanol al 95% por 10 min a temperatura ambiente.
- Deshidratación en Etanol al 100% por 10 min 3 veces a temperatura ambiente.
- Deshidratación en Oxido de propileno (OP) por 10 min 3 veces a temperatura ambiente.
- Infiltración en (OP):resina= 1:1 por 90 min. a temperatura ambiente.
- Infiltración en (OP):resina= 1:2 por 90 min. a temperatura ambiente.
- Inclusión en resina pura por 1 hora a temperatura ambiente.
- Polimerización en resina pura por 12 horas a 35°C.
- Polimerización en resina pura por 12 horas a 45°C.
- Polimerización en resina pura por 12 horas a 60°C.

Las medidas fueron tomadas en micrómetros a los quistes y esporas, de acuerdo con Lom y Dyková (1992), y se utilizó la terminología de Lom y Dyková (2006).

Además se realizaron cortes histológicos de quistes adheridos a las branquias para determinar posibles lesiones. El material fue fijado en formol al 10%, descalcificado en EDTA, y embebido en parafina. Posteriormente los cortes se realizaron a 60 micras, se prepararon tinciones con hematoxilina-eosina y se montaron en Bálsamo de Canadá.

2.6.5. Estudio de los Hirudíneos

En Ecuador, los hirudíneos fueron aislados del hospedador, relajados y fijados. En el laboratorio del CEPAVE se realizaron tinciones con Hematoxilina de Gill, se aclararon con Eugenol y se montaron con Bálsamo de Canadá, para ser analizados en el microscopio óptico.

A otros especímenes se les realizaron cortes histológicos en forma transversal, longitudinal y sagital, con el fin de determinar los somitos y órganos internos. A otros ejemplares se realizaron scannig y se tomaron fotografías con el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB), para observar características externas. También, se realizaron cortes histológicos de hirudíneos fijados a la boca del hospedador, para determinar posibles lesiones. La identificación se realizó de acuerdo a Ringuelet (1985) y Thatcher (2006).

2.4.5.1. Método de relajación de los hirudíneos

Para fijar los hirudíneos se creó una técnica de relajación con especímenes vivos en Ecuador:

- Se colocaron los especímenes vivos en un tubo de ensayo con agua del medio, se tapó y se calentó progresivamente mediante baño María hasta llegar a los 42°C, a temperatura controlada. Una vez estirados, se aplastaron entre porta y cubreobjetos.
- Los especímenes colocados entre porta y cubre objetos que contenían sangre se llevaron a una caja petri, esta se inundó con agua oxigenada hasta que los especímenes perdieron la coloración marrón.
- Se fijaron en formol al 10%.

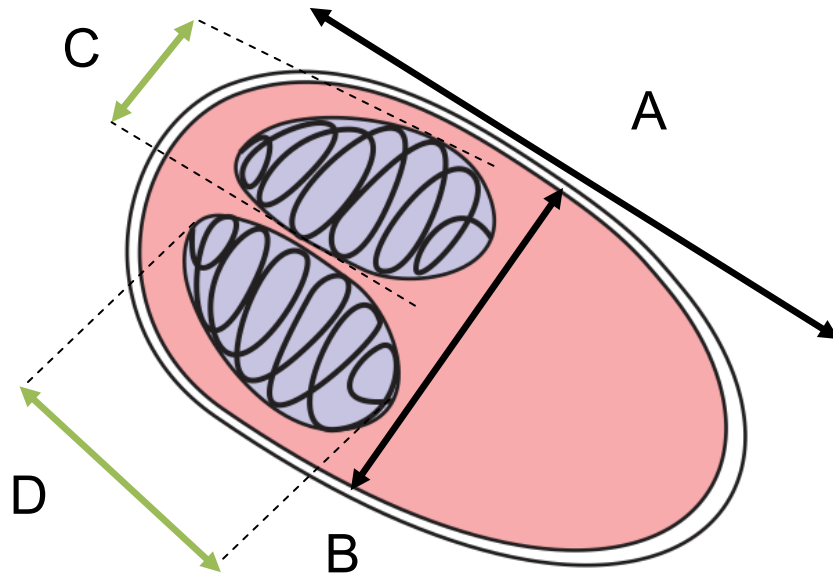


Figura 14. Esquema de medidas tomadas para *Myxobolus* sp. A, cuerpo, largo. B, cuerpo ancho. C, cápsula polar, largo. D, cápsula polar, ancho.

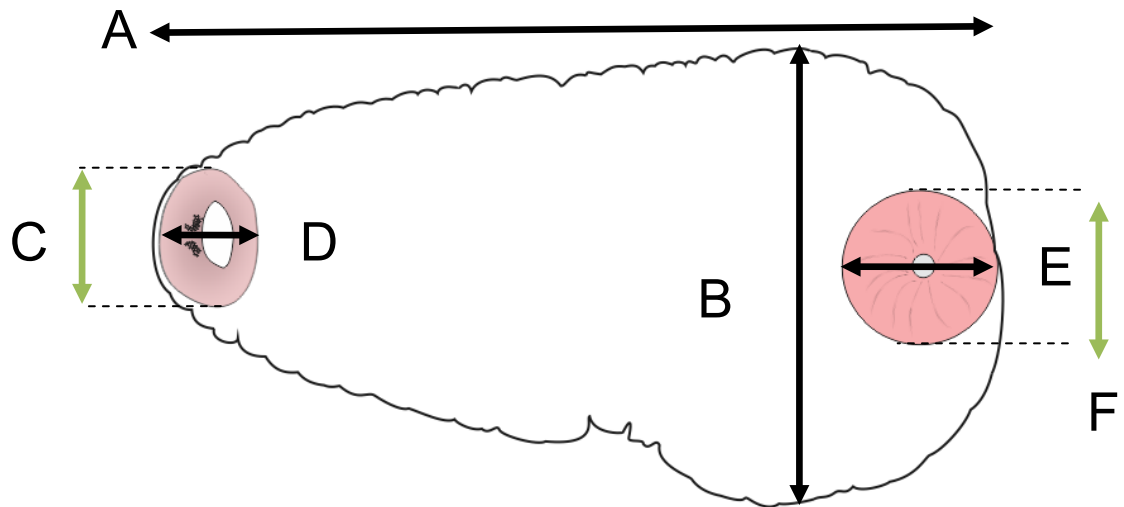
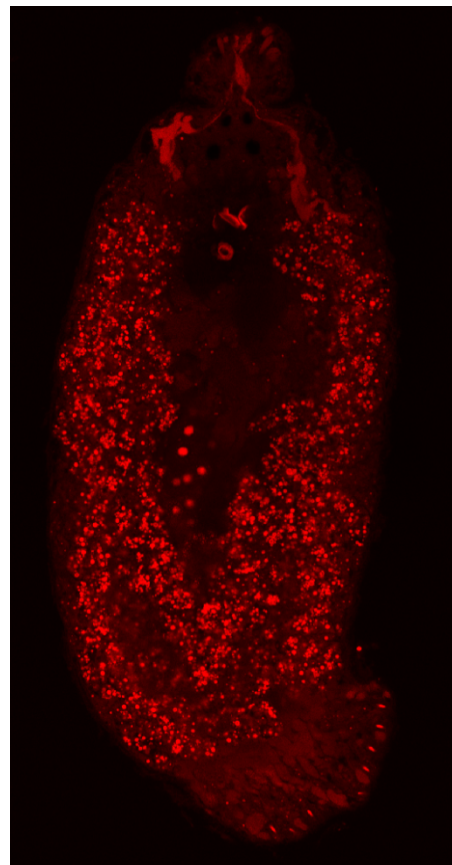


Figura 15. Esquema de medidas tomadas para *Placobdella* sp. A, cuerpo, largo. B, cuerpo ancho. C, ventosa anterior, largo. D, ventosa anterior, ancho. E, ventosa posterior, largo. F, ventosa posterior, ancho.

III. RESULTADOS



Monogenea



3.1. MONOGENEA

Los monogeneos son generalmente ectoparásitos que habitan en branquias, narinas, aletas y tegumento, aunque algunos grupos han sido reportados en localizaciones internas, como por ejemplo vejiga urinaria, línea lateral, o incluso estómago. Tienen un ciclo biológico monoxeno, en el que se distinguen tres fases: huevo, oncomiracidio y adulto. El adulto libera los huevos al medio acuático, donde eclosionan y se libera el oncomiracidio, que nada activamente en busca del hospedador definitivo, al que ingresa de manera pasiva a través de la cámara branquial o fijándose primero en la piel y migrando luego a las branquias. Se distinguen del resto de los grupos de helmintos parásitos por la posesión de un órgano de adhesión llamado haptor, ubicado en el extremo posterior del cuerpo. Este órgano posee típicamente ventosas, pinzas o ganchos esclerotizados que permiten la fijación al hospedador. La morfología general del haptor y las estructuras que lo componen, junto con la morfología del órgano copulador masculino representan las características más importantes en la taxonomía de este grupo (Marcotegui, 2011).

En el presente trabajo se determinaron los siguientes monogeneos en *Hypostomus oculeus*:

- *Telethecium felipei* sp. n.
- *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967
- *Trinigyrus* sp.
- *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007
- *Phanerothecium espinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007

Clase Monogenoidea Bychowsky, 1937

Orden Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familia Dactylogyridae Bykhowsky, 1933

Subfamilia Ancyrocephalinae, Bychowsky y Nagibina, 1978

Telethecium Kritsky, Van Every y Boeger, 1996

***Telethecium felipei* sp. n.**

(Figuras 15-17, tabla 1)

Descripción:

Cuerpo, 281-426 ($344,35 \pm 6,20$; $n = 19$) de largo; 133-189 ($167,79 \pm 13,32$; $n = 20$) de ancho, la parte posterior del cuerpo es más ancho. El margen anterior comprende dos lóbulos cefálicos. Dos pares de manchas oculares equidistantes y compactas; el par posterior es más grande que el par anterior. La faringe es subesférica, 17-22 ($20,10 \pm 13,32$; $n = 16$) de diámetro; esófago corto. El haptor, 90-108 ($93 \pm 6,14$; $n = 12$) de largo, 63-125 ($95,08 \pm 28,51$; $n = 18$) de ancho, armado con 14 ganchos. Los ganchos son similares, 17-20 ($18,29 \pm 0,80$; $n = 12$) de largo (Fig. 15, D). El órgano copulador masculino 104,45-107,56 ($105,64$; $\pm 0,90$ $N = 6$) de largo; con anillo proximal, 20,04-28,81 ($23,50$; $2,98 \pm n = 10$) de diámetro, presenta 1,5 vueltas; la base del mismo con amplio margen esclerotizado. La pieza accesoria 37-39 ($37,78 \pm 0,90$; $n = 9$) de largo, tiene una forma de fórceps (Fig. 15, B). El testículo 35-37 ($36,02 \pm 0,78$; $n = 5$) de largo, 23 -27 ($24,64 \pm 1,80$; $n = 7$) de ancho, tiene forma ovalada, en posición dorsal al ovario; el conducto deferente se curva por el ciego intestinal, con una dilatación del vaso deferente formando la vesícula seminal y un reservorio prostático piriforme. El germarium, 83-105 ($92,63 \pm 8,02$; $n = 10$) de largo, 25-39 ($33,20 \pm 4,04$; $n = 15$) de ancho; útero, oviducto y ootipo, no se observaron. La vagina distal, tiene una forma de embudo con labio anteromedial (Fig. 15, C), se

encuentra cerca al margen derecho del cuerpo; el canal vaginal conduce a un gran receptáculo seminal.

Resumen Taxonómico

Hospedador: *Hypostomus ocleus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae).

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Cavidad nasal.

Prevalencia: Río Bobonaza (41); Río Puyo (30,5).

Intensidad: Río Bobonaza (2,50); Río Puyo (1,47).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,96); Río Puyo (0,50).

Comentarios:

El género *Telethecium* ha sido descrito en las cavidades nasales en peces de Brasil (Kritsky y col., 1996; Lemos y col., 2012). *Telethecium nasalis* Kritsky, Van Every y Boeger, 1996 fue reportado en *Osteoglossum bicirrhosum* Vandelli 1829, cerca de Manaus, Amazonas, Brasil, (Aguiar y col., 2013; Tavares-Días y col., 2014; Gonzaga y col., 2012) y *Telethecium paniculum* Kritsky, Van Every y Boeger, 1996 ha sido reportado en *Pellona flavipinnis* en el río Solimoes, Ilha da Marchantaria, cerca de Manaus, Amazonas, Brasil. Los especímenes hallados durante el presente trabajo parasitan las cavidades nasales al igual que *T. nasalis* y *T. paniculum* (Kritsky y col., 1996), lo que evidencia hasta el momento, que este género presenta siempre esta localización. La nueva especie descrita en el presente trabajo difiere de *T. paniculum* y *T. nasalis* (Kritsky y col., 1996), por tener una vagina distal en forma de embudo con un labio

anteromedial y la pieza accesoria de mayor tamaño, en forma de fórceps (Tabla 1). El presente hallazgo es el primer reporte del género *Telethecium* en peces siluriformes.

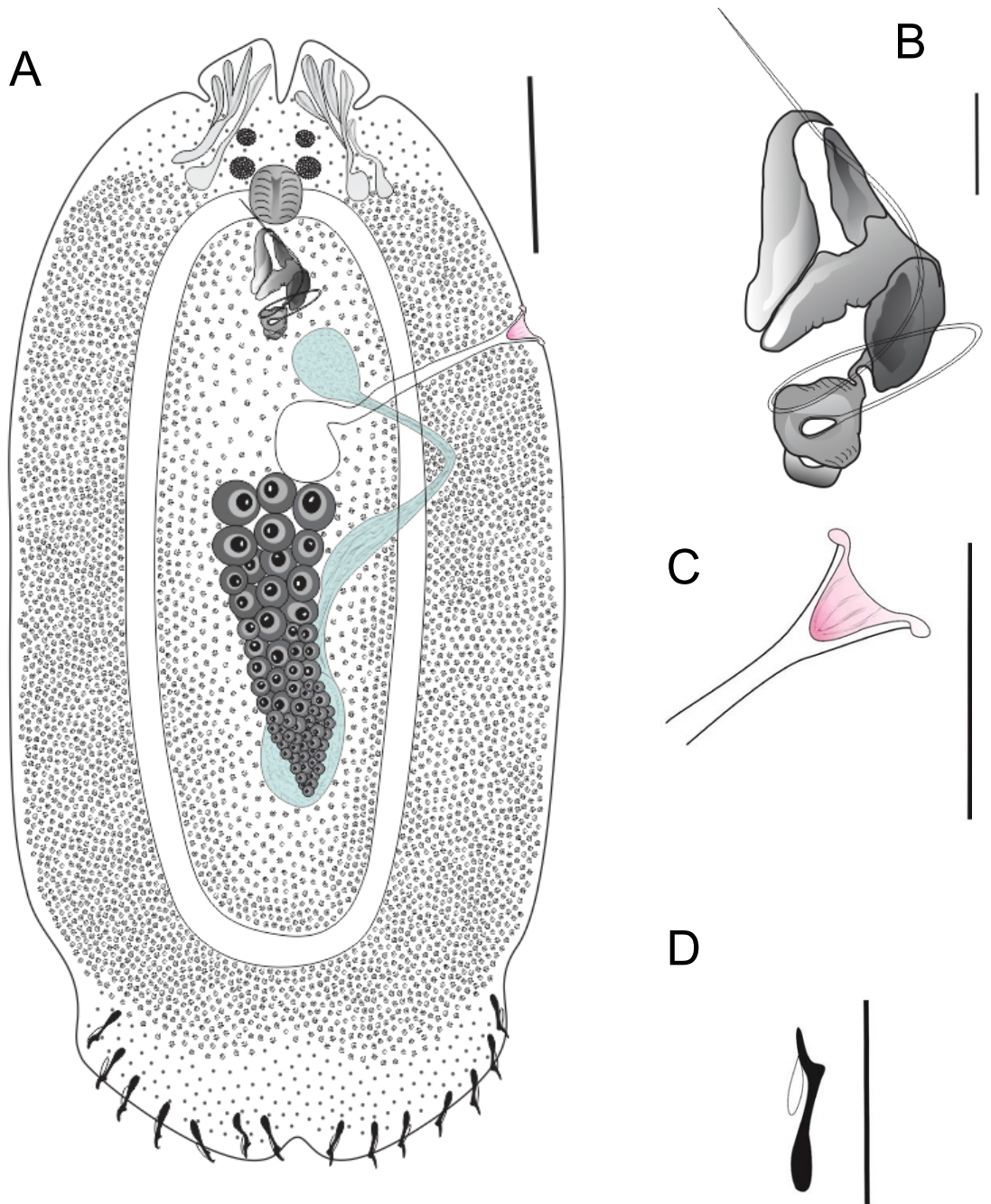


Figura 15. Esquema de *Telethecium felipei* sp. n. A, vista ventral, escala = 60 μ m. B, complejo copulador, escala = 10 μ m. C, vagina, escala = 30 μ m. D, gancho, escala = 20 μ m.

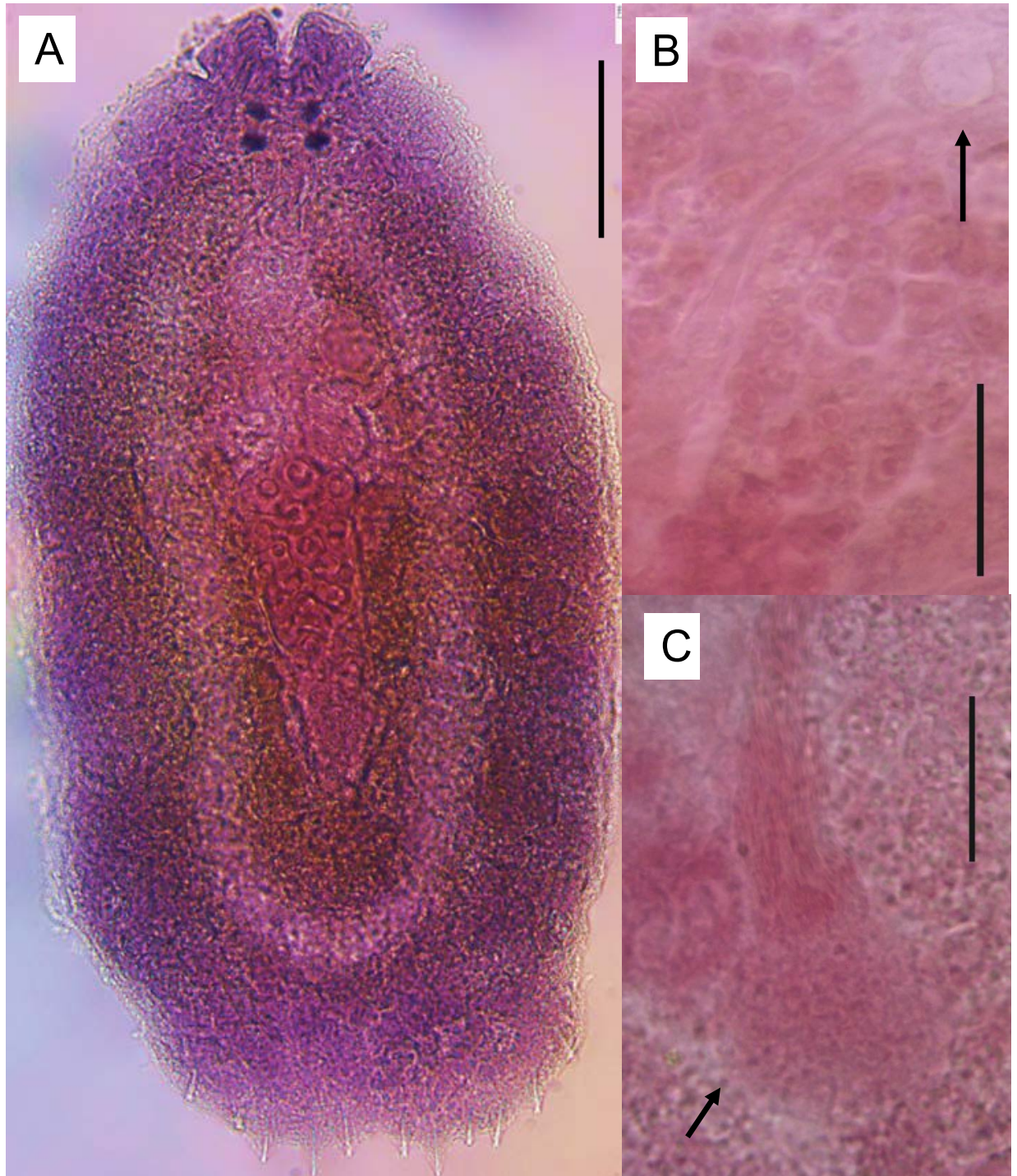


Figura 16. Fotografías de microscopía óptica de *Telethecium felipei* sp. n. A, vista ventral, escala = 60 μ m. B. Vagina, escala = 20 μ m. C, testículo, escala = 20 μ m.

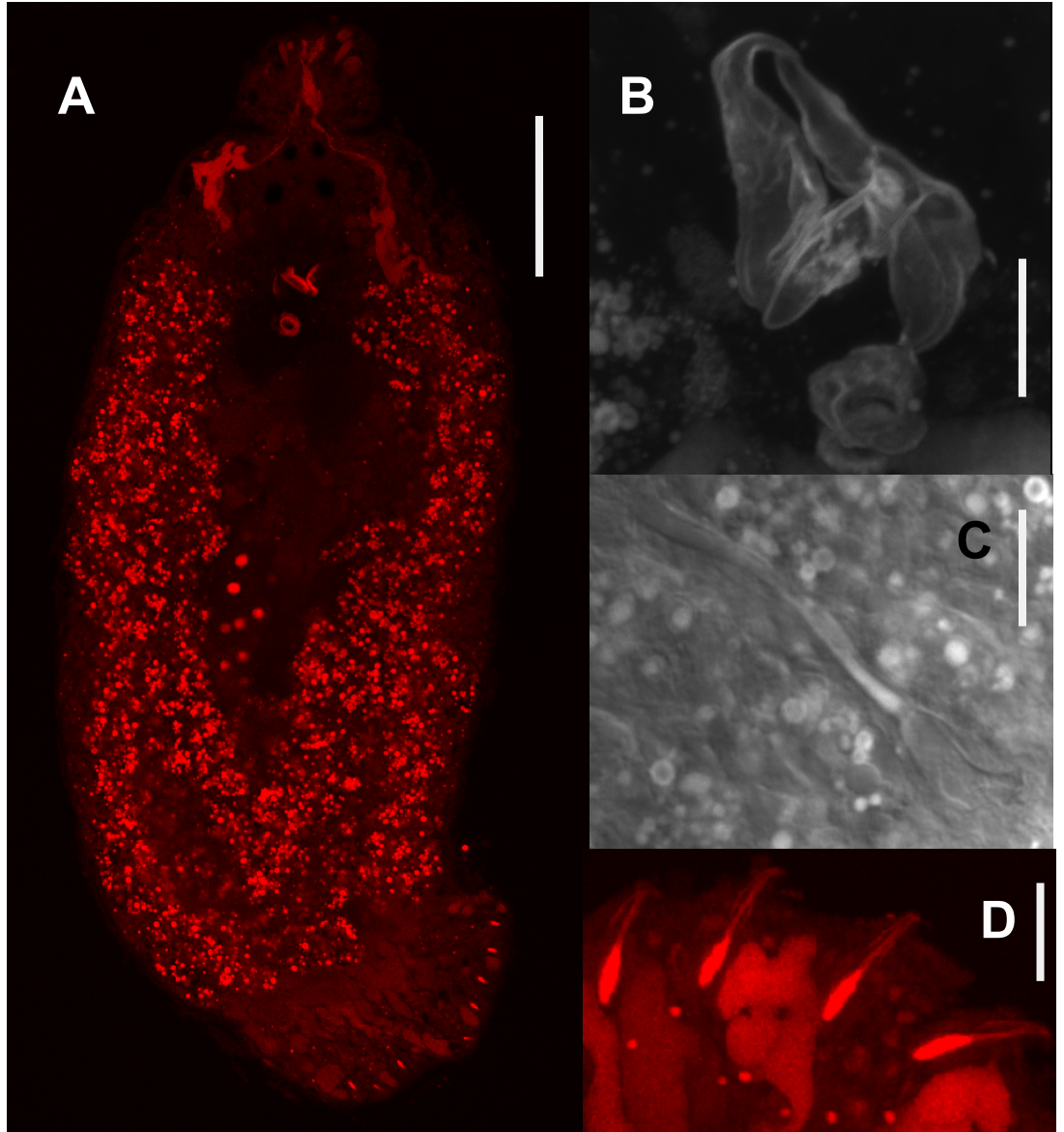


Figura 17. Fotografías de *Telethecium felipei* sp. n., observadas en Microscopía confocal. A, vista dorsal, escala = 60 μ m. B, pieza accesoria, escala = 20 μ m. C, vagina, escala = 10 μ m. D, ganchos, escala = 10 μ m.

Tabla 1. Medidas comparativas en μm , de *Telethecium felipei* sp. n., valor mínimo y máximo.

	<i>T. nasalis</i> Kritsky, Van Every y Boeger, 1996	<i>T. paniculum</i> Kritsky, Van Every y Boeger, 1996	<i>Telethecium felipei</i> sp. n.
Cuerpo, largo	267-332	276-297	281-426
Cuerpo, ancho	84-105	77-94	133-189
Faringe, diámetro	20-22	22-24	17-22
Haptor, longitud	30-35	41-45	90-108
Haptor, ancho	48-58	71-72	63-125
Ganchos, longitud	19-21	18-20	17-20
OCM, longitud	82	85-95	105-108
Diámetro proximal de la vuelta	19	16-18	20-29
Pieza accesorio, largo	17-20	16-19	37-39
Testículo, largo	37-53	33-44	35-37
Testículo, ancho	22-30	21-31	35-37
Germarium, largo	50-67	53-68	83-105
Germarium, ancho	30-33	21	25-39

Clase Monogenoidea Bychowsky, 1937

Orden Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familia Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Género *Unilatus*, Mizelle y Kritsky, 1967

***Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967**

(Figuras 18-22, tabla 2)

Descripción:

Cuerpo fusiforme, liso, 304,67-663,27 ($428,51 \pm 201,27$; $n = 15$) de largo; 106,83 ($80,34 \pm 138,47$; $n = 17$) de ancho, sin manchas oculares. La faringe es subesférica, 26-30,98 ($28,49 \pm 1,81$; $n = 8$) de largo, 18,95-28,34 ($22,00 \pm 3,3$; $n = 8$) de ancho. El haptor 48,10-86,11 ($61,31 \pm 10,61$; $n = 11$) de largo, 71,88-88,05 ($79,45 \pm 6,62$; $n = 11$) de ancho. Presenta dos pares de anchors; el par anterior posee un sistema radicular alargado; 22,38-26,95 ($23,95 \pm 1,34$; $n = 9$) de largo, 12,19-13,37 ($12,57 \pm 0,47$; $n = 6$) de ancho en la base. El par de anchors posterior tiene un borde basal esclerotizado, 46,63-52,30 ($50,48 \pm 1,75$; $n = 11$) de largo, base 14,17-16,60 ($15,16 \pm 0,76$; $n = 7$) de ancho, el eje se dobla en el punto medio, formando un ángulo 54,82-68,09 ($61,02 \pm 2,04$; $n = 5$), la punta es curvada 21,45-24,56 ($22,78 \pm 1,01$; $n = 8$); la raíz interna 5,09-6,31 ($5,66 \pm 0,48$; $n = 7$) de largo y la raíz externa 14,38-18,84 ($17,25 \pm 1,31$; $n = 9$) de largo. La barra anterior, es ligeramente curvada con los extremos redondeados y de proyección posterior, 35,77-43,95 ($38,85 \pm 2,72$; $n = 9$) de longitud, 5,43-8,51 ($7,37 \pm 1,16$; $n = 10$) de ancho. La barra posterior puede presentar dos formas; recta con dos depresiones leves y extremos redondeados con una proyección anterior, la otra en forma de "V" con una proyección anterior, 37,94-49,60 ($44,20 \pm 4,13$; $n = 6$) de largo, 6,57-8,51 ($7,61 \pm 0,77$; $n = 8$) de ancho. Hook 10,94-16,89 ($14,95 \pm 1,80$; $n = 17$) de largo, con el eje curvado ligeramente, con mango

cilíndrico. El germarium es alargado, 88,69-154,84 ($115,56 \pm 23,02$; $n = 8$) de largo, 24,04-52,40 ($36,45 \pm 11,20$; $n = 8$) de ancho; el testículo es subovalado, 76,38-110,76 ($92,84 \pm 14,03$; $n = 5$) de largo, 36,27-53,16 ($43,88 \pm 7,16$; $n = 4$) de ancho. Órgano copulador masculino esclerotizado, 59,26-83,81 ($69,32 \pm 7,43$; $n = 7$) de largo, con forma espiral en las partes distal y proximal, presenta un pequeño bulbo cerca de la porción distal, la parte distal tiene una pequeña terminación espiral de 3 vueltas. La pieza accesoria es ligeramente curvada 43,34-57,91 ($50,33 \pm 7,42$; $n = 6$) de largo y distalmente redondeada. La vesícula seminal es alargada; el reservorio prostático sacciforme. El huevo es ovalado con un filamento proximal redondeado, 63,17-70,51 ($66,15 \pm 3,26$; $n = 4$) de largo, 34,39-44,50 ($39,45 \pm 4,81$; $n = 4$) de ancho.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae).

Localidad: Río Bobonaza y Puyo ($1^{\circ} 35' 06,8''$ S; $77^{\circ} 44' 15,5''$ W) y río Puyo ($1^{\circ} 35' 22,7''$ S; $77^{\circ} 54' 13,6''$ W).

Localización: Branquias.

Prevalencia: Río Bobonaza (74,27); Río Puyo (52,7).

Intensidad: Río Bobonaza (15,54); Río Puyo (26,96).

Intensidad media: Río Bobonaza (11,61); Río Puyo (16,42).

Comentarios:

Las características morfométricas de los especímenes hallados corresponden a *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967.

El género *Unilatus*, tiene hasta el momento seis especies reportadas; *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967; *U. brittani* Mizelle, Kritsky y Crane, 1968; *U. anoculus* Price, 1968; *U. dissimilis* Suriano, 1985; *U. scaphirhynchae* Suriano, 1985 y *U. irae* Branches y Dominguez, 2014.

Unilatus unilatus Mizelle y Kritsky, 1967 fue descrita a partir de ejemplares que se encontraron en las branquias de *Plecostomus* sp. (= *Hypostomus* sp.), del Steinhart Aquarium, en California, U.S.A., los peces del acuario, provenían de Brasil. Todos los reportes de *U. unilatus*, hasta el momento, se han realizado en peces Siluriformes, Loricariidae, (Zica y col., 2012; Franceschini y col., 2012; Boeger y Vianna 2006; Suriano, 1985; Molnar y col., 1974; Price, 1968; Mizelle y col., 1968). Se han hecho reportes del parásito en: Bolivia. Price, (1968) ha encontrado en *Hypostomus bolivianus*. En Trinidad, Molnar y col., (1974), Boeger y Vianna, (2006) y Zica y col., (2012) lo localizaron en *Hypostomus robinii*, en el río Talparo, Talparo; *Plecostomus* sp.; *Hypostomus iheringii*; *H. regani*; *H. strigaticeps*. En Perú en *Pterygoplichthys anisitsi* (Mendoza-Palmero y col., 2012) en Iquitos. En Brasil en *H. strigaticeps*, *H. regani* y *H. iheringii* estas especies se recolectaron de las planicies de Chevantes, inundadas por el río Amazonas (Zica y col., 2012) en *H. nigromaculatus*, en el río Sapucaí-Mirim, (Franceschini y col., 2012 y 2016). Recientemente en Irán Mehdizadeh Mood y Rassouli, (2016) reportaron en *Hypostomus plecostomus* de un acuario, aunque no precisaron el lugar de origen de los peces importados.

Recientemente, Zica y col., (2012) reportan diferencias en los especímenes de *U. unilatus* hallados en *Hypostomus strigaticeps*, *H. regani* y en *H. iheringii* con el holotipo, tales como: el filamento del huevo presenta una terminación redondeada y no bifida o trifida como mencionaron Mizelle y Kritsky (1967) y Mizelle y col. (1968), la barra anterior es ligeramente curvada con una proyección posterior. Adicionalmente, Zica y col. (2012) describieron tres

formas de la barra posterior: de arco, recta con extremos redondeados de dirección y proyección posterior recta con los extremos redondeados con proyección anterior y dos depresiones leves. En el presente trabajo la barra posterior se presentó de dos formas; en una “V” invertida y otra ligeramente recta con los extremos en proyección anterior (Fig. 18 E).

Durante el presente trabajo, no fue observado el par de estructuras accesorias en la unión del pedúnculo, ornamentadas y estriadas como describen Zica y col. (2012).

La pieza accesoria de *U. unilatus*, ha sido descrita como distalmente bífida (Zica y col., 2012; Mizelle y Kritsky, 1967). Durante el presente trabajo la parte distal del órgano copulador presentó una apariencia bífida en los ejemplares observados al microscopio óptico. Sin embargo cuando los mismos ejemplares se observaron en el microscopio confocal, se observó que la pieza accesoria es distalmente redondeada (Fig. 18 B y 22).

Por lo antes mencionado *Hypostomus oculeus* representa un nuevo hospedador de *U. unilatus*, y la provincia de Pastaza (Ecuador) es nueva ubicación geográfica para la especie.

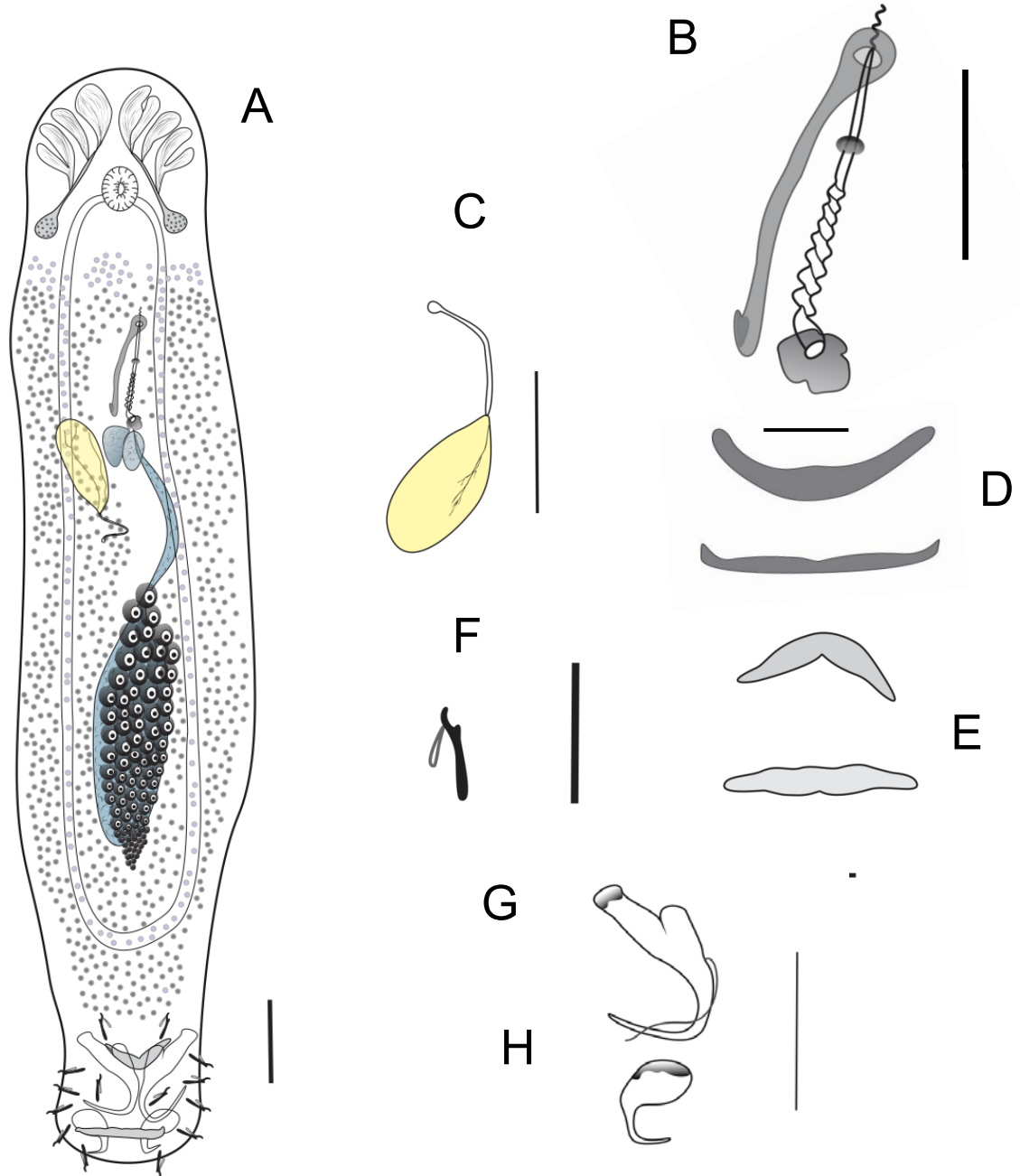


Figura 18. Esquema representativo de *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967. A, vista ventral del ejemplar completo, escala = 40 μ m. B, complejo copulatorio. C, huevo, escala = 40 μ m. D, formas de la barra anterior, escala = 40 μ m. E, formas de la barra posterior, escala = 40 μ m. F, gancho, escala = 20 μ m. G, anchor posterior, escala = 40 μ m. H, anchor anterior, escala = 40 μ m.

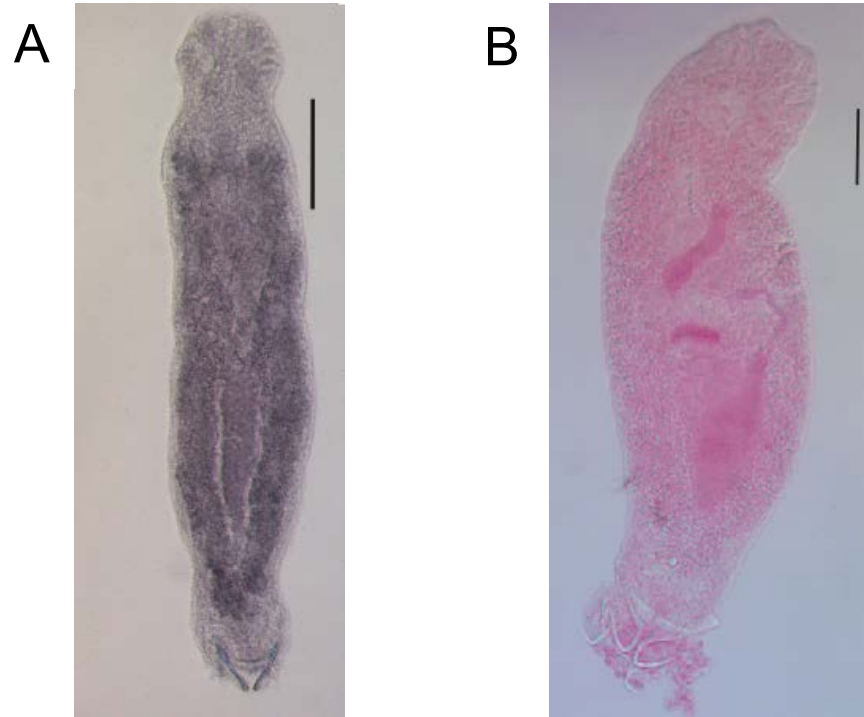


Figura 19. Fotografías de Microscopía óptica de *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967. A, vista dorsal del ejemplar juvenil, escala = 40 μm . B, vista ventral del ejemplar pre-adulto, escala = 40 μm .

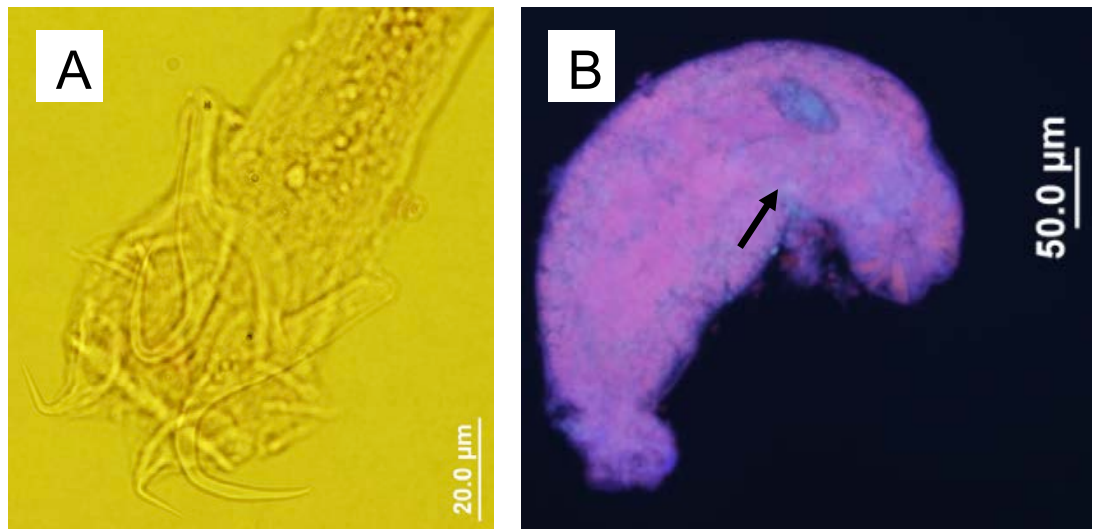


Figura 20. Fotografías del microscopio de epifluorescencia de *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967. A, Haptor, un par de anchor anterior y posterior, barra anterior y posterior, y ganchos. B, Huevo.

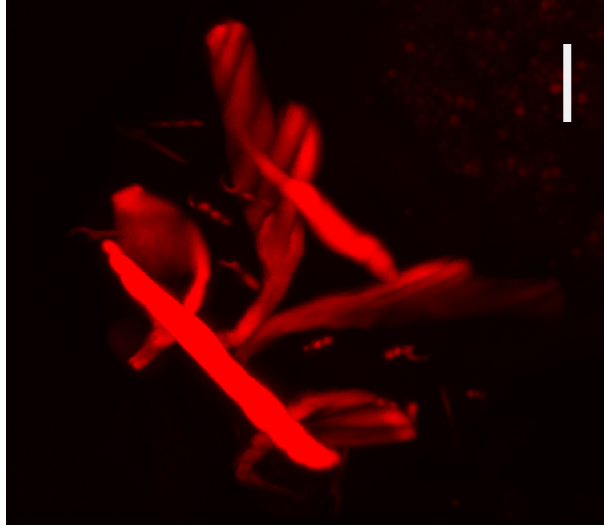


Figura 21. Piezas esclerotizadas del haptor de *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967 observadas al microscopio confocal; anchors, barras y ganchos, escala = 10 μm .

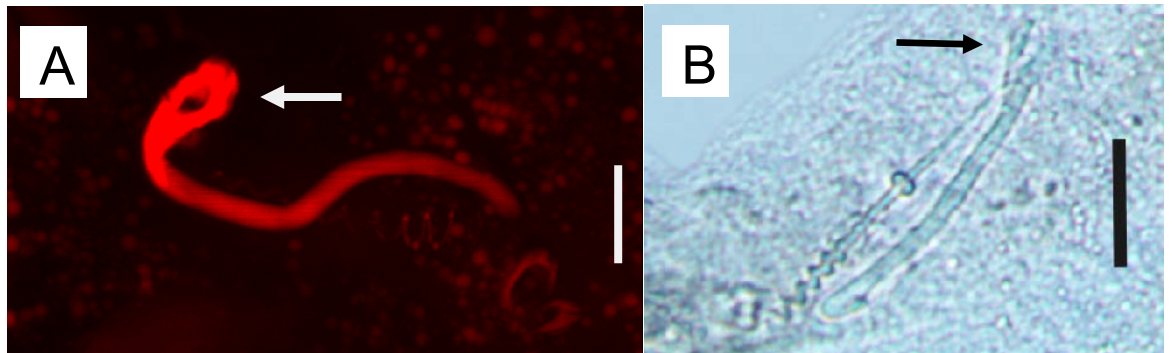


Figura 22. Comparación de la parte distal de la pieza accesoria de *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967. A, Fotografía de microscopía confocal de la pieza accesoria, flecha blanca, parte distal redondeada, escala = 10 μm . B, complejo copulatorio, flecha negra, parte distal bifurcada de la pieza accesoria, escala = 20 μm .

Tabla 2. Medidas comparativas en μm , de *Unilatus unilatus* Mizelle y Kritsky, 1967 promedio, valor mínimo y máximo entre paréntesis.

	Mizelle y Kritsky, 1967	Zica y col., 2012	Presente estudio
Cuerpo largo	666 (630-774)	579 (475-680)	477 (399-663)
Cuerpo ancho	131 (121-145)	138 (96-176)	120 (103-139)
Faringe largo	-	23 (21-25)	29 (26-31)
Faringe ancho	27 (24-28)	20,5 (19-21)	22 (19-28)
Haptor largo	87 (78-90)	69 (59-75)	62 (48-86)
Haptor ancho	86 (78-90)	84 (71-03)	80 (72-88)
Anchor anterior largo	20 (19-22)	24 (23-25)	24 (22-27)
Anchor anterior, ancho base	18 (17-19)	15 (12-17)	13 (12-13)
Anchor posterior largo	34 (32-37)	54 (50-55)	51 (47-52)
Anchor posterior, ancho base	19 (18-20)	18 (14-20)	15 (14-17)
Anchor posterior, raíz interna	-	-	6 (5-6)
Anchor posterior, raíz externa	-	-	17 (14-18)
Anchor posterior, ángulo	-	-	61 (55-68)
Anchor posterior, punta	-	-	23 (22-25)
Barra anterior largo	27 (25-28)	52 (49-56)	39 (36-44)
Barra anterior ancho	-	-	7 (5-9)
Barra posterior largo	41 (38-44)	56 (49-56)	44 (38-50)
Barra posterior ancho	-	-	8(7-9)
Gancho largo	12 (11-13)	14 (11-16)	15 (11-17)
Ovario largo	-	130 (111-149)	116 (89-155)
Ovario ancho	-	43 (20-50)	36 (24-52)
Testículo largo	-	112 (90-121)	93 (76-110)
Testículo ancho	-	29 (15-41)	44 (36-53)
Cirrus largo	59 (56-61)	81 (76-89)	69 (59-84)
Pieza accesoria largo	43 (38-48)	63 (59-68)	50 (43-58)
Huevo largo	-	72 (42-88)	66 (63-71)
Huevo ancho	-	41 (39-43)	40 (34-45)

Clase Monogenoidea Bychowsky, 1937

Subclase Polyonchoinea Bychowsky, 1937

Orden Dactylogyridea Bychowsky, 1937

Familia Dactylogyridae Bychowsky, 1933

Trinigyryus Hanek, Molnar y Fernando 1974

***Trinigyryus* sp.**

(Figuras 23-25, tabla 3)

Descripción:

Cuerpo 292,09-445,96 ($353,88 \pm 58,48$; $n = 11$) largo, 96,24-153,27 ($112,15 \pm 19,28$; $n = 10$) de ancho; sin manchas oculares, las glándulas cefálicas son postlaterales a la faringe. La faringe es muscular y subesférica ($63,44 \pm 4,81$; $n = 4$) de largo, 18,31-22,37 ($20,53 \pm 1,46$; $n = 6$) de ancho. El haptor 77,45-114,57 ($99,56 \pm 14,67$; $n = 8$) de largo, 96,04-191,15 ($146,89 \pm 36,90$; $n = 8$) de ancho, tiene mayor tamaño que el cuerpo, con apéndices. Un par de anchor sin raíces, 47,91-58,30 ($53,69 \pm 3,66$; $n = 10$) de largo, de posición ventral; la base redondeada en forma de remo, 10,98-13,20 ($12,05 \pm 0,83$; $n = 8$) de ancho; el mango corto, curvado con un ángulo de 79,33-100,54 ($90,75 \pm 6,40$; $n = 8$). La barra en forma de "M" o "W", 90,03-127,12 ($108,45 \pm 13,38$; $n = 6$) de largo, 4,64-5,88 ($5,25 \pm 0,51$; $n = 7$) de ancho. Los ganchos son similares 11,12-12,75 ($12,12 \pm 0,66$; $n = 5$) de largo. El complejo copulador (Fig. 23 B) está compuesto por: el órgano copulador masculino 125,96-128,90 ($126,91 \pm 1,02$; $n = 10$) de largo, con forma de tubo delgado curvado; la pieza accesoria ligeramente curvada 47,27-55,05 ($51,44 \pm 3,02$; $n = 8$) de largo. El germarium 71,94-98,46 ($83,87 \pm 9,18$; $n = 6$) de largo, 47,91-62,59 ($53,59 \pm 21,05$; $n = 7$) de ancho. El útero y la vagina no fueron observadas. El testículo 52,63-61,18 ($57,02 \pm 3,37$; $n = 8$) de largo, 29,80-34,14 ($31,93 \pm 1,97$; $n = 5$) de ancho. El huevo 49,69-55,66

(51,95 ± 2,82; n = 6) de largo, 22,53-29,38 (25,67 ± 2,19; n = 6) de ancho, ovalado y con el filamento anterior muy largo y enrollado (Fig. 23, C). El vitelo está compuesto por dos bandas bilaterales, llega una porción al haptor, sigue la dirección del ciego intestinal.

Resumen Taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae).

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Branquias.

Prevalencia: Río Bobonaza (56,4); Río Puyo (52,7).

Intensidad: Río Bobonaza (5,86); Río Puyo (5,49).

Intensidad media: Río Bobonaza (2,90); Río Puyo (3,00).

Comentarios:

Las características morfológicas y morfométricas de los ejemplares hallados durante el presente trabajo corresponden al género *Trinigyryrus* Hanek, Molnar y Fernando, 1974.

Hasta el momento se han registrado 4 especies para el género: *Trinigyryrus hypostomatis* Hanek, Molnar y Fernando, 1974; *T. acuminatus* Kritsky, Boeger y Thatcher, 1986; *T. tentaculoides* Kritsky, Boeger y Thatcher, 1986 y *T. mourei* Boeger y Belmont-Jegu, 1994. Cabe mencionar que Franceschini y col., (2015) mencionó 5 especies nuevas para este género, pero aún no se ha realizado una descripción formal.

El género *Trinigyrrus* fue considerado como miembro de la familia Dactylogyridae (Hanek y col., 1974). Después luego Kritsky y col. (1986), sugieren que el género *Trinigyrrus* se transfiera de Dactylogyridae a la subfamilia Ancyrocephalinae, argumentando los siguientes caracteres; la ausencia del anchor dorsal y su barra, manchas oculares y el desarrollo de los apéndices del haptor. Esos autores señalaron que *Trinigyrrus* sería el único género de Ancyrocephalinae caracterizado por incluir especies que poseen un único complejo de anchor y barra en posición ventral. Sin embargo, la mayoría de los autores consideran que el género debe mantenerse en la familia Dactylogyridae (Boeger y Belmont-Jegu, 1994; Franceschini y col., 2012; Gonçalves y col., 2014). Se han registrado monogéneos del género *Trinigyrrus* en las branquias de peces siluriformes. Se reportó *T. hypostomatis* en *Hypostomus robinii*, en río Talparo, Trinidad (Hanek y col., 1974); *T. acuminatus*, en *Acanthicus hystrix*, Loricariidae, cerca de Manaus Rio Negro, Amazonas (Kritsky y col., 1986); *T. tentaculoides*, en *Hypoptopoma thoracathum*, cerca de la Isla Marchantari, Rio Solimoes, Manaus, Amazonas (Kritsky y col., 1986); *T. mourei* en *Hypostomus emarginatus* (Boeger y Belmont-Jegu, 1994), en *H. nigromaculatus*, en el río Sapucaí-Mirim (Franceschini y col., 2012) y en *Squaliforma emarginatas* en Igarapé, Fortaleza, Brasil (Gonçalves y col., 2014).

La barra del haptor de *Trinigyrrus* sp., es similar a *T. hypostomatis* Hanek, Molnar y Fernando, 1974 y *T. mourei* Boeger y Belmont-Jegu, 1994 en forma de “M” o “W”, pero de mayor longitud en referencia a las especies ya citadas para el género *Trinigyrrus* (tabla 3). *Trinigyrrus hypostomatis*, *T. mourei* y *T. tentaculoides*, poseen el órgano copulador masculino en forma de tubo curvado corto, asociado a una pieza accesoria en forma de barra. Los ejemplares hallados durante el presente trabajo presentan características morfológicas similares a *T. hypostomatis*, *T. mourei* y *T. tentaculoides*, pero difieren en la longitud del órgano copulador masculino y la pieza accesoria son de mayor tamaño (tabla 3). La longitud del OCM es de 125,96-128,90 a

diferencia de 27-32 de longitud del OCM y el largo de la pieza accesorio de 24-27, en *T. hypostomatis*, *T. mourei* 29-30 de longitud del OCM y el largo de la pieza accesorio de 22-33 en *T. tentaculoides*. Además, el filamento anterior del huevo (Fig. 23 C), destaca de las otras especies por tener una forma de ovillo. El anchor y la barra, tienen posición ventral, tal como lo señalaron Boeger y Belmont-Jegu (1994), también mencionan la posición ventral en sus nuevas especies.

La longitud del complejo copulador, especialmente del OCM, y el filamento anterior muy largo y enrollado que presenta el huevo de los especímenes hallados durante el presente trabajo, sugieren que estos ejemplares podrían pertenecer una nueva especie. Sin embargo, debido a que no se han podido observar la morfología de la vagina, no es posible asegurar que se trate de una nueva especie. Para ello, resulta imprescindible contar con mayor cantidad de especímenes a fin de observar sus características y poder compararlos con sus congéneres.

El presente hallazgo, resulta el primer reporte del género para *Hypostomus oculeus* y el primer registro para Ecuador.

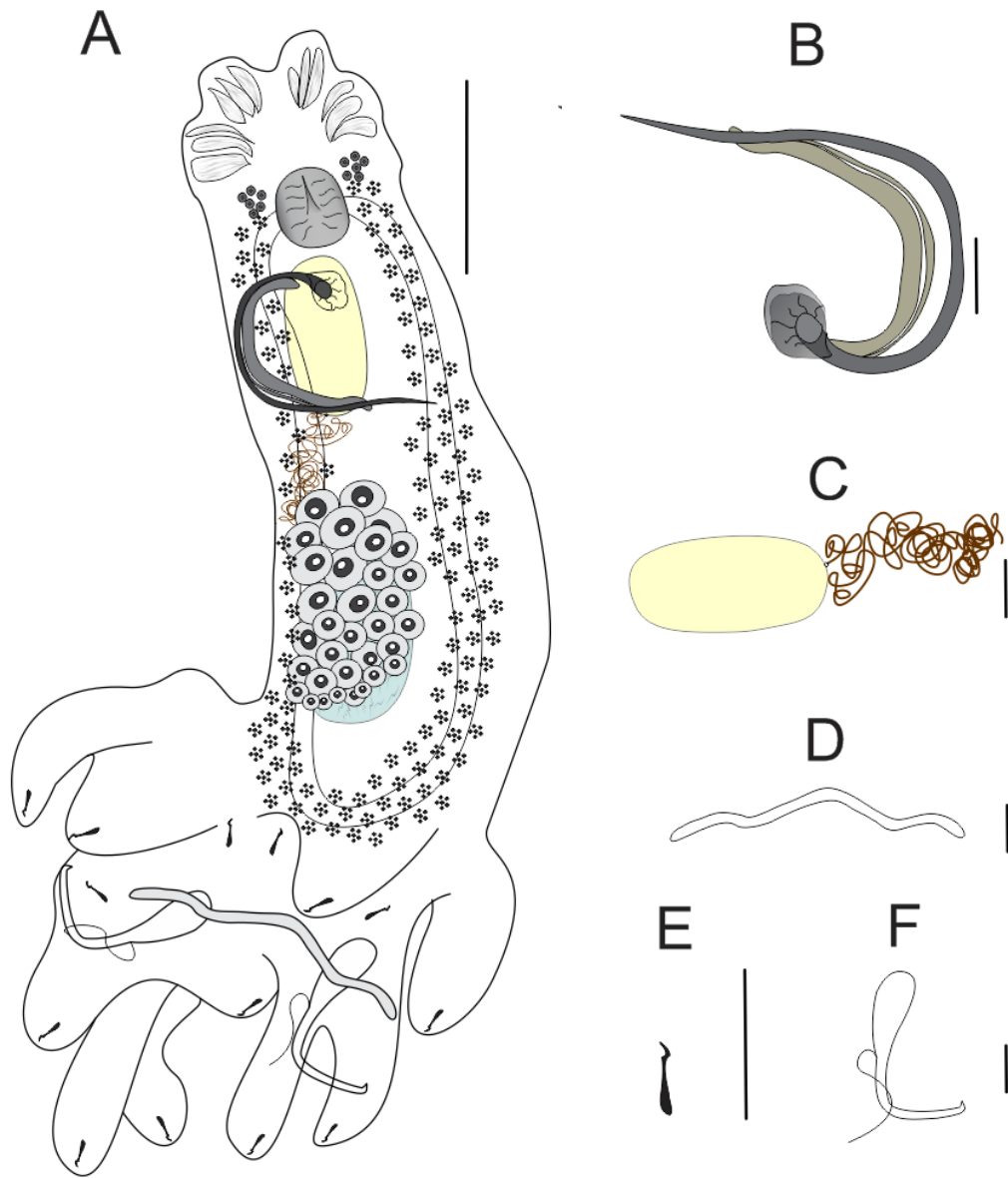


Figura 23. Esquema representativo de *Trinigyryrus* sp. n. A, vista ventral de ejemplar adulto completo, escala = 100 μm . B, OCM, escala = 20 μm . C, huevo, escala = 20 μm . D, barra, escala = 20 μm . E, gancho, escala = 20 μm . F, anchor, escala = 20 μm .

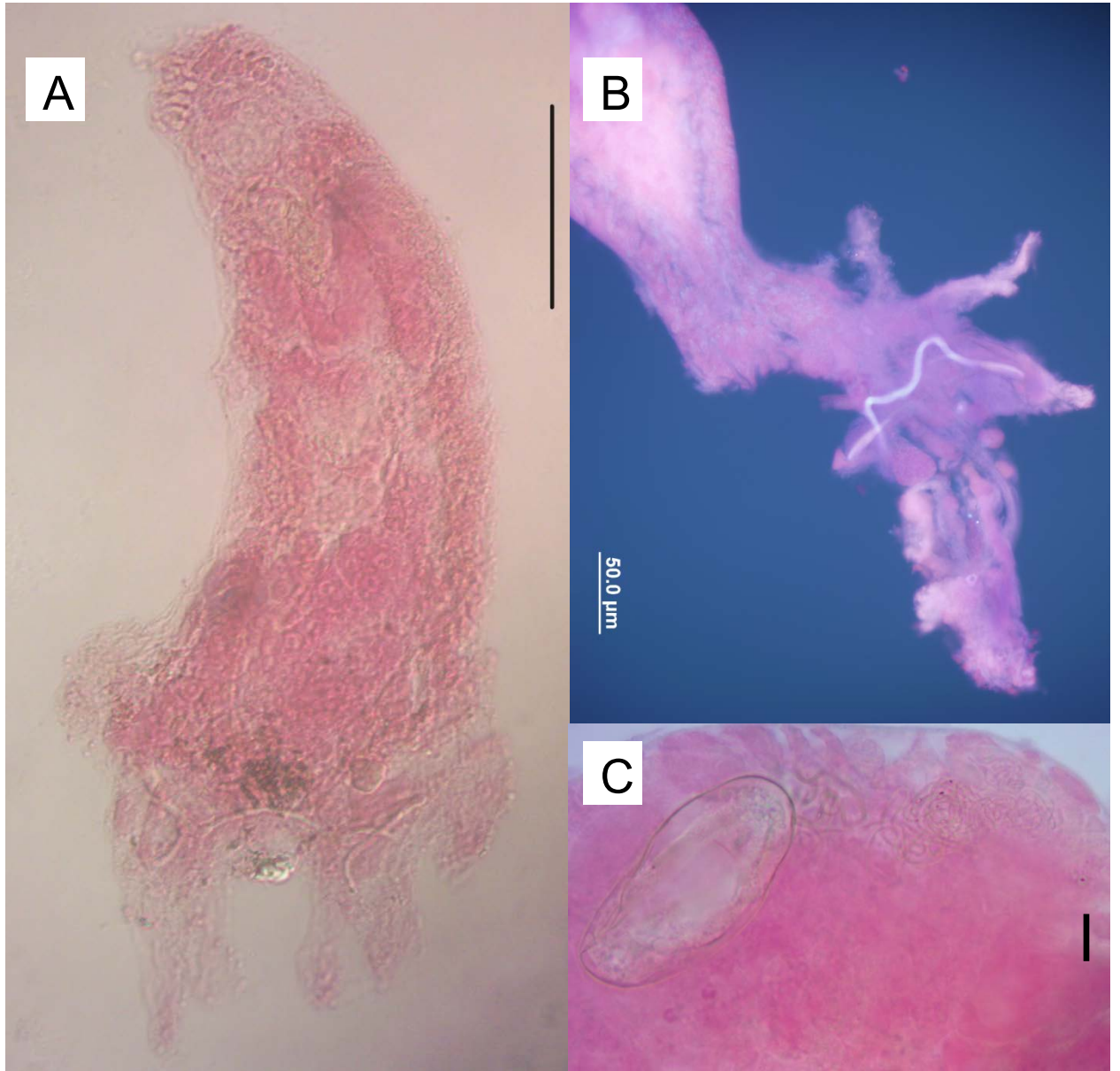


Figura 24. Fotografías de microscopio óptico de *Trinigyrys* sp. A, vista ventral de ejemplar adulto completo al microscopio óptico, escala = 100 μm . B, haptor al microscopio de epifluorescencia, en esta imagen presenta la barra en forma de "M". C, huevo y filamento al microscopio óptico, escala = 10 μm .

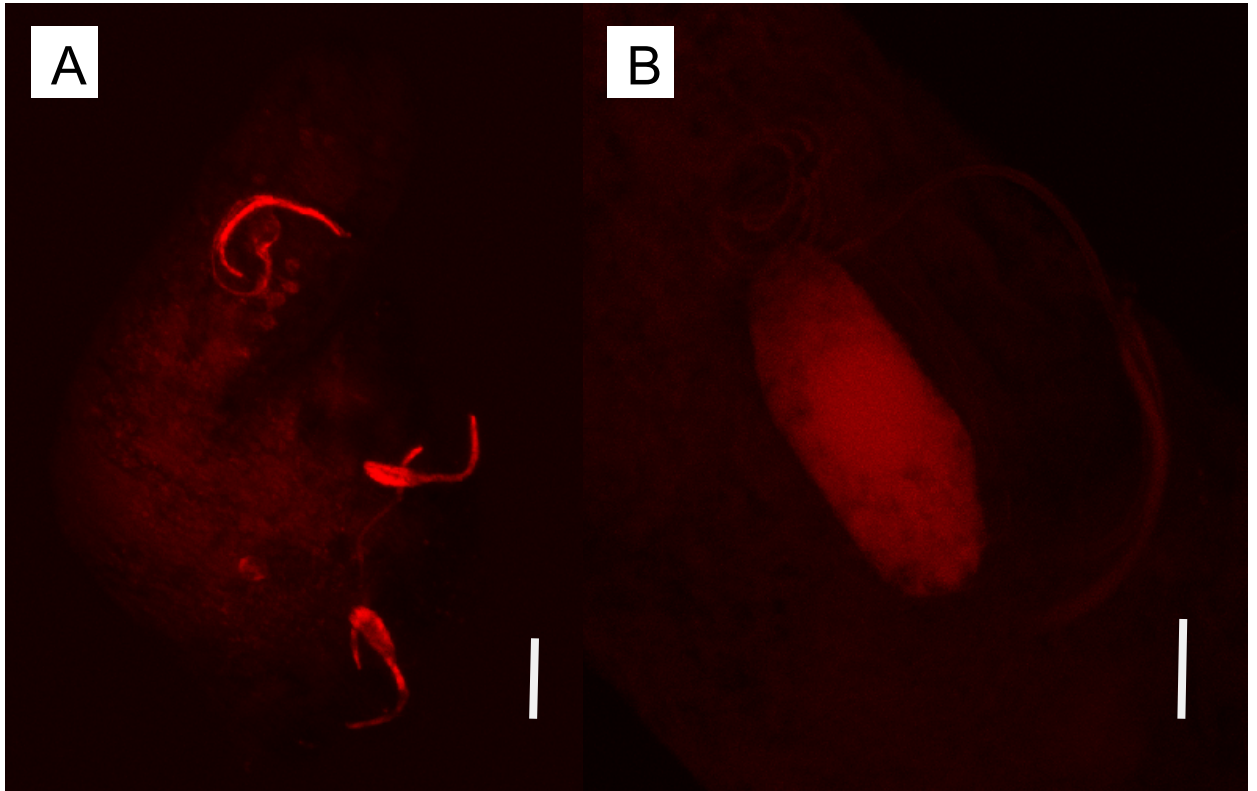


Figura 25. Fotografías en Microscopía confocal de *Trinigyrys* sp. A, vista dorsal de ejemplar adulto completo, se observa las partes esclerotizadas como el órgano copulador masculino y el haptor (los anchors y barra), en esta imagen se observa la barra en forma «W», escala = 30 μm . B, complejo copulatorio y huevo, escala = 10 μm .

Tabla 3. Medidas comparativas en μm , de *Trinigyru* sp., valor mínimo y máximo.

	<i>T. hypostomatis</i> Hanek, Molnar y Fernando, 1974	<i>T. tentaculoides</i> Kritsky, Boeger y Thatcher, 1986	<i>Trinigyru</i> sp. Presente estudio
Cuerpo, largo	280-325	165-307	292-446
Cuerpo, ancho	110-189	-	96-153
Faringe	21-28 x 18-22	16-30	18-22
Haptor, largo	51-82	42-73	78-115
Haptor, ancho	130-162	81-145	96-191
Anchor dorsal, largo	55-61	43-50	48-58
Anchor, ángulo	90	-	79-101
Anchor, punto	20-24	-	-
Anchor, mango	20-23	-	-
Anchor, base	20-23	-	11-13
Barra, largo	97-130	60-93	90-127
Barra, ancho	3-4	-	5-6
Gancho	11-12	7-12	11-13
Germarium, largo	-	36-57	72-99
Germarium, ancho	-	27-45	48-63
Testículo, largo	-	40-43	53-61
Testículo, ancho	-	30-36	30-34
Huevo, largo	46-53	-	50-56
Huevo, ancho	28-37	-	23-29
OCM	27-32	29-30	126-129
Pieza accesoria	24-27	22-33	47-55

Clase Monogenoidea Bychowsky, 1937

Subclase Polyonchoinea Bychowsky, 1937

Orden Gyrodactylidea Bychowsky, 1937

Familia Gyrodactylidae Van Beneden y Hess, 1863

Phanerothecioides Kritsky, Vianna y Boeger, 2007

***Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007**

(Figuras 26-28, tabla 4)

Descripción:

Cuerpo fusiforme 1207,30-1899,41 ($1580,03 \pm 282,25$; $n = 11$) de largo, 198,57-471,82 ($324,82 \pm 87,54$; $n = 11$) de ancho, el mayor ancho se ubica a la altura de las glándulas de Mehlis. Faringe con dos bulbos en tándem; bulbo posterior, 101,20-196,04 ($118,47 \pm 62,29$; $n = 7$) de ancho; bulbo anterior 107,66-137,16 ($125,58 \pm 14,15$; $n = 4$) de ancho. El haptor 104,37-151,75 ($122,27 \pm 19,41$; $n = 5$) de largo, 122,69-171,53 ($147,93 \pm 28,58$; $n = 5$) de ancho; anchor 44,91-53,76 ($49,34 \pm 3,22$; $n = 9$) de largo, base 45,56-55,38 ($51,14 \pm 3,04$; $n = 8$) de ancho; gancho 45,70-51,20 ($47,90 \pm 2,49$; $n = 4$) de largo, hooklet 5,34-6,56 ($51,14 \pm 3,04$; $n = 8$) de largo. El testículo (juvenil) 95,19-99,84 ($97,52 \pm 3,29$; $n = 2$) de largo, 127,67-136,12 ($131,90 \pm 5,98$; $n = 2$) de ancho; el germarium 100,10-182,63 ($123,02 \pm 28,45$; $n = 7$) de diámetro. Glándulas de Mehlis desarrolladas. Saco copulador, contiene el órgano copulador masculino, pars prostáticas con cinco núcleos, vesícula seminal externa con pared gruesa, vesícula seminal interna pequeña. Huevo 239,30-278,12 ($251,01 \pm 18,42$; $n = 4$) de largo.

Resumen Taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae).

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Superficie corporal y aletas.

Prevalencia: Río Bobonaza (29,27); Río Puyo (31,25).

Intensidad: Río Bobonaza (1,75); Río Puyo (1,70).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,61); Río Puyo (0,51).

Comentarios:

Las características morfológicas y morfométricas (Tabla 4) permitieron identificar a los ejemplares hallados como *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. En Brasil se registró esta especie en *Hypostomus* spp., y en *Pseudoplatystoma fasciatum* en el río Tocantins, (Kritsky y col., 2007); en *Hypostomus affinis* en el río Guandu (Azevedo y col., 2010) y en *H. nigromaculatus* en el río Sapucaí-Mirim (Franceschini y col., 2012). *Phanerothecioides agostinhoi*, ha sido reportada hasta el momento solo para Brasil. En el presente trabajo no se pudieron obtener las medidas de los testículos en adultos, porque no fueron visibles, pero sí fueron notorios en los ejemplares juveniles (Tabla 4). La morfología y morfometría, coinciden con las descritas para *P. agostinhoi*. El hallazgo de esta especie en *Hypostomus oculus* representa un nuevo hospedador y el primer registro para Ecuador.

Según Kritsky y col. (2007) el hallazgo de *Phanerothecioides agostinhoi*, en *Pseudoplatistoma fasciatum* (Pimelodidae) fue aparentemente accidental, debido a que era hasta ese entonces, la única forma de monogeneos ovíparos hallada en un hospedador que no sea loricárido. Sin embargo, en estos últimos años *P. agostinhoi*, se ha reportado en *Hypostomus affinis* (Azevedo y col., 2010) y en *H. nigromaculatus*. (Franceschini y col., 2012). En el presente estudio, *H. oculus* constituye un nuevo registro para *P. agostinhoi*.

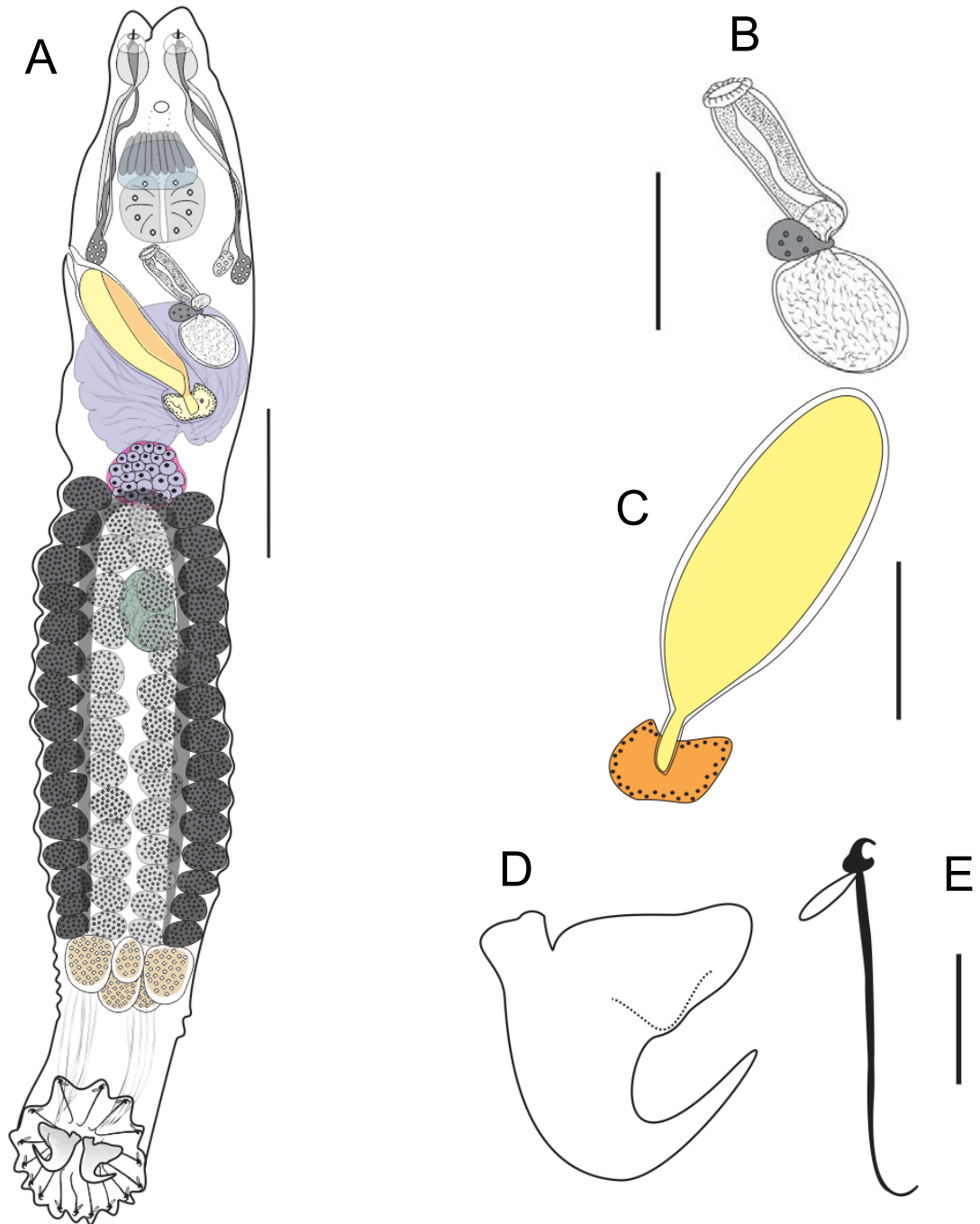


Figura 26. Esquema representativo de *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. A, vista ventral de ejemplar adulto completo, escala = 200 μm . B, órgano copulador masculino, escala = 100 μm . C, huevo, escala = 100 μm . D, anchor, escala = 20 μm . E, gancho, escala = 20 μm .

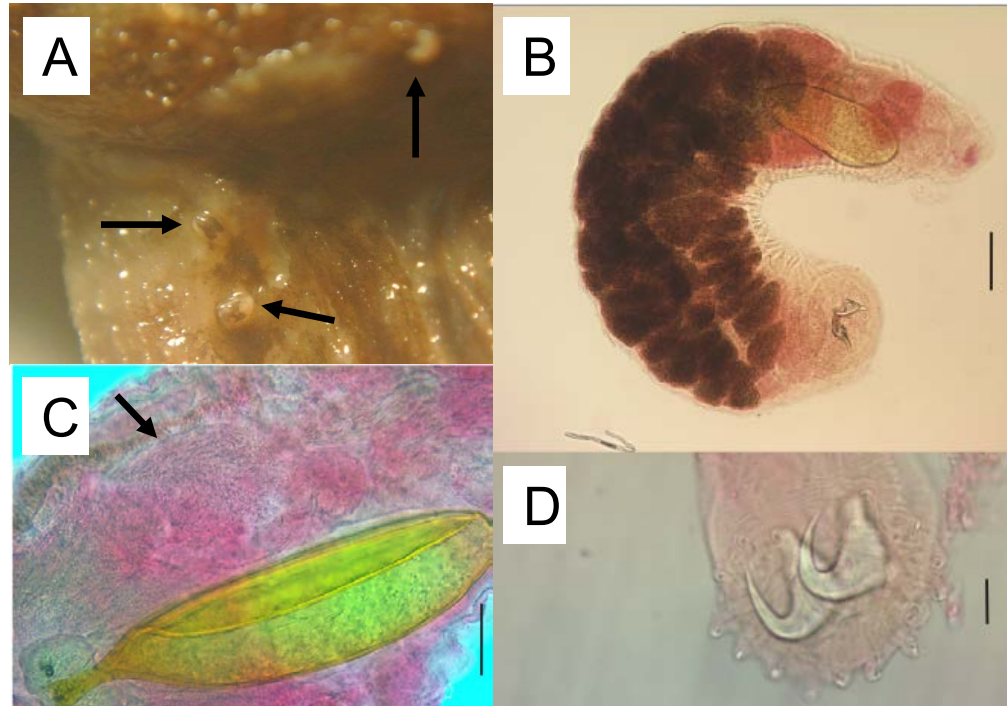


Figura 27. Fotografías de microscopía óptica de *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. A, especímenes adheridos a la aleta pectoral derecha de *Hypostomus oculus*. B, vista ventral de ejemplar adulto completo, escala = 40 μm . C, vesícula seminal externa (flecha negra) y huevo, escala = 100 μm . D, anchors y ganchos, escala = 20 μm .

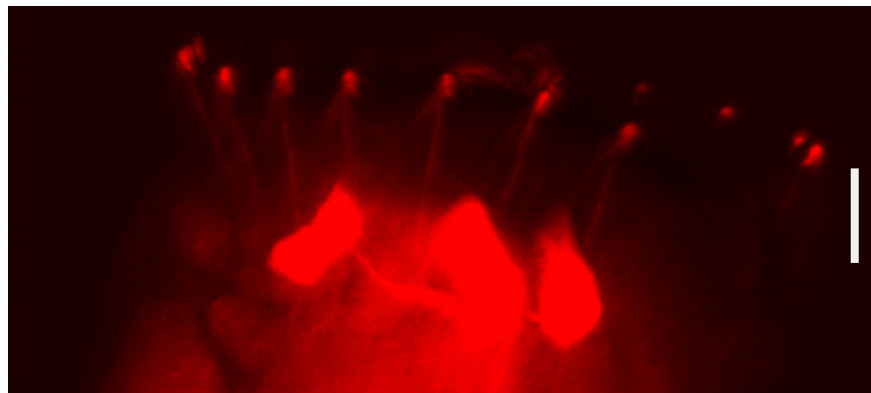


Figura 28. Fotografías en microscopía confocal del haptor de *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. Escala 15 = μm .

Tabla 4. Medidas comparativas en μm , de especímenes adultos de *Phanerothecioides agostinhoi* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007.

	Kritsky, Vianna y Boeger, 2007	Presente estudio
Cuerpo largo	1414-2429	1207-1899
Cuerpo ancho	255-492	199-472
Faringe posterior ancho	120-191	101-196
Faringe anterior ancho	100-169	108-137
Testículo largo	108-200	-
Testículo ancho	108-181	-
Testículo largo en juvenil	146-151	95-100
Testículo ancho en juvenil	115-128	128-136
Germarium diámetro	1280-175	100-183
Huevo largo	215-254	239-278
Haptor largo	83-140	104-152
Haptor ancho	126-163	123-172
Anchor largo	34-47	45-54
Anchor ancho de base	35-42	42-50
Gancho	45-61	46-51
Hooklet	5-7	5-7

Clase Monogenoidea Bychowsky, 1937

Subclase Polyonchoinea Bychowsky, 1937

Orden Gyrodactylidea Bychowsky, 1937

Familia Gyrodactylidae Van Beneden y Hess, 1863

Phanerothecium Kritsky y Thatcher, 1977

***Phanerothecium spinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007**

(Figuras 29-30, tabla 5)

Descripción

Cuerpo con 705,51-1491 (1193,28 ± 374,89; n = 6) de largo, el ancho mayor del cuerpo es a nivel de las glándulas de Mehlis, 112,31-283,43 (194,68 ± 63,34 n = 5). La faringe presenta dos bulbos; el bulbo de la faringe posterior 85,14-122,52 (107,96 ± 28,30 n = 6) de ancho, el bulbo anterior 60,86-83,25 (75,45 ± 15,10 n = 5) de ancho. El haptor tiene un pedúnculo alargado, 67,80-116,10 (99,25 ± 18,78 n = 5) de largo, 74,17-91,77 (85,26 ± 6,05 n = 6) de ancho; anchor 61,50-63,58 (62,75 ± 0,87 n = 5) de largo, con el eje ligeramente curvo y la punta recurvada, la raíz externa es alargada, la raíz interna es corta; la barra superficial tiene forma subtrapezoidal 22,99-24,60 (23,73 ± 0,64 n = 5) de largo; Gancho 35,02-44,82 (40,77 ± 4,01 n = 5) de largo; hooklet 5,7-7,5 (6,41 ± 0,72 n = 5) de largo, generalmente está flexionado hacia la parte ventral y la punta tiene una posición vertical. El germarium es subsférico, 86,65-111,19 (77,00 ± 44,04 n = 5) de largo, 79,25-97,58 (87,36 ± 7,25 n = 5) de ancho. El huevo es prominente, 156,68-216,71 (199,21 ± 17,65 n = 11) de largo, 53,38-57,10 (54,87 ± 1,80 n = 5) de ancho, el filamento de huevo mide alrededor de 1/4 de la longitud total del huevo. El útero contenía hasta 4 huevos, el poro uterino es dextroventral, presenta un borde engrosado. La vesícula seminal anterior

presenta una constricción medial y una pared delgada; la vesícula seminal posterior es subesférica, con una pared gruesa. El saco copulador (Fig. 29 B) es piriforme y en forma de coma; el órgano copulador masculino es fusiforme, contiene muchas espinas pequeñas dentro del lumen.

Resumen Taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculeus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae).

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Superficie corporal y aletas.

Prevalencia: Río Bobonaza (15,3); Río Puyo (24,75).

Intensidad: Río Bobonaza (1,17); Río Puyo, (2,50).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,18); Río Puyo (0,63).

Comentarios:

El género *Phanerothecium*, se ha descrito en peces Siluriformes de Brasil. Inicialmente se realizaron reportes en peces de la familia Pimelodidae (Kritsky y Thatcher, 1977; Kritsky y Boeger, 1991). Luego, se realizaron hallazgos este género en *Hypostomus* spp. (Kritsky y Boeger, 1991; Boeger y col., 1994; Kritsky y col., 2007 y Franceschini y col. 2015). Está conformado por 6 especies hasta el momento: *P. caballeroi* Kritsky y Thatcher, 1977 en *Zungaro zungaro*; *P. harrisi* Kritsky y Boeger, 1991 en *Hypostomus plecostomus*; *P. spinatum* Boeger, Kritsky y Belmont-Jégu, 1994 en *H. punctatus*; *P. spinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger,

2007 y *P. deiropedeum* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007 en *Hypostomus* spp., y *P. spinulatum* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007 en *Hypostomus* cf. *regani*, en el río Tocantins, (Kritsky y col., 2007).

Phanerothecium espinatoides y *P. spinulatum*, se asemejan por poseer un pedúnculo alargado y por la presencia de espinas con dirección anterior al lumen en órgano copulador masculino. *P. spinulatum* tiene espinas conspicuas y robustas en el órgano copulador masculino, que es largo y sinuoso. Mientras que, *P. espinatoides* presenta el órgano copulador masculino invertido, con espinas pequeñas en el lumen y con forma de coma (Boeger y col., 1994).

Las características morfológicas de los ejemplares estudiados durante el presente trabajo coinciden con las descritas para *P. spinatoides* (Kritsky y col., 2007).

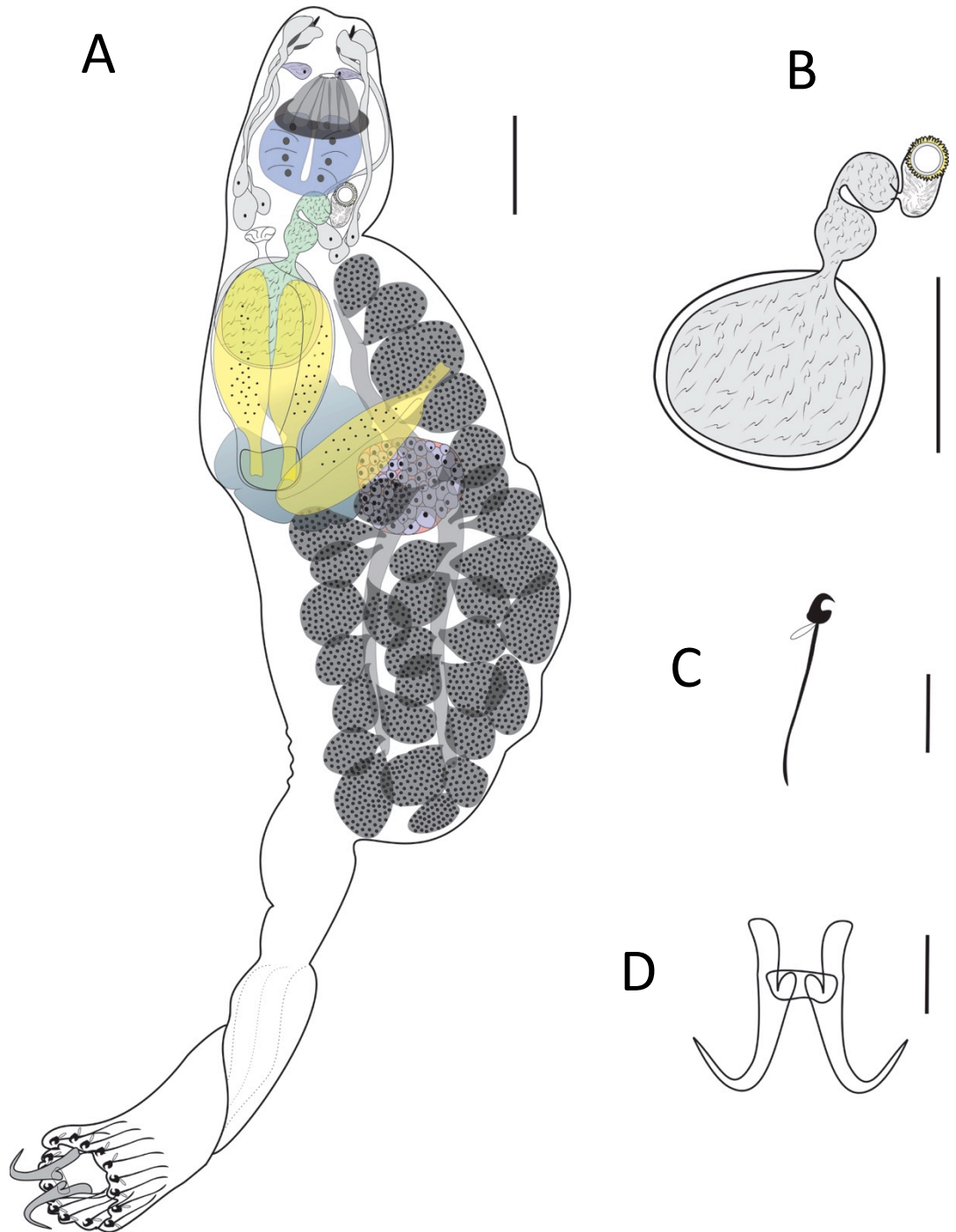


Figura 29. Esquema representativo de *Phanerothecium spinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. A, vista ventral, escala = 100 μ m. B, Órgano Copulador Masculino, escala = 100 μ m. C, gancho, escala = 20 μ m. D, anchors y barra, escala = 20 μ m.

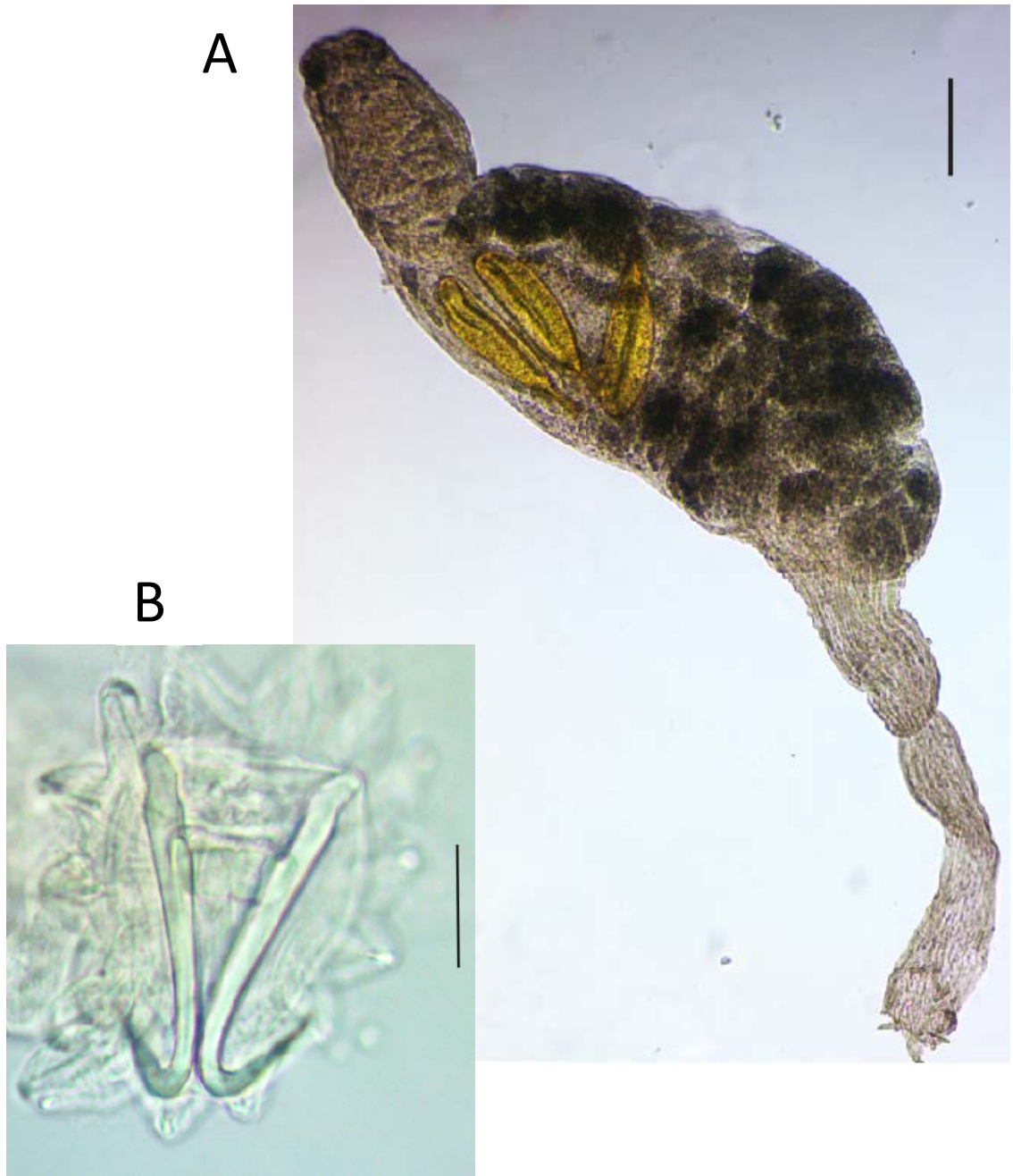


Figura 30. Fotografías del microscopio óptico de *Phanerothecium spinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007. A, vista ventral, escala = 100 μm . B, haptor armado con 2 anchors, barra y gancho, escala = 20 μm .

Tabla 5. Medidas comparativas en μm , de *Phanerothecium spinatoides* Kritsky, Vianna y Boeger, 2007.

	Kritsky, Vianna y Boeger, 2007 <i>Hypostomus</i> spp.	Presente estudio <i>Hypostomus oculus</i>
Cuerpo, largo	964-1811	706-1491
Cuerpo, ancho	148-281	112-283
Faringe post., ancho	71-106	85-123
Faringe anterior, ancho	53-77	61-83
Germarium largo	68-111	87-111
Germarium ancho	74-111	79-98
Huevo, largo	140-171	157-217
Huevo, ancho	-	53-57
Haptor, largo	81-108	68-116
Haptor, ancho	79-135	74-92
Anchor	61- 70	62-64
Barra, largo	22-28	23-25
Gancho	37-45	35-45
Hooklet, largo	5-6	5,7-7,5

3.1.1. Descripción de las lesiones

3.1.1.1. Descripción Histológica de la Branquia

La mayoría de los vertebrados acuáticos utilizan a las branquias como órgano respiratorio principal, estas son estructuras multifuncionales responsables del intercambio gaseoso, el transporte iónico, la excreción de residuos nitrogenados y el mantenimiento del equilibrio ácido-base (Laurent, 1984; Laurent y col., 1994; Perry, 1997; Fernandes y col., 1998; Goss y col., 1998; Sturla y col., 2001; Au, 2004; Evans y col., 2005; Camargo y Martínez, 2007, Plaul, 2012).

Las branquias presentan un patrón estructural y morfológico común, aunque presentan pequeñas variaciones entre las especies (Randall y col., 2000). La organización general se encuentra basada en un sistema de subdivisiones progresivas (Hughes, 1984), que aumentan de este modo la superficie de contacto con el medio acuoso e incrementan la eficiencia en el intercambio gaseoso durante el pasaje del agua (Roberts, 1981; Stewart, 1991). Se hallan formadas por tres estructuras principales: los arcos branquiales; los filamentos primarios o branquiales; las laminillas o lamelas secundarias, en ellas es en donde ocurre el intercambio gaseoso (Laurent, 1984).

En los peces óseos el aparato branquial de cada lado está formado por cinco hendiduras branquiales cubiertas por una placa ósea o cartilaginosa denominada opérculo y por cuatro arcos branquiales que se encuentran situados en la cavidad faríngea.

En las branquias se puede identificar un epitelio estratificado que rodea a los arcos y filamentos branquiales, con la excepción de las laminillas secundarias (Laurent, 1984). El eje de los filamentos primarios está constituido por tejido cartilaginoso de tipo hialino con escasa sustancia intercelular, que en algunas especies se puede calcificar (Grizzle y Rogers, 1976; Hibiya, 1982;

Laurent, 1984). En el epitelio estratificado, se pueden distinguir diferentes tipos celulares, entre los que se encuentran células mucosas, células ricas en mitocondrias, células neuroepiteliales, células pavimentosas, células granulares, células *rodlet* y células indiferenciadas. Además se describen corpúsculos gustativos (Hibiya, 1982; Vigliano y col., 2006; Díaz y col., 2009; Plaul, 2012). Las laminillas secundarias representan la porción terminal de la ramificación de las branquias. En estas estructuras se pueden encontrar dos tipos celulares; las células epiteliales de revestimiento y las células en pilar. Las primeras, recubren a las células en pilar (Plaul, 2012), éstas últimas son consideradas células endoteliales modificadas (Wilson y Laurent, 2002). Al epitelio de las laminillas se lo llama respiratorio, en contraste con los epitelios no respiratorios u osmorregulatorios que constituyen los filamentos branquiales (Laurent, 1984).

3.1.1.2. Branquias parasitadas

La presencia de monogeneos anclados a las laminillas secundarias a lo largo de los filamentos branquiales, fue de grado leve, se manifestó una respuesta inflamatoria en la laminillas secundarias con numerosas células eosinófilas granulares en los capilares laminillares, en algunos sectores existe engrosamientos de las laminillas secundarias, con la consecuente pérdida de la capacidad respiratoria. Esto se puede deber a varias causas pero da una idea del estado general del animal.

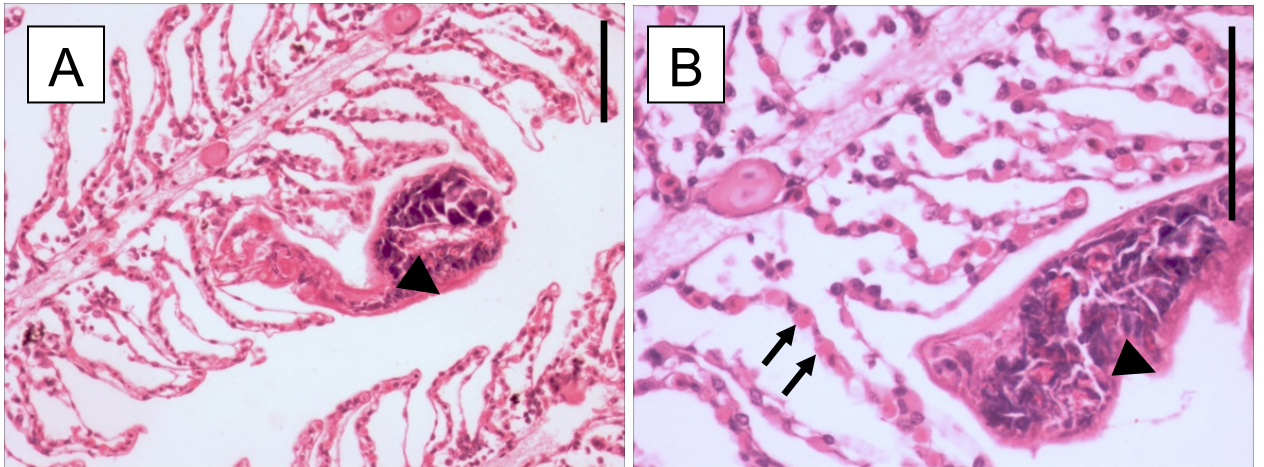


Figura 31. Fotografías de cortes histológicos de las branquias de *Hypostomus oculus*. A, presencia de monogeneos (triángulos) anclados a las laminillas secundarias, escala = 50 µm. B, la infestación por monogeneos en grado leve, existe una respuesta inflamatoria en la laminillas secundarias con numerosas células eosinófilas granulares (flechas) en los capilares laminillares, escala = 50 µm.

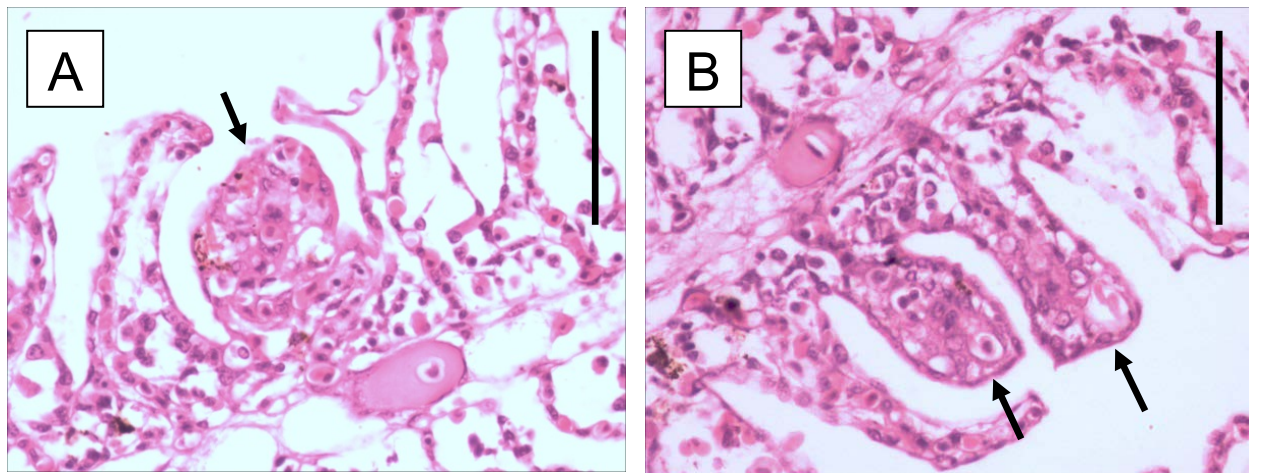
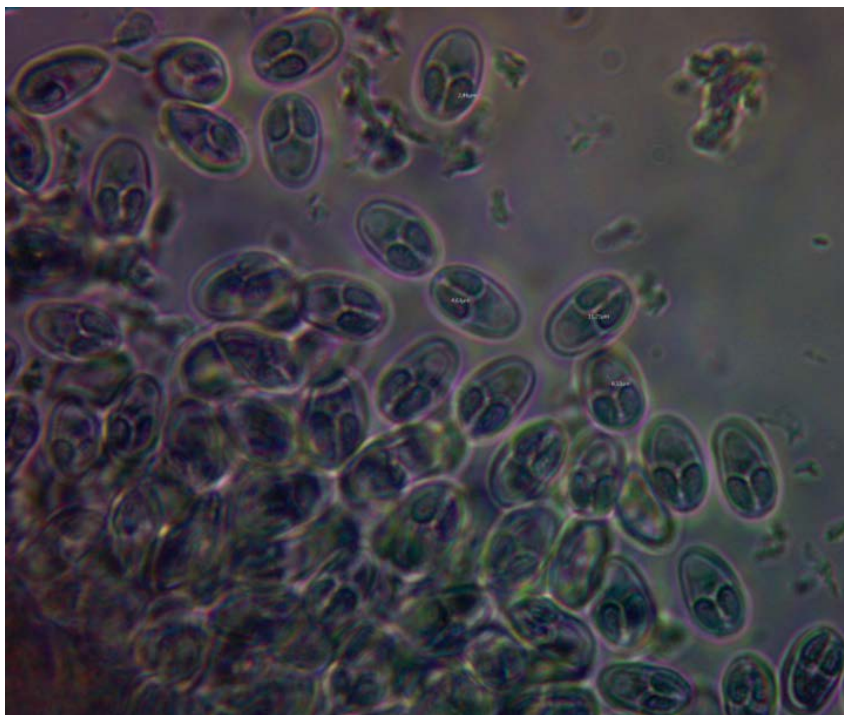


Figura 32. Fotografías de cortes histológicos de las branquias con monogeneos en *Hypostomus oculus*. A y B, en algunos sectores existe engrosamientos de las laminillas secundarias, escala = 50 µm.

Myxosporea



3.2. MYXOSPOREA

Myxozoa Grassé, 1970

Clase Myxosporea Buetschli, 1881

Orden Bivalvulida Bivalvulida Shulman, 1959

Suborden Platysporina Kudo, 1919

Familia Myxobolidae Théloan, 1892

Género *Myxobolus* Bütschli, 1882

***Myxobolus* sp.**

(Figuras 33-35, tabla 6)

Descripción

Estado vegetativo: Los quistes son de coloración blanca, presentan una forma subesférica o elipsoidal, en cuyo interior se encuentran numerosas esporas en diversas etapas de desarrollo. Los quistes se hallaron en los arcos branquiales, en la base de los filamentos branquiales, entre las laminillas secundarias, en la cavidad nasal, en la superficie del tubo intestinal, en las gónadas y en un sólo hospedador en el riñón. Miden 266,20-461,79 ($392,33 \pm 66,75$; $n = 10$) de largo y 258,48-409,95 ($351,53 \pm 60,49$; $n = 10$) de ancho.

Esporas: Presentan forma oval-piriforme, sin mucus. Cada espora comprende dos valvas simétricas anchas, unidas por una línea de sutura perpendicular a la circunferencia de la espora y con los extremos lisos. Las esporas miden 13,24-14,32 ($13,75 \pm 4,03$; $n = 10$) de longitud,

8,88-9,76 ($9,24 \pm 0,29$; n = 10) de ancho. Con 2 cápsulas polares, piriformes, de igual tamaño, con el extremo posterior redondeado, dispuestas oblicuamente con respecto a la longitud de la cápsula, llegan cerca de la mitad de la espora, 4,69-5,39 ($5,01 \pm 0,25$; n = 10) de longitud y 3,29-3,91 ($3,60 \pm 0,23$; n = 10) de ancho. El espesor es de 6,35-7,30 ($6,84 \pm 0,33$; n = 10). Con un filamento polar de 6 vueltas, oblicuamente ubicadas al eje de la cápsula polar. El apéndice intercapsular no fue observado. El esporoplasma contiene dos núcleos esféricos, una vacuola iodófila y numerosos esporoplasmosomas.

3.2.1. Descripción de las lesiones

En los arcos branquiales infectados con quistes de *Myxobolus* sp., se identificó la presencia de plasmodios, rodeados por un epitelio y con un gran infiltrado leucocitario, la respuesta inflamatoria se manifestó con edema. Los quistes de *Myxobolus* sp., en las laminillas branquiales, se observaron células epiteliales que rodean a los quistes con una hiperplasia del tejido conjuntivo, pérdida de la arquitectura tisular; en las laminillas secundarias, dilatación de los vasos sanguíneos, infiltrado leucocitario con presencia de leucocitos en gran cantidad y células eosinófilas granulares. Además, se observó una dilatación de los vasos sanguíneos, un aumento del infiltrado leucocitario, mayormente por linfocitos, en ciertos sectores se presentó necrosis. (Figs. 36-38) En los arcos branquiales infectados con quistes de *Myxobolus* sp., se identificó la presencia de plasmodios, rodeados por un epitelio y con un gran infiltrado leucocitario, la respuesta inflamatoria se manifestó con edema.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae)

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Branquias, cavidad nasal, en la superficie del tubo intestinal y gónadas.

Prevalencia: Río Bobonaza (48,7); Río Puyo (55,5)

Intensidad: Río Bobonaza (12,50); Río Puyo (8,84)

Intensidad media: Río Bobonaza (6,49); Río Puyo (5,23).

Comentarios

Los mixosporidios, están muy difundidos entre los peces. Parasitan a peces de agua dulce y marinos (Feist, 2008) en varias regiones geográficas (Eiras y col., 2005). Se han encontrado también en anfibios, moluscos, reptiles, aves y mamíferos (Carriero y col., 2013; Thatcher, 2006). Las branquias son el sitio preferencial para el desarrollo de Myxosporea en peces (Molnár, 2002), pero también se han hecho hallazgos en otras localizaciones del hospedador, como el riñón, tejido muscular, cartílagos o la matriz ósea. Pueden causar anomalías respiratorias y deformaciones musculo-esqueléticas en algunos casos (Eslava & Iregui, 2000; Iregui y col., 1999). Algunas especies son altamente patógenas para los peces silvestres o de cultivo, como *Myxobolus cerebralis* Hofer, 1903 que es el agente causal de la enfermedad del torneo (Feist, 2008). En humanos, se han encontrado esporas de mixosporidios en las heces. Las personas infectadas presentaron gastroenteritis, y la infección fue atribuida a la ingestión de pescado infectado con *Myxobolus* (Feist y Longshaw, 2006).

El ciclo de vida de los myxosporidios es heteroxeno, con dos hospedadores, existiendo dos fases: mixospora y actinospora. En la mixospora, se realiza la multiplicación asexual del parásito en vertebrados menores, siendo los peces los más comunes. La actinospora, es la fase sexual, en invertebrados, principalmente anélidos. En ellos, el esporoplasma de la mixospora cumple las fases de merogonia, gametogonia (fase sexual), y la esporogonia forma las actinoesporas. La pared de la mixospora es resistente y está constituida por 1-6 valvas. En su interior hay un esporoplasma (forma infectante) y de 1 a 6 cápsulas polares, con sus filamentos polares correspondientes. En el hospedador se localizan en la luz de órganos huecos como vesícula biliar, vejiga natatoria, etc. El desarrollo de estos parásitos en el músculo de los peces provoca lesiones importantes por destrucción del tejido sano, que es reemplazado por material parasitario de aspecto purulento y extensión variable. Además, existen otros mixosporidios histozoicos que se desarrollan en hígado, piel, cartílagos, y otros tejidos de especies de peces comercialmente importantes y que provocan también lesiones fácilmente visibles (Pereira y Ferre, 1997).

Eiras y col., (2005) realizaron una sinopsis del género *Myxobolus*, donde se identificaron 744 especies. Luego Lom y Dykova, (2006) reportaron 792 especies para este género. Recientemente, Eiras y col. (2014), realizaron otra sinopsis desde el 2005 al 2013, describiendo 112 especies más para *Myxobolus*, con un amplio rango geográfico. En la mencionada lista se citan 3 especies para Brasil: *Myxobolus cordeiroi* Adriano, Arana, Alves, Silva, Ceccarelli, Henrique-Silva y Maia, 2009; *M. flavus* Carriero, Adriano, Silva, Ceccarelli y Maia, 2013 y *M. sciades* Azevedo, 2010 parasitando a Siluriformes (*Zungaro jahu*, *Pseudoplatystoma corruscans* y *Sciades herzbergii*).

Los registros de *Myxobolus* para Sudamérica en peces siluriformes son escasos. Para *Hypostomus affinis*, se reportó *Myxobolus* sp. (Azevedo, 2010). Khalafian Mantab y col. (2010) reportaron *Myxobolus* sp., en *Hypostomus plecostomus*. Los dos reportes de *Myxobolus* para *Hypostomus* sp., carecen de descripción morfológica y morfométrica, lo cual no permitió realizar una comparación apropiada con los especímenes hallados en el presente trabajo.

Por otra parte, las medidas de largo y ancho de la espora de *Myxobolus absonus* Cellere, Cordeiro y Adriano, 2002 hallado en *Pimelodus maculatus*, con una prevalencia de 8,33% (Santos y col., 2007; Cellere, 2012), son similares a los ejemplares hallados en el presente estudio, pero difieren en el tamaño de las cápsulas polares. Otras especies, como *M. inaequus* Kent y Hoffman, 1984 y *M. desaequalis* Azevedo, Corral y Matos, 2002 presentan diferencias morfométricas con los ejemplares hallados durante el presente estudio.

Las esporas halladas en el presente estudio, poseen el filamento polar con 6 vueltas, lo cual las asemeja a las esporas de *Myxobolus pfeifferi* Thelohan, 1895 reportado en Portugal, pero la longitud de la espora es (14,0-15,7) y las cápsulas polares (6,0-9,5) son mayores, en comparación con la longitud de la espora (13,24-14,32) y la longitud de las cápsulas polares (4,69-5,39) de los ejemplares hallados en el presente estudio.

Los mixosporidios estudiados, presentaron quistes histozoicos, contenían esporas de forma oval o piriforme en vista valvular, biconvexas en vista sutural, valvas lisas y sin extensiones, con dos cápsulas polares piriformes de igual tamaño en un extremo. El filamento polar tiene 6 vueltas, con esporoplasma binucleado. Estas características permitieron ubicarlos dentro del género *Myxobolus* (Lom y Dykova, 1992 y 2006).

Durante el presente trabajo, los quistes fueron hallados en los arcos branquiales, en la base de los filamentos branquiales, entre las laminillas secundarias, en la cavidad nasal, en la superficie

del tubo intestinal y en las gónadas. Estas diversas localizaciones, sustentan la hipótesis de Adriano y col. (2009), quienes establecen que el género *Myxobolus* no presenta afinidad por un tejido en particular y puede infectar varios tejidos a la vez.

Los ejemplares hallados durante el presente estudio difieren de las especies del género *Myxobolus* reportados para Sudamérica en peces siluriformes, en relación a las medidas de longitud y ancho de la espora, longitud y ancho de las cápsulas polares, el número de vueltas y el espesor de la cápsula (Tabla 7). No se logró hacer una correcta comparación con *M. brasiliensis* Casal, Matos y Azevedo, 1996; *M. cunbai* Penido, 1927; *M. inaequalis* Gurley, 1893; *M. stokes* Pinto, 1928 y *Myxobolus* sp. Szidat, 1953 debido a que en la descripción original no constan los valores de las medidas mencionadas.

Dado que muchas especies de *Myxobolus* no pueden distinguirse morfológicamente, resultan importantes los estudios moleculares, ya que permiten separar las especies filogenéticamente (Cech y col., 2012; Molnar y col., 2010). Por esta razón, se tendría que realizar una caracterización molecular de ejemplares que parasitan *Hypostomus oculeus* en el río Bobonaza y el río Puyo, con el fin de comprobar si se trata de una nueva especie.

El presente trabajo es el primer registro del género *Myxobolus* para *Hypostomus oculeus* y el primer reporte del género para Ecuador.

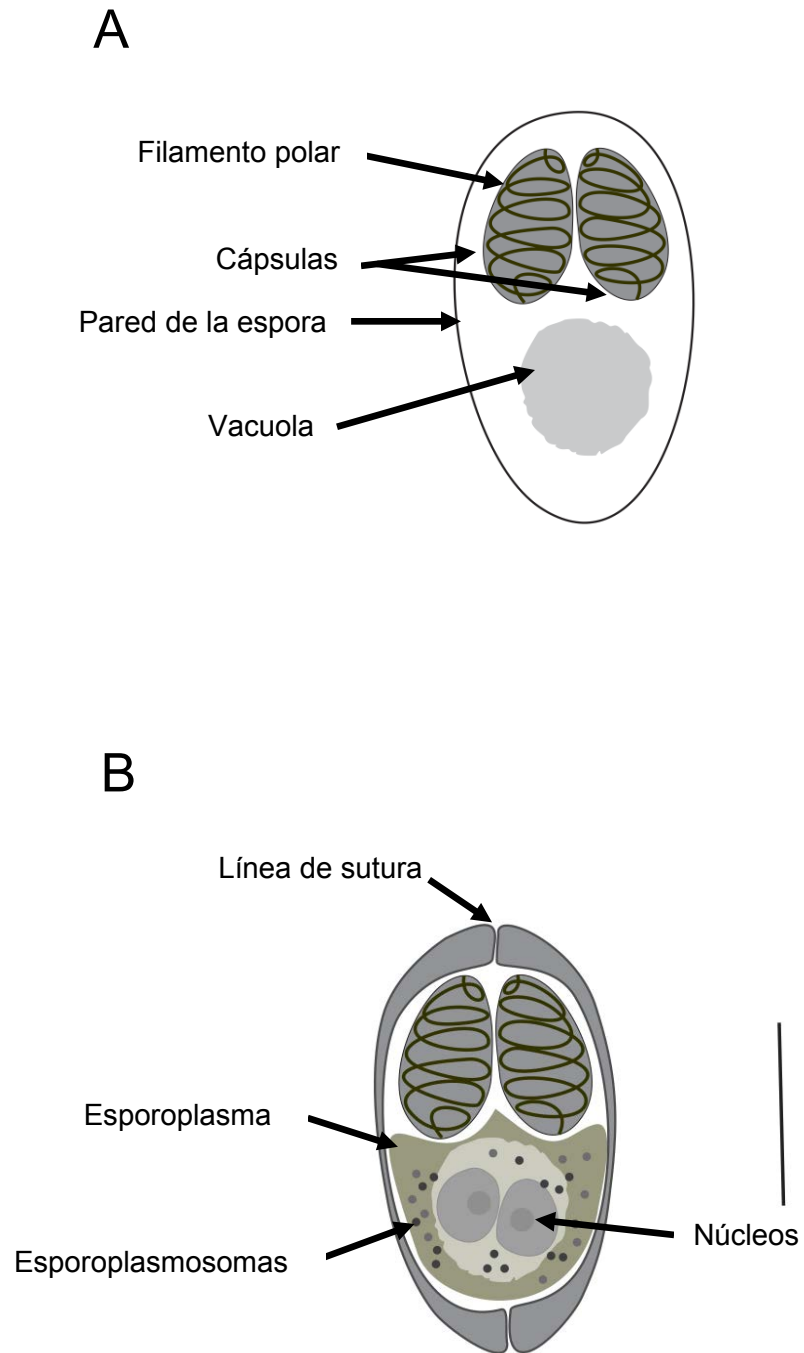


Figura 33. Representación esquemática de la morfología de la espora madura de *Myxobolus* sp, encontrada en *Hypostomus oculus*. A y B, vista longitudinal, escala, A y B = 5 μ m.

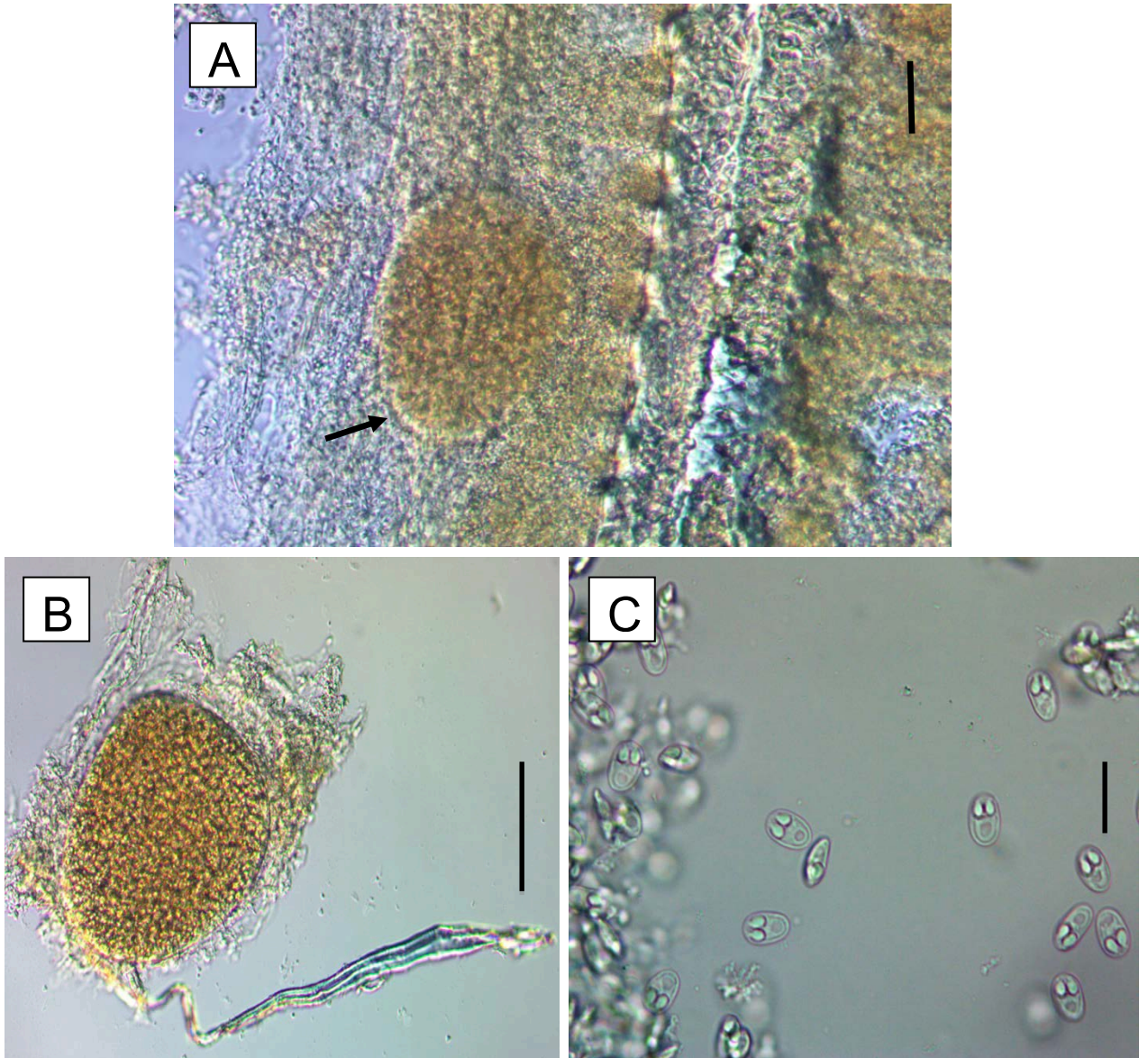


Figura 34. Fotografías al microscopio óptico de *Myxobolus* sp., en *Hypostomus oculus*. A, quiste de *Myxobolus* sp., ubicado en el arco branquial, escala = 50 μ m. B, quiste de *Myxobolus* sp., aislado del arco branquial, escala, 100 μ m. C, esporas de *Myxobolus* sp., escala = 20 μ m.

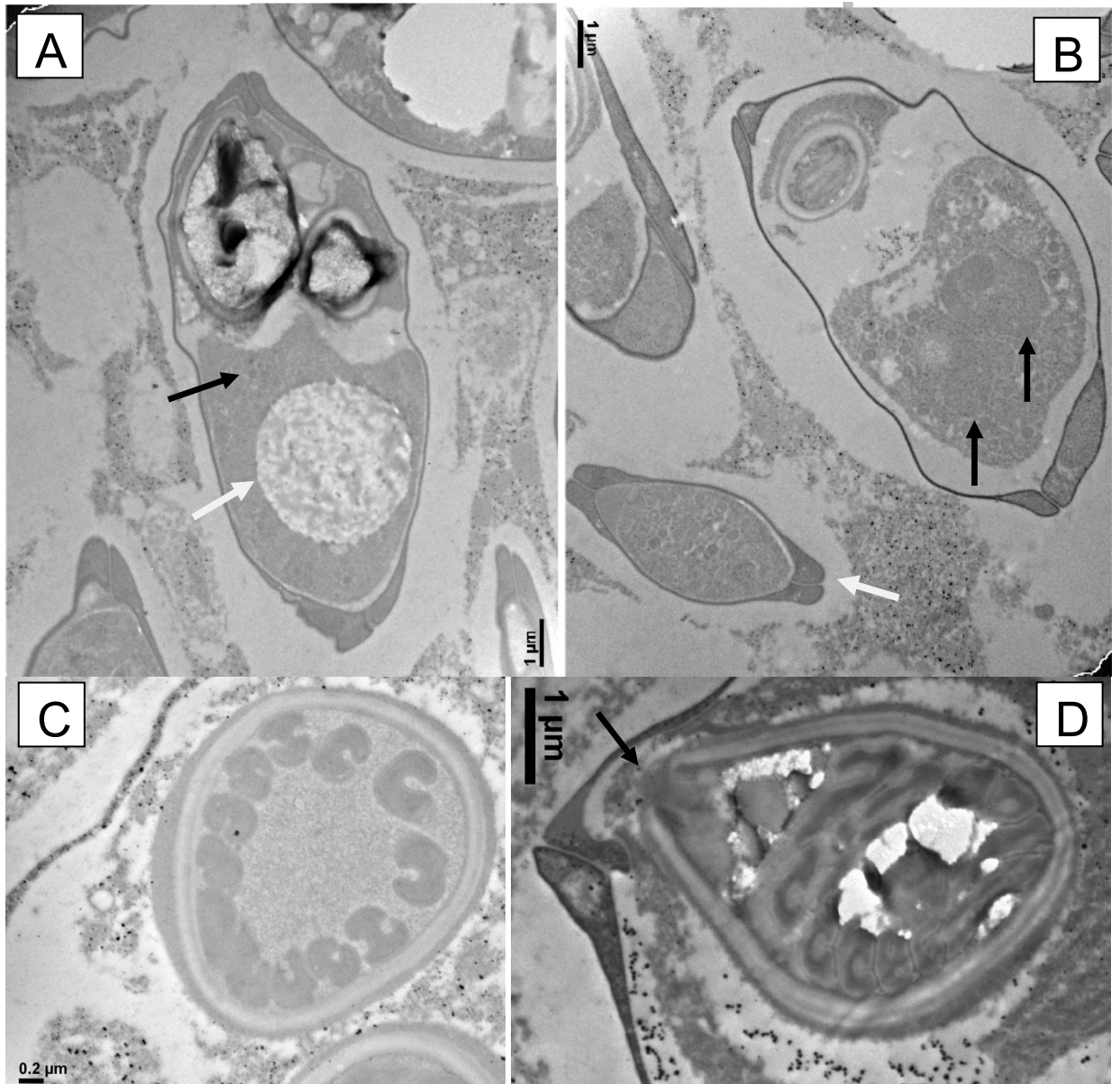


Figura 35. Fotografías de ultraestructura con Microscopio Electrónico de Transmisión de *Myxobolus* sp., encontrada en *Hypostomus oculus*. A, sección longitudinal de la espora madura, flecha negra = esporoplasma, flecha blanca = vacuola iodofilica. B, vista lateral de la espora madura, flechas negras = 2 núcleos, flecha blanca = espora inmadura. C y D, detalle de la región apical de las cápsulas polares, en diferentes secciones del filamento polar, con detalle de 6 vueltas del filamento polar, flecha negra = detalle del tapón apical.

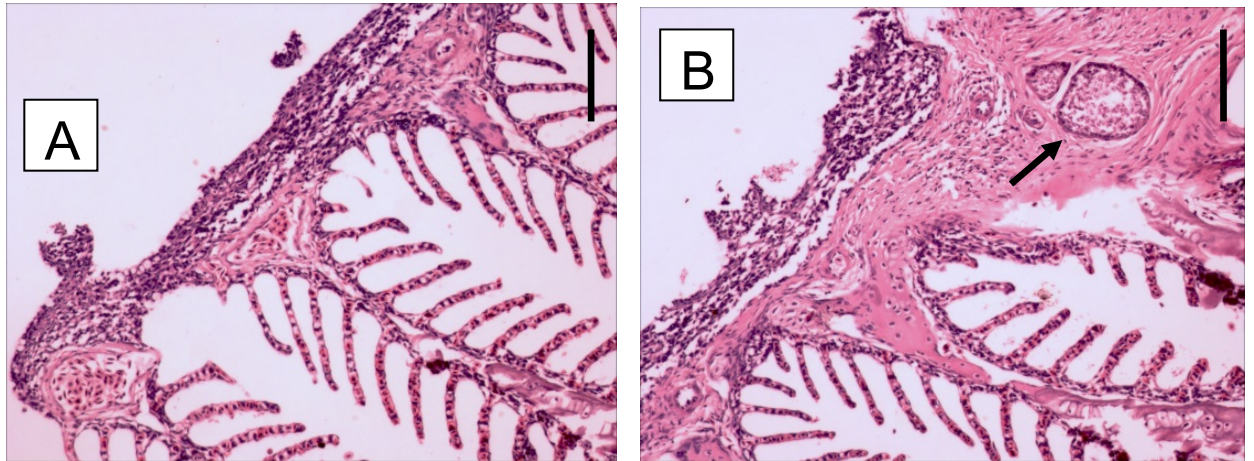


Figura 36. Corte histológico de branquia en *Hypostomus oculeus*. A, sector del arco branquial con filamentos primarios y laminillas secundarias normales, escala = 100 μ m. B, sector con quistes *Myxobolus* sp., (flecha), se observan células epiteliales que rodean a los quistes e hiperplasia del tejido conjuntivo que se encuentra alrededor, escala = 100 μ m. Como se ve comparativamente, en las dos fotos hay pérdida de la arquitectura tisular.

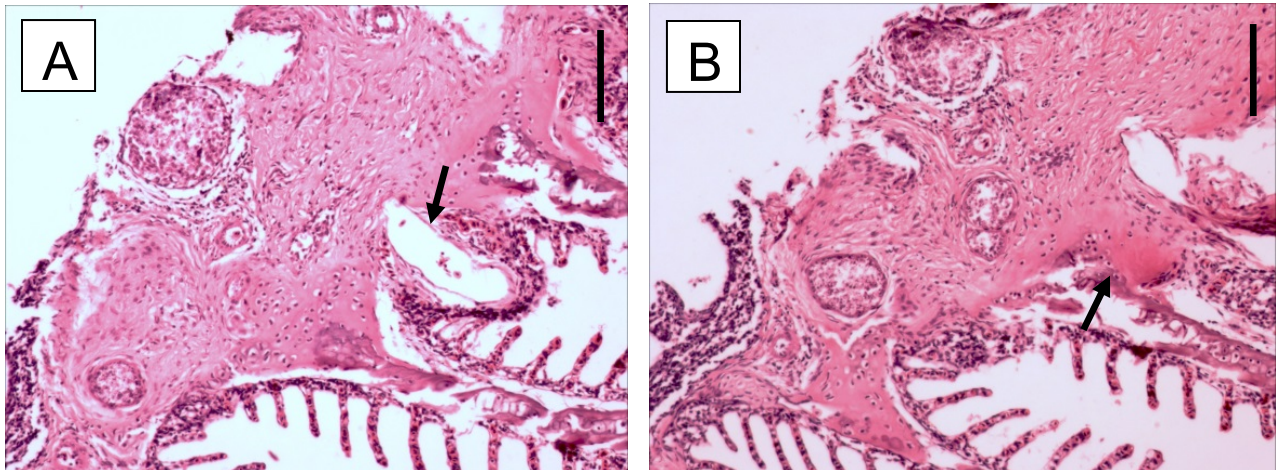


Figura 37. Corte histológico de branquia con *Myxobolus* sp., en *Hypostomus oculeus*. A, se ve dilatación de los vasos sanguíneos (flecha) y un aumento del infiltrado leucocitario, mayormente linfocitos, escala = 100 μ m. B, se observa un sector con necrosis (flecha), escala = 100 μ m.

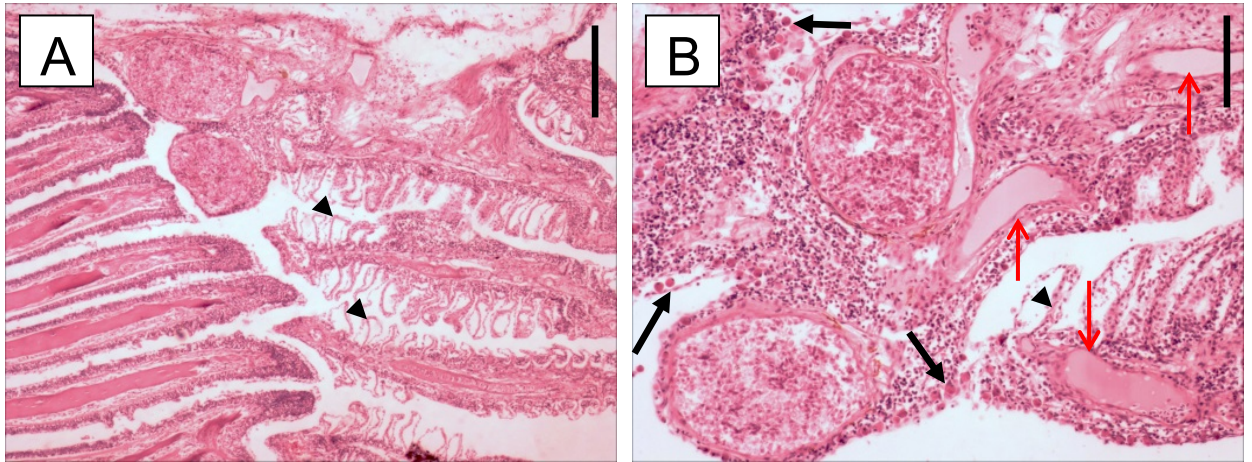


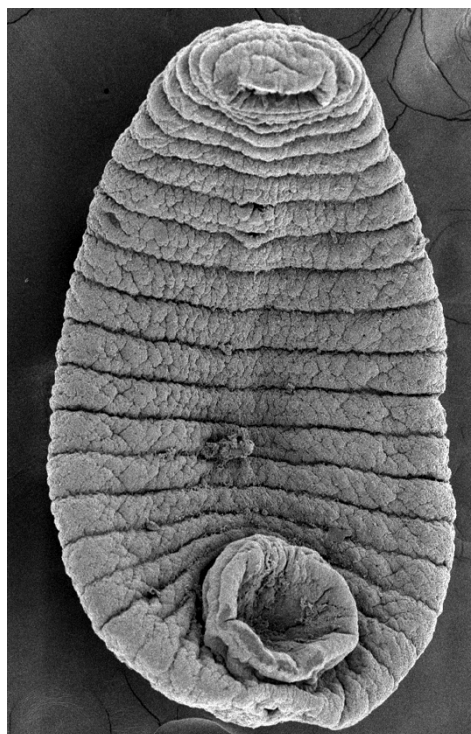
Figura 38. Corte histológico de branquia con *Myxobolus* sp., en *Hypostomus oculus*. A, en el arco branquial se identifica la presencia de plasmodios, rodeados por un epitelio y con un gran infiltrado leucocitario, escala = 100 μ m. B, en este caso la respuesta inflamatoria es mayor que en el anterior con edema (triangulo) en las laminillas secundarias, dilatación de los vasos sanguíneos (flechas rojas) y del infiltrado leucocitario se destaca la presencia de gran cantidad de leucocitos y células eosinófilas granulares (flechas negras), escala = 50 μ m.

Tabla 6. Medidas comparativas en μm de *Myxobolus* sp., en *Hypostomus oculateus*, en relación con otras especies de *Myxobolus* en peces Siluriformes.

Especie	Autor	Hospedador	Sitio de infección	Espora		Cápsula Polar		NV	EE
				LE	AE	LCP	ACP		
Brazil									
<i>M. brazilensis</i>	Casal y col., 1996	<i>Bunocephalus coracoideus</i>	Branquias	9,5-11	4,7-6	-	-	-	-
<i>M. cunbai</i>	Penido, 1927	<i>Pimelodus clarias</i>	Intestino	9-11	4-6	-	-	-	-
<i>M. inaequalis</i>	Gurley, 1893	<i>Pimelodus clarias</i>	Piel	3,3-5,2	-	-	-	-	-
<i>M. stokes</i>	Pinto, 1928	<i>Pimelodus</i> sp.	Piel	8,5	5,3	-	-	-	-
<i>Myxobolus</i> sp.	Szidat, 1953	<i>Pimelodus albicans</i>	Piel	15	8	-	-	-	-
<i>M. absuns</i>	Cellere, 2012	<i>Pimelodus maculatus</i>	Cavidad opercular	15,7	10,2	4,2-6,4	2,5-3,6	5	-
<i>M. cordeiroi</i>	Adriano y col., 2009	<i>Zungaro jahu</i>	Branquias	10,8-11,3	7,1-7,5	5,2-5,4	1,4-1,5	5-6	5,3- 5,6
<i>M. flavus</i>	Carriero y col. 2013	<i>Pseudoplatystoma coruscans</i>	Branquias, arcos	9,2	6,5	4,5	1,6	4-5	6,7-7
<i>M. sciades</i>	Azevedo, 2010	<i>Sciades herzbergii</i>	Branquias	9,2	4,3	4,4	1,4	9-10	2,6
Ecuador									
<i>Myxobolus</i> sp.	Presente trabajo	<i>Hypostomus oculateus</i>	Narinas, branquias, gónadas	13,24- 14,32	8,88- 9,76	4,69- 5,39	3,29- 3,91	6	6,35- 7,30

LE = largo de la espora. AE = ancho de la espora. LCP = largo de la cápsula polar. ACP = ancho de la cápsula polar. NV = número de vueltas del filamento polar. EE = espesor de la espora).

Hirudínea



3.3. HIRUDINEA

Phylum Annelida Lamarck, 1809

Subclase Hirudinea Lamarck, 1818

Orden Rhynchobdellida Blanchard, 1894

Familia Glossiphoniidae Vaillant, 1890

Placobdella Blanchard, 1893

***Placobdella* sp.**

(Figuras 39-45)

Descripción

Morfología externa. Cuerpo lanceolado, ligeramente aplanado; tegumento de color marrón en adultos (figura 48), en juveniles es ligeramente transparente; la parte anterior es angosta y se ensancha hacia el extremo posterior, 2009,20-2668,17 ($2357,70 \pm 198,40$; n = 10) de largo 1100,89-1311,23 ($1210,69 \pm 64,90$; n = 10) de ancho. Las glándulas salivales son compactas. Posee un par de ojos en el somito III, La ventosa anterior es de menor tamaño que la ventosa posterior, la boca sub-terminal. Presentan una boca en forma de poro y carecen de mandíbulas y dientes. La ventosa posterior es subesférica, 342,45-387,24 ($369,63 \pm 120,01$; n = 10) de largo, 89,33-616,77 ($542,42 \pm 8,88$; n = 10) de ancho. El poro anal es dorsal se ubica a la altura de la ventosa posterior (figura 42 B). Los gonoporos (macho y hembra) están en posición ventral, en surcos y separados por un anillo.

Morfología interna. Faringe larga; glándulas salivales compactas; el buche con siete pares de ciegos laterales con lobulaciones marginales secundarias (figura 40 A). En el séptimo par, el último de ellos, los post-ciegos tienen recorrido descendente. Se observaron las sensilas supramarginales en a1 y a3 (figura 40 C). El ovario, vagina, vaso deferente, ducto eyaculatorio y ducto espermático, no fueron observados.

3.3.1. Descripción de las lesiones

Se realizó una comparación de las lesiones producidas por *Placobdella* sp., se analizó histológicamente la organización normal y anormal de la boca. (Histología, figuras 43-45). En el tejido no afectado: Se pudo observar en la epidermis un epitelio estratificado plano débilmente queratinizado, con un estrato basal de células germinativas. En algunas zonas se observaron corpúsculos gustativos. En la dermis, se observó el tejido conjuntivo laxo sub-epidérmico vascularizado e infiltrado con abundantes linfocitos. Profundamente se observó una capa de tejido conjuntivo denso. La hipodermis, en ese sector se presentó poco desarrollada, compuesta principalmente por tejido adiposo. Debajo de la hipodermis se pudo observar el tejido óseo con dientes. Se realizó una comparación de las lesiones producidas por *Placobdella* sp., se analizó histológicamente la organización normal y anormal de la boca.

En el tejido asociado a la fijación del parásito la organización anormal: La epidermis, se pudo observar un epitelio estratificado plano débilmente queratinizado, con un estrato basal de células germinativas. En algunas zonas se observaron corpúsculos gustativos. En la dermis, se observó el tejido conjuntivo laxo sub-epidérmico vascularizado e infiltrado con abundantes linfocitos. Profundamente se observó una capa de tejido conjuntivo denso. La hipodermis, en

ese sector se presentó poco desarrollada, compuesta principalmente por tejido adiposo. Debajo de la hipodermis se pudo observar el tejido óseo con dientes.

En la organización anormal: El tegumento en general se encontraba desorganizado, con difícil diferenciación de los diferentes estratos de la piel (epidermis, dermis, hipodermis). En un sector se pudo identificar la presencia de corpúsculos gustativos, y en la epidermis se observó un engrosamiento, con abundantes linfocitos y algunas células mucosas. En el lugar de inserción del hirudíneo se presentó una ruptura y discontinuidad del epitelio.

El tegumento donde *Placobdella* sp., estaba insertada, se presentaba como «agujereado», notando la presencia de un infiltrado de células eosinófilas granulares, además de linfocitos y capilares colmados de eritrocitos, dentro y fuera de sus vasos sanguíneos. En general, el tejido de la boca presentaba abundante capilarización con hileras eritrocitos en su interior y en capilares sanguíneos, existía un gran infiltrado de células eosinófilas granulares. Las células eosinófilas granulares que no solo se encontraban dentro de los capilares sino también infiltradas en el tejido conectivo.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae)

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Boca

Prevalencia: Río Bobonaza (23,13); río Puyo (41).

Intensidad: Río Bobonaza (2,4); río Puyo (5,89).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,55); río Puyo (3,81).

Comentarios

Los hirudíneos pertenecen al Phylum Annelida (Brusca y Brusca, 2002; Sawyer, 1986). Han desarrollado una preferencia conductual para alimentarse exclusivamente de sangre de vertebrados y los hospedadores suelen abarcar una amplia gama de taxonómica: mamíferos, anfibios, reptiles y aves (Klemm, 1982; Ringuelet, 1985; Sawyer, 1986; Ocegüera-Figueroa y col., 2010; Kvist y col., 2011; Siddall y col., 2016). Contienen a numerosas especies que parasitan peces marinos y dulceacuícolas, siendo ectoparásitos hematófagos temporarios. La importancia directa de los hirudíneos parásitos de peces, varía de acuerdo con la especie, intensidad de infección y la consecuencia de una transmisión de enfermedades por parásitos, (Eiras, 1994). Por otra parte las sanguijuelas se siguen utilizando aun en la medicina moderna, específicamente en aplicaciones post-quirúrgicas (Markwardt, 2002; Mumcuoglu, 2014).

Los Hirudíneos se caracterizan por presentar el cuerpo con un número constante de 34 somitos, con distintos patrones de anillamiento superficial. Presentan, al igual que los oligoquetos, acantobdélidos y branchiobdélidos, una estructura glandular llamada clitelo la cual está relacionada con la reproducción. Presentan 2 ventosas, una peribucal y una ventral posterior, una en cada extremo del cuerpo funcionan como órganos de fijación y locomoción. No presentan quetas ni ningún otro tipo de apéndices. Son hermafroditas con fecundación cruzada. La mayoría de las especies de sanguijuelas depositan los huevos fertilizados en cápsulas u ootecas que se fijan en el sustrato. Sin embargo, algunos miembros de la familia Glossiphoniidae presentan cierto grado de cuidado parental (Siddall y col., 2006). Son de hábitos hematófagos, sin embargo, un gran número de especies se alimentan de fluidos internos y órganos blandos de invertebrados de agua dulce (líquidosomatofagia), o bien, son depredadores y engullen invertebrados acuáticos completos o son carroñeros (macrofagia). Las sanguijuelas presentan ciclos de vida directos sin la presencia de estados larvarios. La mayoría

habitan ambientes dulceacuícolas, sin embargo hay especies estrictamente marinas y terrestres o semi-terrestres (Brusca y Brusca, 2003; Apakupakul y col., 1999).

Las características morfológicas del hirudíneo hallado en *Hypostomus oculus*, se determinó como perteneciente a *Placobdella* Ringuelet, 1985. El género *Placobdella*, se caracteriza por presentar somitos completos trianulados, los ojos sobre el somito III, aparecen como un par unido en una masa de pigmento común (Ringuelet, 1985). El género *Placobdella* abarca 22 especies reconocidas en la actualidad (López-Jiménez y Ocegüera-Figueroa, 2009; Moser y col., 2014). Son estrictos de agua dulce y hematófagos, parasitan anfibios y reptiles, en su mayoría tortugas de agua dulce (Klemm, 1972; Ringuelet, 1985; Brooks y col., 1990; Siddall y Gaffney, 2009; Richardson y col., 2010). También se las hallado en peces (Azevedo y col., 2006 y 2007; Ocegüera-Figueroa y Siddall, 2008; López-Jiménez y Ocegüera-Figueroa, 2009). Se ha reportado *Placobdella* en algunos peces siluriformes (Rodríguez, 1981; Azevedo y col., 2006 y 2007). En Colombia se reportó *Placobdella* sp., en *Panaque gibbosus* Steindachner, 1879, sinónimo de *Chaetostomus cochliodon*, *Chaetostomus gibbosus*, *Panaque gibbosus* (Rodríguez, 1981). En Brasil, se ha citado *Placobdella* sp., en *Hypostomus affinis*, (Azevedo y col., 2006 y 2007); también, se han reportado parasitando *Hypostomus affinis* (Azevedo y col., 2006 y 2007). Son hematófagos, poseen una proboscis que insertan subcutáneamente en el hospedador (Sawyer, 1986; Siddall y Burreson, 1996). Para determinar la especie se necesitaría estudiar más especímenes, con el objeto de observar ovario, vagina, vaso deferente, ducto eyaculatorio y ducto espermático. También es necesario hacer estudios moleculares con extracción de ARN, para la diferenciación de especies, tal como han hecho otros autores (Siddall y col., 2016).

El presente es el primer registro del género *Placobdella* para peces de Ecuador, e *Hypostomus oculus*, es un nuevo hospedador.



Figura 39. Fotografías de *Placobdella* sp., parasitando a *Hypostomus oculus*. A, numerosos hirudíneos en la boca y bajo los dientes. B, detalle de *Placobdella* sp., adherido al diente.

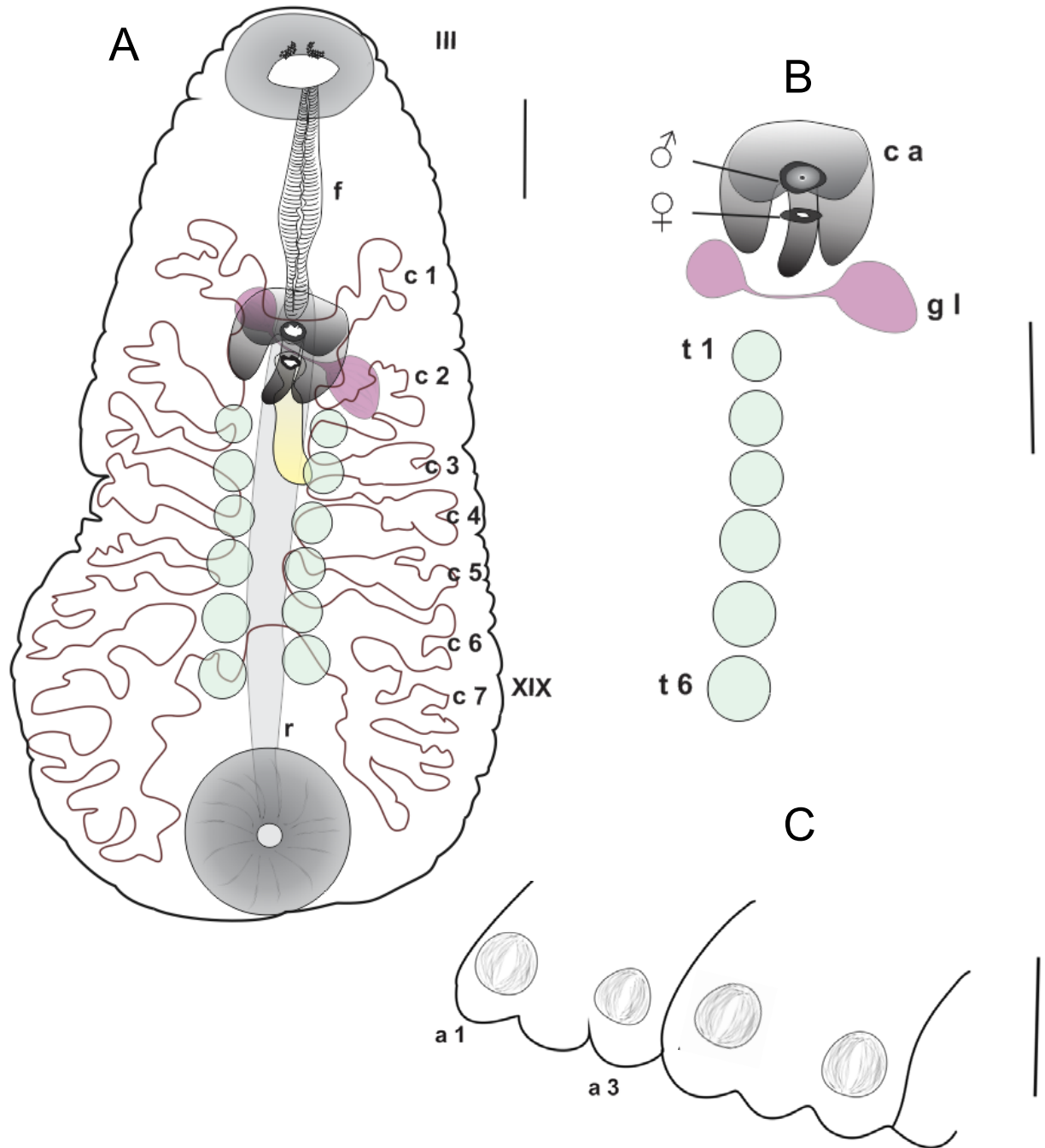


Figura 40. Esquema de *Placobdella* sp., en *Hypostomus oculus*. A, Vista ventral 200 μ m. B, 200 μ m. B, detalle de las sensilas, escala 50 μ m.



Figura 41. Fotografía de microscopio óptico de *Placobdella* sp., en *Hypostomus oculus*, escala = 400 μ m.

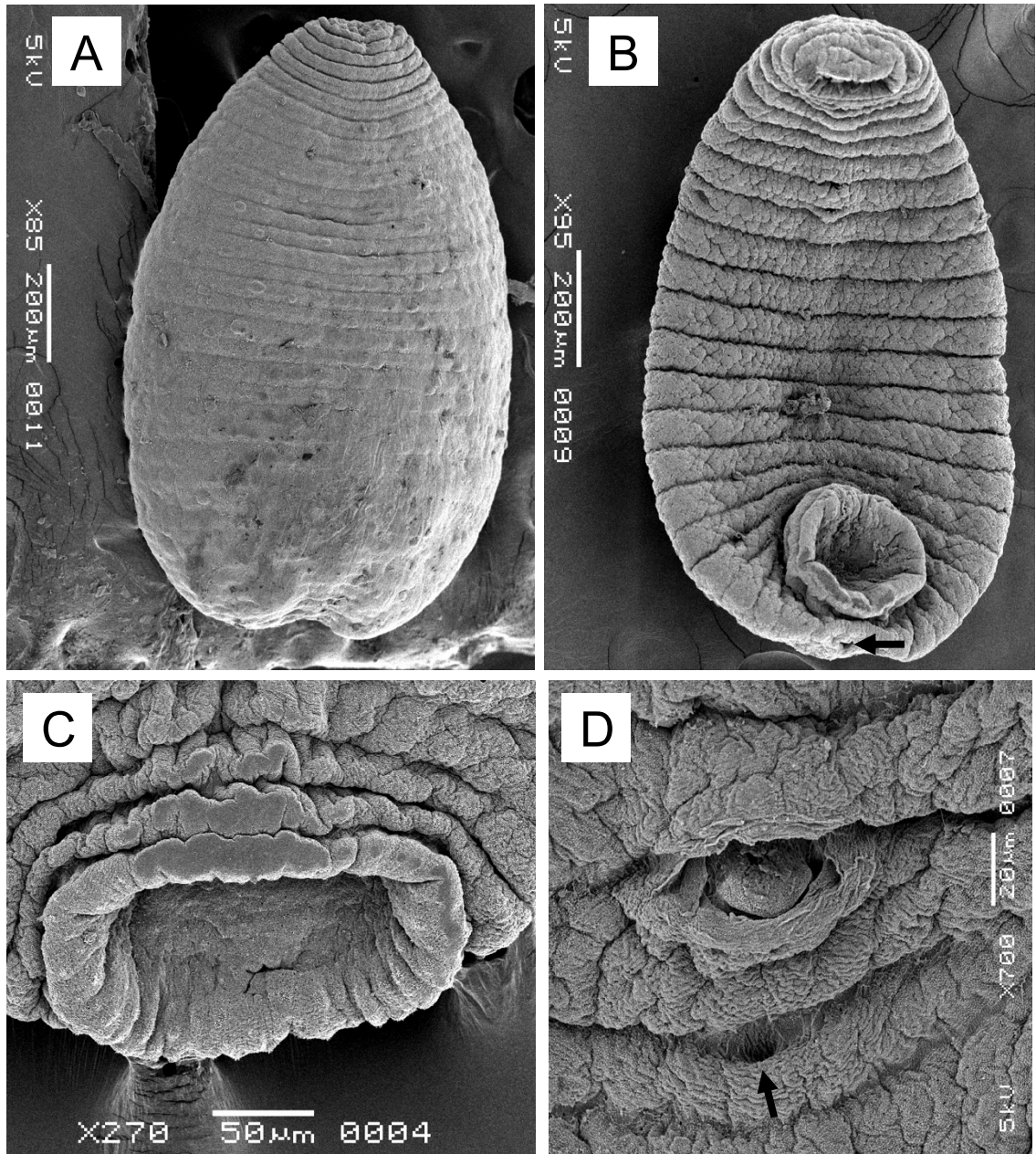


Figura 42. Fotografías de Microscopio Electrónico de Barrido de *Placobdella* sp., encontrada en *Hypostomus oculus*. A, vista dorsal. B, vista ventral, se observa las ventosas, gonoporos y poro anal (flecha). C, detalle ventosa oral. D, detalle gonoporos, macho y hembra (flecha).

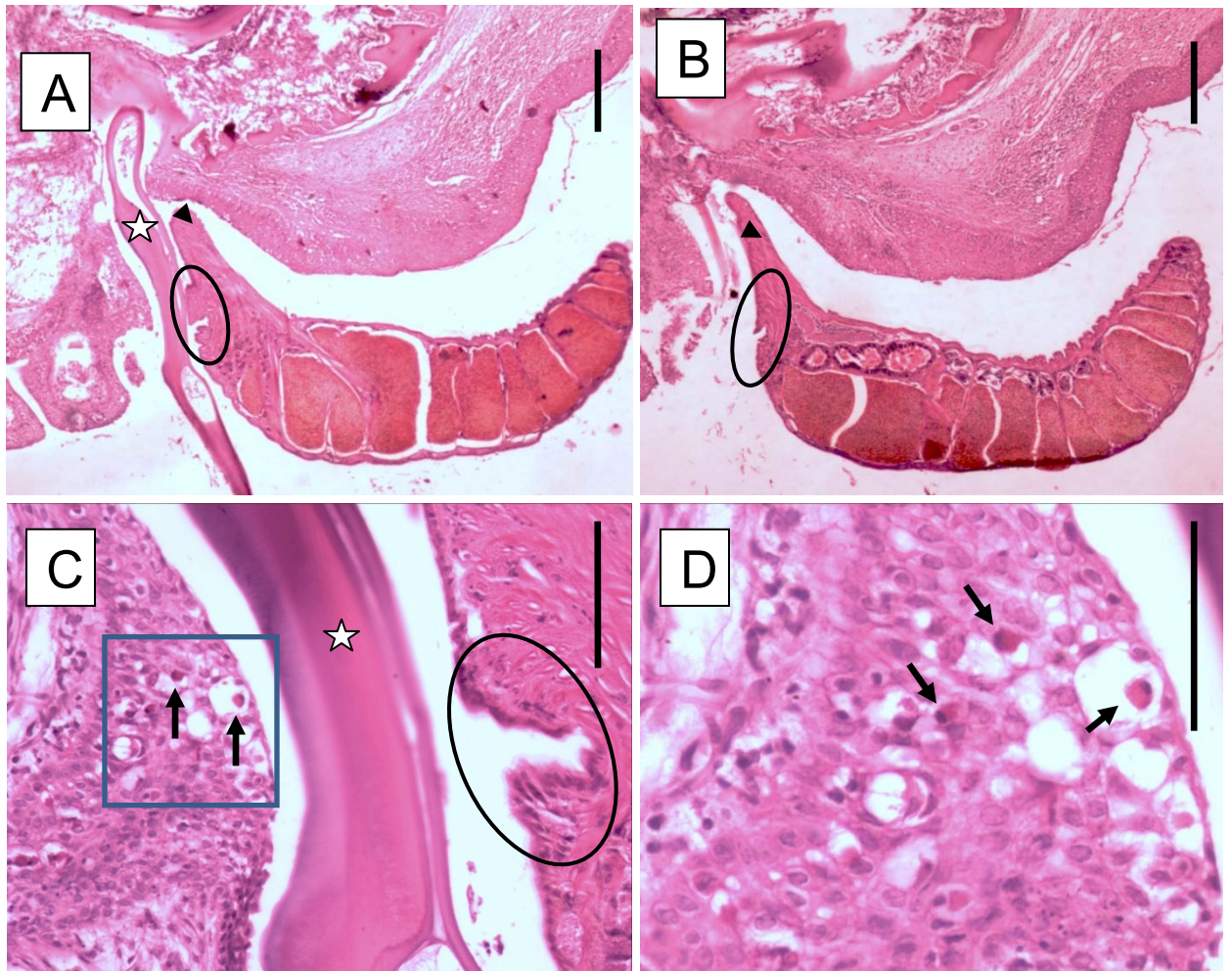


Figura 43. Fotografías de corte histológico sagital de la boca con *Placobdella* sp., en *Hypostomus oculus*. A y B, imagen panorámica, diente (estrellas), ventosa oral del hirudíneo (triángulo) y la cavidad oral del hirudíneo (ovalados), escala 200 = μm . C y D, se ve el tegumento como «agujereado» (cuadro), en el sitio de inserción de la sanguijuela. También se observa un infiltrado de células eosinófilas granulares (flechas), escala 80 = μm .

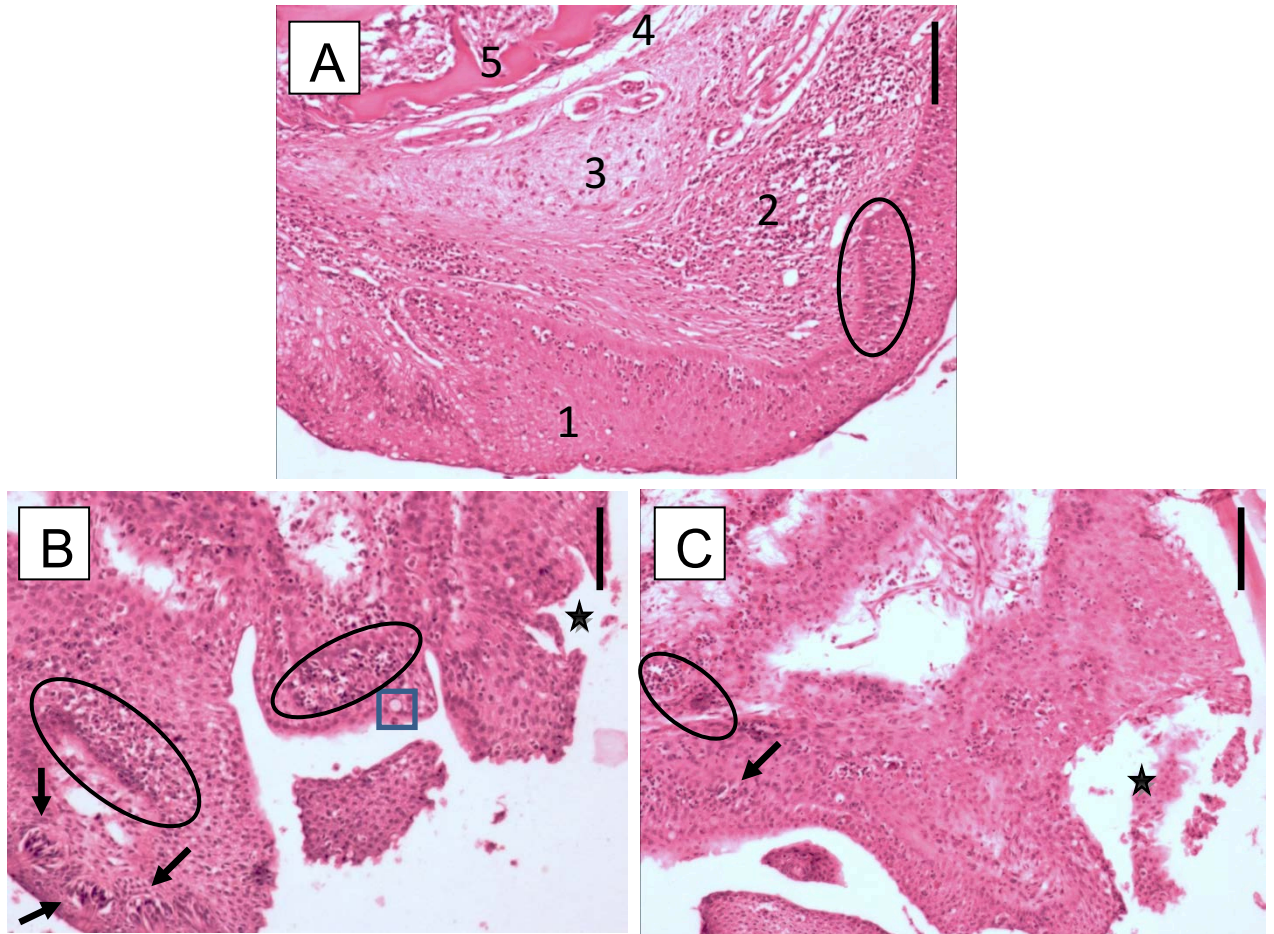


Figura 44. Fotografías de corte histológico sagital, diferente organización del tejido en la boca de *Hypostomus oculus*. A, organización normal. En la epidermis (1) epitelio estratificado plano débilmente queratinizado, con un estrato basal de células germinativas (ovalado). La dermis posee tejido conjuntivo laxo sub-epidérmico vascularizado e infiltrado con abundantes linfocitos (2). Capa de tejido conjuntivo denso (3). La hipodermis, poco desarrollada (4), compuesta por tejido adiposo. Debajo de la hipodermis se puede observar el tejido óseo (5), con dientes, escala 100 = μm . B y C, organización anormal. Difícil diferenciar los estratos de la piel (epidermis, dermis, hipodermis), engrosamiento de la epidermis con abundantes linfocitos (ovalados), algunas células mucosas (cuadro), ruptura en el lugar de inserción del hirudíneo y discontinuidad del epitelio (estrellas), se observan algunos corpúsculos gustativos (flechas).

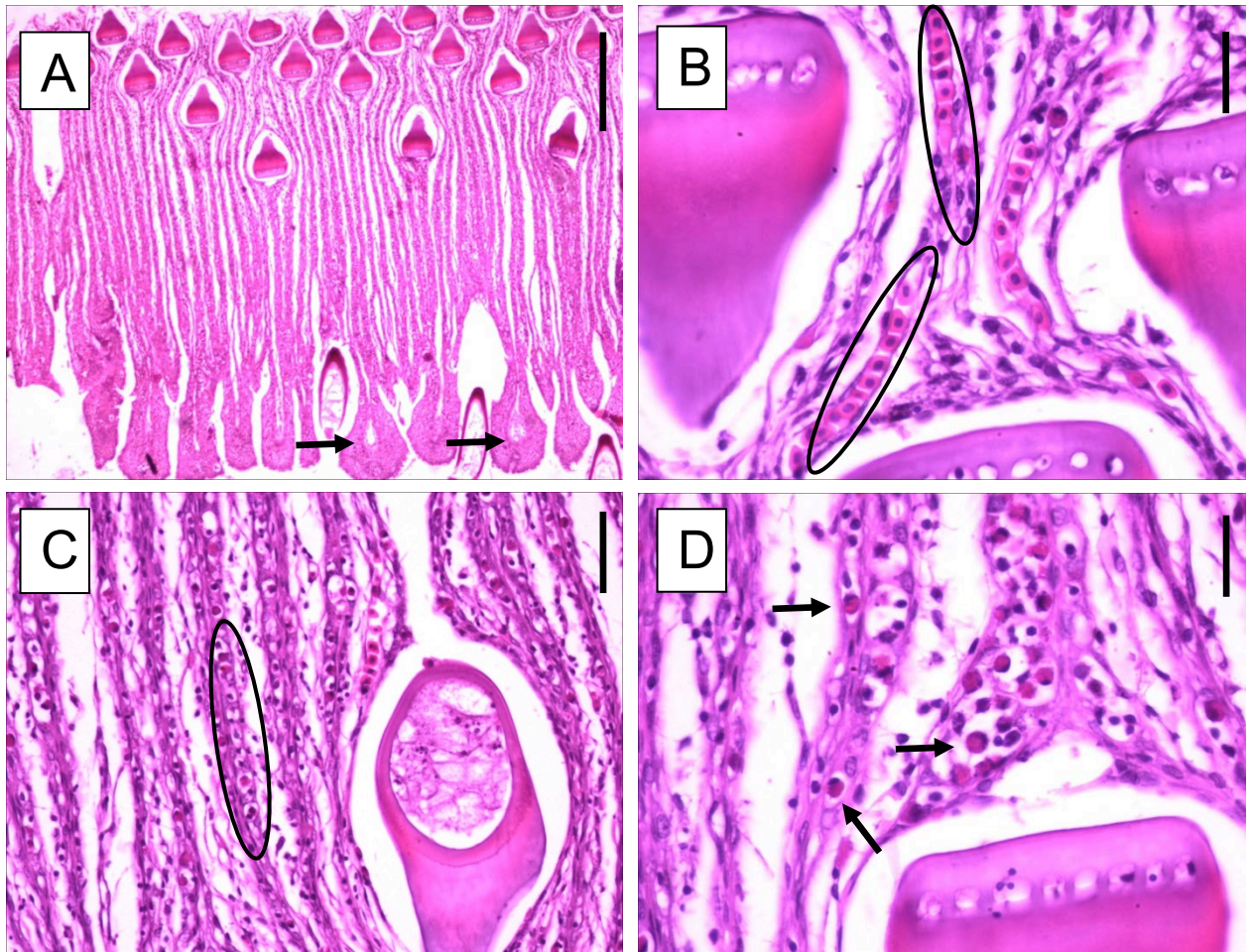


Figura 45. Fotografías de corte histológico transversal de la boca de *Hypostomus oculus*. A, boca con hilera de dientes hacia arriba (la superficie) y papilas con corpúsculos gustativos hacia la cavidad oral (flechas), escala 200 = μm . B, capilares sanguíneos con hileras de eritrocitos (óvalos), escala 40 = μm . C, gran infiltrado de células eosinófilas granulares (óvalo), escala 20 = μm . D, células eosinófilas granulares (flechas) no solo dentro de los capilares sino también infiltradas en el tejido conectivo, escala = 40 μm .

Digenea



3.4. DIGENEA

En total se encontraron cuatro especies de digeneos localizados en el intestino anterior y el estómago de *Hypostomus oculeus*. Los parásitos fueron encontrados en peces provenientes de los dos ríos estudiados, tanto en la temporada lluviosa como la seca (ver tabla 6). Las especies halladas son las siguientes:

- ***Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996**
- ***Saccocoeloides* sp. n. (1)**
- ***Saccocoeloides* sp. n. (2)**
- ***Saccocoeloides* sp. n. (3)**

Phylum Platyhelminthes Minot, 1876

Clase Trematoda Rudolphi, 1808

Subclase Digenea Carus, 1863

Orden Plagiorchiida La Rue, 1957

Familia: Apocreadiidae Skrjabin, 1942

Género *Crassicutis* Manter, 1936

***Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996**

(Figuras 46-47, tabla 7)

Descripción

Cuerpo fusiforme, sin espinas, 2885-3219,50 (2988,43 ± 95,33; n = 10) de largo, 862,84-980 (919,19 ± 41,11 n = 10) de ancho, con extremos redondeados, ventosa oral sub-terminal

254,46-333,50 ($308,99 \pm 24,10$ n = 10) de diámetro. Pre-faringe, 170,69-187,41 ($181,80 \pm 7,48$ n = 7) de largo; faringe, 151,26-193,59 ($176,30 \pm 8,86$ n = 9) de diámetro; esófago corto; ciegos largos, delgados, pos-testiculares. Faringe 151,26-193,59 ($176,30 \pm 8,86$ n = 9) de diámetro. La ventosa ventral, es más pequeña que la ventosa oral 194,47-234 ($209,75 \pm 11,58$ n = 10), precuatorial. Relación del diámetro de la ventosa oral/ventosa ventral, 1:1,47. Genitalia terminal simple con ausencia de bolsa del cirro, cirro y glándulas prostáticas. Vesícula seminal sacular con la parte posterior ensanchada y la parte distal delgada, terminando en un atrio genital simple. El poro genital se ubica justo en el lado anterior del acetábulo. Ovario, trilobado, pre-testicular, 161,25-179,81 ($171,73 \pm 5,35$ n = 10) de diámetro. Dos testículos paralelos hasta levemente oblicuos ubicados en el extremo posterior del tercio medio, 254,06-293,72 ($269,98 \pm 15,54$ n = 7) de largo, 201,91-231,11 ($212,16 \pm 5,23$ n = 6) de ancho. Receptáculo seminal no observado. Los folículos vitelinos son pequeños, numerosos, extendidos desde la altura media del acetábulo hasta el borde posterior del cuerpo. Huevos grandes, poco numerosos, no embrionados, 100,24-111,11 ($104,53 \pm 4,62$ n = 5) largo y 59,89-69,49 ($64,82 \pm 6,79$ n = 3) ancho.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae)

Localidad: Río Bobonaza ($1^{\circ} 35' 06,8''$ S; $77^{\circ} 44' 15,5''$ W) y río Puyo ($1^{\circ} 35' 22,7''$ S; $77^{\circ} 54' 13,6''$ W).

Localización: Estómago

Prevalencia: Río Bobonaza (30,70); Río Puyo (41,6).

Intensidad: Río Bobonaza (3,30); Río Puyo (4,34).

Intensidad media: Río Bobonaza (1,02); Río Puyo (1,94).

Comentarios:

El género *Crassicutis* Manter, 1936 presenta, luego de la última revisión realizada por Cribb y Bray, (1999), en la cual transfirieron algunas especies al género *Neolebouria* (Szidat y Graefe, 1967), 9 especies válidas; *Crassicutis cichlasomae* Manter 1936; *C. marina* Manter 1947; *C. wallini* (Pearse, 1920) Peters, 1957; *C. chuscoi* (Pearse, 1920) Peters, 1957; *C. archosargi* Sparks y Thatcher, 1960; *C. opisthoseminis* Bravo-Hollis y Arroyo, 1962; *C. bravoae* Jimenez y Caballero y Caballero, 1974; *C. intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996; *Crassicutis choudhuryi* Perez-Ponce de Leon, Razo-Mendivil, Rosas-Valdez, Mendoza-Garfias y Mejia-Madrid, 2008.

En América, las especies que se han registrado corresponden a: *Crassicutis cichlasomae* Manter, 1936 en el intestino de *Cichlasoma mayorum*, en Costa Rica, México y Cuba (Bravo-Hollis y Arroyo, 1962); *C. opisthoseminis* Bravo-Hollis y Arroyo, 1962 en *Cichlasoma* sp., en Costa Rica; *C. wallini* Peters, 1957 en *Crenicichla geayi*, en Venezuela; *C. chuscoi* (Pearse, 1920) Peters, 1957 en *Aequidens pulcher*; *C. intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996 en *Leporinus copelandii*; *Leporinus obtusidens*; *Hypostomus cochliodon*; *Hypostomus commersoni*; *Hypostomus plecostomus*; *Cochliodon cochliodo*; *Hypostomus piratatu*; *H. boulengerim* y *Hoplosternum litoral*, (Szidat, 1954; Fortes y col., 1985; Bray y col., 1996; Strona y col., 2013). De las 9 especies reportadas para este género hasta el momento la encontrada ahora se diferencia de *Crassicutis marina* Manter, 1947; *C. bravoae* Jimenez y Caballero y Caballero, 1974 y *C. archosargi* Sparks y Thatcher, 1960 por la posición de los testículos (en tándem), la distribución de los folículos vitelinos y la relación de las ventosas. De las especies *Crassicutis cichlasomae* y *C. opisthoseminis* la descrita ahora se diferencia fundamentalmente por la posición de los testículos, que en esas especies son claramente diagonales y la distribución de los folículos vitelinos. Además el tamaño de los testículos es

mayor en *C. opisthoseminis* (330-450), comparando con la especie ahora descrita (254-294). Se diferencian a la especie en estudio de *C. wallini* (1550 x 740) y *C. chuscoi* (560 x 290). *Crassicutis choudhuryi*, se diferencia por la distribución de los folículos vitelinos, que se extienden desde el borde posterior de la faringe hasta el borde posterior del cuerpo. Además, los huevos son de mayor tamaño (93-117 x 63-99).

Finalmente, las características morfológicas de la especie hallada en *Hypostomus oculeus*, son coincidentes con *C. intermedia*. Esta especie fue originalmente descrita por Szidat (1954) como *Eocreadium intermedia* y posteriormente transferida al género *Crassicutis* por Bray y col. (1996). Sus principales caracteres diagnósticos son tegumento liso, ventosa oral de mayor tamaño que la ventosa ventral, testículos redondos paralelos, vesícula seminal sacular con la parte posterior ensanchada y la parte distal delgada, poro genital en posición anterior al acetábulo, y ovario trilobado, de posición dextral. Además se puede diferenciar de las otras especies por el gran tamaño del cuerpo (2885-3220 x 863-980), y los folículos vitelinos pequeños y numerosos, que se extienden desde la altura media del acetábulo hasta el borde posterior del cuerpo. En la Tabla 7 se comparan las medidas de *C. intermedia* halladas actualmente con las de la descripción original.

El presente hallazgo constituye el primer registro de *C. intermedia* en *Hypostomus oculeus*, y es el primer reporte para Ecuador. Es interesante destacar que *Crassicutis intermedia*, ya fue registrado para el género *Hypostomus*, efectivamente se lo encontró en *Hypostomus plecostomus*; *H. commersoni*; *H. piratatu*, *H. boulengeri* y *H. cochliodon* en Brazil y Argentina (Szidat, 1954; Bray y col., 1996; Strona y col., 2013).

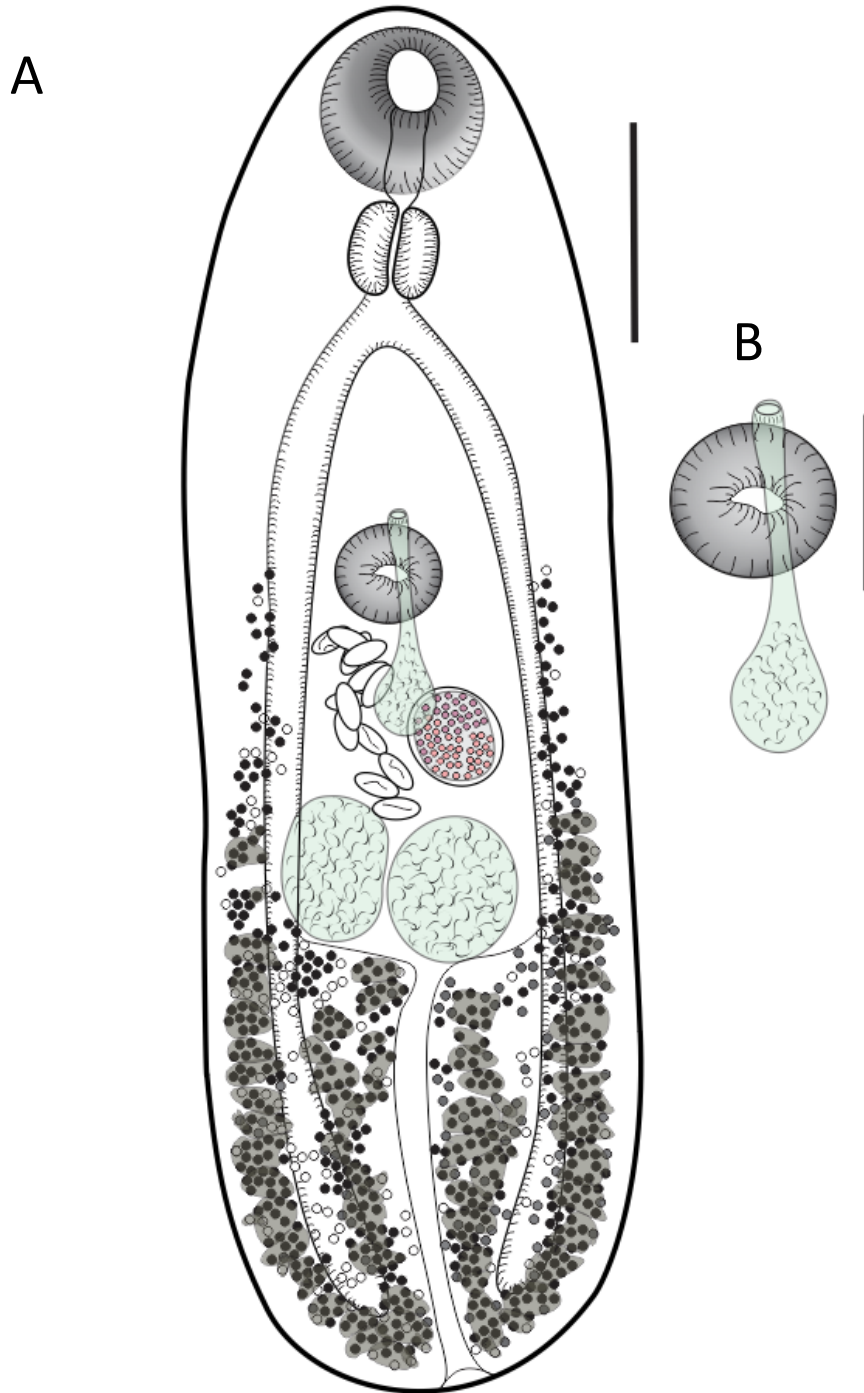


Figura 46. Esquema de *Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996 de *Hypostomus oculus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 400 μm . B, Detalle de Genitalia Terminal, escala = 200 μm .

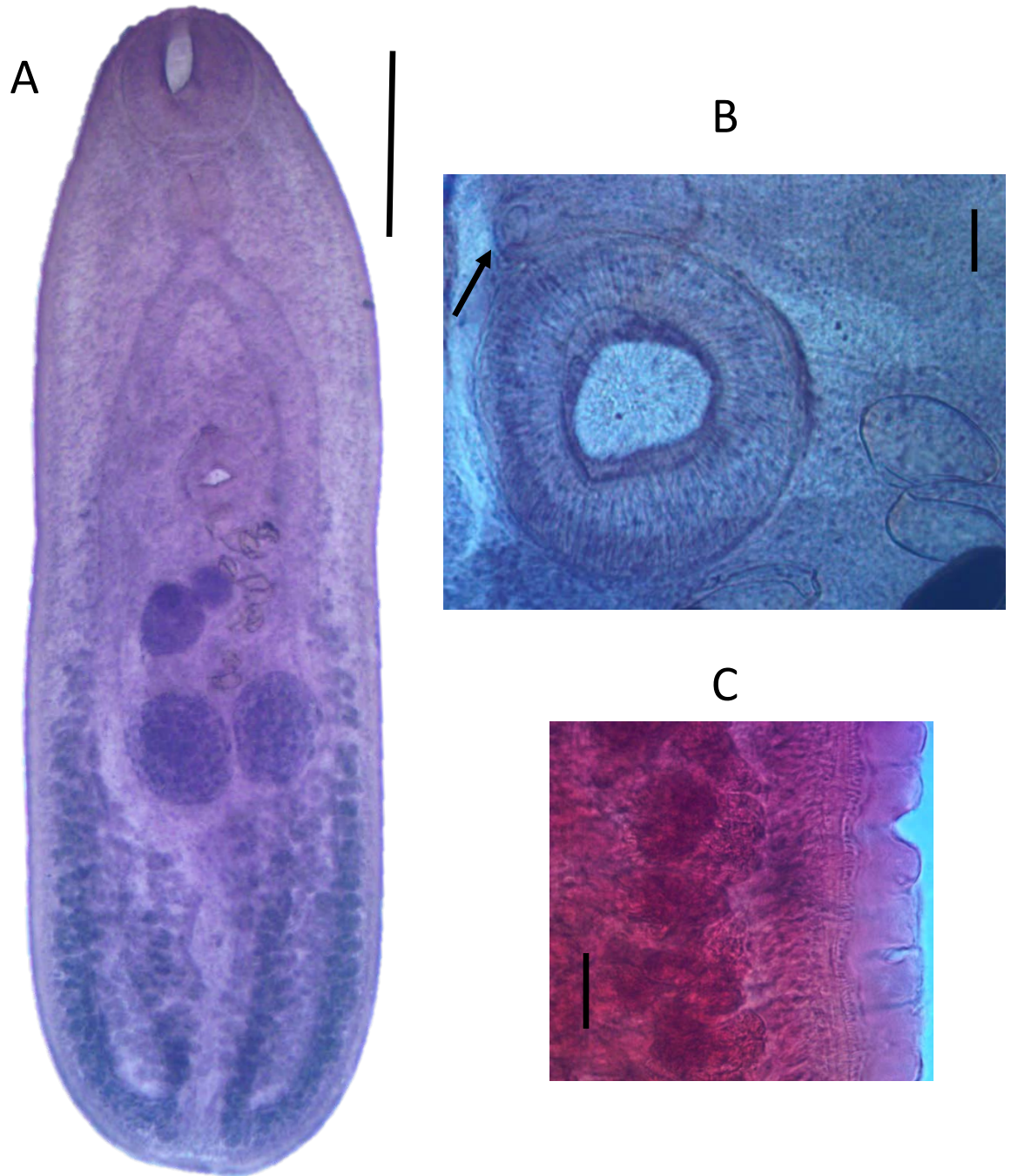


Figura 47. Fotografías de microscopía óptica de *Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996 de *Hypostomus oculus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 400 μm . B, detalle del poro genital, escala = 40 μm . C, detalle del tegumento, escala = 40 μm .

Tabla 7. Medidas comparativas en μm de *Crassicutis intermedia* (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996.

	<i>Crassicutis intermedia</i> Presente trabajo μm	<i>Crassicutis intermedia</i> (Szidat, 1954) Bray, de Chambrier y Vaucher, 1996 μm
Cuerpo longitud	2885-3220	2800-3000
Cuerpo ancho	863-980	1000
Ventosa Oral diámetro	255-334	250-300
Ventosa ventral, diámetro	195-234	200-220
Relación diámetro VO/VV	1: 1,31-1: 1,42	1: 1,31
Ovario diámetro	161-180	-
Prefaringe	171-188	-
Faringe diámetro	151-194	150-180
Testículos, largo	254-294	-
Testículos, ancho	202-231	-
Huevo largo	100-111	110-120
Huevo ancho	60-70	60-68

Phylum Platyhelminthes Minot, 1876

Clase Trematoda Rudolphi, 1808

Subclase Digenea Carus, 1863

Orden Plagiorchiida La Rue, 1957

Familia Haploporidae Nicoll, 1914

Subfamilia Chalcinotrematinae Overstreet y Curran ,2005

***Saccocoeloides* sp. n. (1)**

(Figuras 48-49, tabla 8)

Descripción:

Cuerpo baciliforme, tegumento totalmente espinoso, excepto en la región del poro excretor, las espinas son más visibles en ejemplares juveniles, con manchas oculares en la parte anterior del cuerpo, 490,22-1036,30 ($652,31 \pm 213,14$; $n = 10$) de largo y 182,24-305,31 ($223,92 \pm 43,90$; $n = 8$) de ancho. Manchas oculares entre la ventosa oral y ventosa ventral. Ventosa oral, sub-terminal, subesférica, 116,26-174,26 ($139,12 \pm 38,11$; $n = 7$) de largo, 108,00-178,17 ($141,91 \pm 24,36$; $n = 6$) de ancho. Pre-faringe corta, 55,43-88,02 ($72,33 \pm 16,59$; $n = 4$). Faringe, 64,01-83,57 ($72,89 \pm 8,96$; $n = 5$) de largo, 52,07-66,42 ($61,19 \pm 6,09$; $n = 5$) de ancho; esófago largo, bifurcación post-acetabular, ciegos cortos, delgados, terminación posterior al ovario. Ventosa ventral (acetábulo) es sub-esférica, pre-ecuatorial, 103,83-131,32 ($121,13 \pm 11,21$; $n = 6$) de largo, 119,19-126,403 ($121,13 \pm 11,21$; $n = 6$) de ancho. Relación del ancho ventosa oral/ventosa ventral, 1:1,16. Testículo simple, sub-esférico o rectangular, posterior al ovario y ciegos, 61,65-107,43 ($71,95 \pm 19,89$; $n = 5$) de largo, 75,75-87,64 ($81,48 \pm 5,46$; $n = 4$) de ancho. Ovario esférico, pequeño, intercecal 36,40-39,02 ($37,49 \pm 1,37$; $n = 3$) de largo, 38,32-

43,83 (41,92 \pm 2,50; n = 4) de ancho. Receptáculo seminal y canal de Laurer, no observados. Huevos ovalados, miracidio totalmente desarrollado, 78,60-97,7 (86,60 \pm 7,01; n = 7) de largo, 37,75-42,70 (40,36 \pm 1,62; n = 6) de ancho, el útero llega hasta la altura de la ventosa ventral, pero no sobrepasa. Bolsa hermafrodita grande, se ubica entre la ventosa ventral y el ovario, encierra el metratermo, vesícula seminal interna y tiene una vesícula seminal externa sacciforme que es de similar tamaño a la vesícula seminal interna, el poro genital se encuentra al borde lateral anterior del acetábulo, 163,40-216,75 (187,35 \pm 22,70; n = 4) de largo, 66,80-89,66 (80,55 \pm 10,03; n = 4). Glándulas del vitelo con folículos ovalados o piriformes, se distribuyen desde la región post-acetabular a la altura de la bifurcación de los ciegos hasta el borde posterior del testículo, no sobrepasan. Vesícula excretora en forma de Y.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae)

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Intestino

Prevalencia: Río Bobonaza (12,8); Río Puyo (27,7).

Intensidad: Río Bobonaza (9,42); Río Puyo (8).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,97); Río Puyo, (1,83).

Comentarios

El género *Saccocoelioides* Szidat, 1954 se describió a partir de siete especies que se encontraron en peces de las familias Tetragonopteridae y Loricariidae, colectados en el río de

La Plata, río Luján y río Paraná, Argentina. En un momento, Yamaguti (1954) propuso que *Saccocoelioides* sea un subgénero de *Lecithobotrys* Looss, 1902, pero más adelante, él mismo (Yamaguti, 1971) restableció a la posición original de género. Nasir y Gómez (1976) consideraron que *Saccocoelioides* es sinónimo de *Lecithobotrys*. En contraste, otros autores (Travassos, y col., 1969; Kohn, 1985; y Madhavi, 1985) consideraron válido al género *Saccocoelioides*.

Las especies descritas inicialmente fueron; *Saccocoelioides nanii* Szidat, 1954; *S. elongatus* Szidat, 1954; *S. magniovatus* Szidat, 1954; *Saccocoelioides magnus* Szidat, 1954; *Saccocoelioides* sp. (5) Szidat, 1954; *Saccocoelioides* sp. (6) Szidat, 1954; *Saccocoelioides* sp. (7) Szidat, 1954.

S. nanii Szidat 1954 se describió en el intestino de *Prochilodus lineatus*. Posteriormente se realizaron otros reportes en *Prochilodus platensis*, *Hypostomus commersoni*; en intestino y ciegos pilóricos de *Hyphessobrycon meridionalis* (Szidat, 1954; Hamann, 1982; Lunaschi, 1996, Drago, 1997; Lizama y col., 2006) en Argentina. *Saccocoelioides elongatus* Szidat, 1954 se halló en el intestino delgado de *Prochilodus platensis* en el río de La Plata, Argentina (Szidat, 1954). *Saccocoelioides magniovatus* Szidat, 1954 en el intestino delgado de *Leporinus obtusidens*, en el río Luján, Argentina (Szidat, 1954). *Saccocoelioides magnus* Szidat, 1954 fue hallada en el intestino de *Curimata platana*, del río Paraná (Szidat, 1954). *Saccocoelioides* sp. (5), fue más tarde nominado por Thatcher, (1978) como *S. quintus*.

Saccocoelioides sp. (6) encontrado por Szidat, (1954) en el intestino de *Schizodon fasciatus*, nominado posteriormente como *S. szidati* (Travassos y col., 1969). *Saccocoelioides* sp. (7) encontrado por Szidat, (1954) en *Pyrrhulina brevis*. Fue invalidada por Thatcher, (1978), por

carecer de ilustraciones y datos morfométricos. Cabe mencionar que Szidat, (1954) indicó que el único ejemplar se le extravió.

En Norte América, se describió *Saccocoelioides sogandaresi* Lumsden, 1963 en el intestino de *Mollienisia latipinna* en Texas (Lumsden, 1963).

Más adelante, Szidat describió dos nuevas especies: *Saccocoelioides octavus* Szidat, 1970 de los ciegos pilóricos de en *Astianax fasciatus* colectados de un canal que conecta la Laguna de Chascomús, provincia de Buenos Aires y *S. basilliformis* Szidat, 1973 de los ciegos pilóricos de *Astianax bipunctatus* en el Río Reconquista, provincia de Buenos Aires. Posteriormente Lunaschi (2002), hizo la redescrición de las dos especies: *S. octavus* Szidat, 1970 identificados como *Typus* N° 27.973 C 112/3 y *S. bacilliformis* Szidat, 1973 correspondientes al N° 27.918 a 59/1 y 27.918 b 59/2 de la Colección Helmintológica del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia. Aportó nuevos datos morfológicos y morfométricos, asimismo determinó que *S. basilliformis* Szidat, 1973 era sinónimo de *S. octavus* Szidat, 1970. En México Lamothe, (1974) describió a *Saccocoelioides chauhani* Lamothe, 1974 del intestino de *Astyanax fasciatus* en la localidad Lago de Catemaco, Veracruz.

Thatcher, (1978) revisó el género y describió a *S. magnorchis* Thatcher, 1978; *S. saccodontis* Thatcher, 1976 y *S. leporinodus* Thatcher, 1976. *Saccocoelioides magnorchis* se encontró en *Saccodon cauae*; *S. saccodontis* Thatcher, 1978 se encontraron en *Prochilodus lineatus* y *Leporinus friderici* en el río Paraná y en Colombia en *Saccodon cauae* (Thatcher, 1978; Guidelli y col., 2006). *Saccocoelioides leporinodus* Thatcher, 1978 en *Prochilodus lineatus*, en el río Paraná y en Colombia en *Leporinodus vittatus* (Thatcher, 1978; Lizama y col., 2006).

Por otra parte, Lunaschi (1984) describió otras tres nuevas especies: *S. carolae*; *S. antonioi* y *S. platensis* para Argentina. *Saccocoelioides carolae* Lunaschi, 1984 se encontró en el estómago e

intestino de *Cichlasoma facetum* (Lunaschi, 1984; Martorelli, 1986). *S. antonioi* Lunaschi, 1984 en los ciegos pilóricos de *Curimatorbis platanus* (Lunaschi, 1984). *S. platensis* Lunaschi, 1984 en el intestino de *Curimatorbis platanus*.

Posteriormente Kohn, (1985) redescibió el material tipo de las especies del género *Saccocoelioides*, descritas originalmente por Szidat, (1954), contribuyendo con una descripción sistemática, datos morfométricos e ilustraciones. También consideró que *S. elongatus* y *S. magnus* son especies *inquirenda*. Además señaló que *S. leporinodus* es sinónimo de *S. saccodontis*.

En Brasil, se describió a *Saccocoelioides godoyi* Kohn y Froes, 1986 colectados del intestino y estómago de *Leporinus elongatus* del estuario Guaiba (Kohn y Froes, 1986) y del intestino de *Leporinus friderici* de la Estación Hidroeléctrica Itaipu (Cohen y col., 2001).

En Venezuela, se describe a *Saccocoelioides tarpazensis* Díaz y González, 1990 en el intestino infectado de *Lebistes reticulatus* (Díaz y González, 1990).

Luego Thatcher, (1991) realizó un trabajo sobre los parásitos de peces neotropicales, donde incluyó y validó especies en el género *Saccocoelioides*, tales como: *S. leporinodus* Thatcher, 1978; *S. magniovatus* Szidat, 1954; *S. magnorchis*, Thatcher, 1978; *S. nanii* Szidat, 1954; *S. octavus* Szidat, 1971; *S. quintus* Thatcher, 1978; *S. saccodontis* Thatcher, 1978.

En la India, se describió a *Saccocoelioides chilkaensis* Dutta y Tripathi, 1995 en el intestino de *Mugil* sp., del lago Chilka.

Posteriormente, Lunaschi, (1996) redescibió a *S. nanii* a partir de especímenes obtenidos del intestino de *Hypostomus commersoni*, procedentes del Canal Irigoyen, Isla Talavera, Buenos Aires, Argentina. Asimismo analizó el material tipo de la Colección Szidat, (1954) depositado en

el Museo Argentino de Ciencias Naturales B. Rivadavia. También consideró que *S. magniovatus* Szidat, 1954 y *S. elongatus* Szidat, 1954 son sinónimos de *S. nanii*, por las características similares morfológicas y morfométricas, por lo que Lunaschi, (1996), mencionó: “estas tres especies fueron creadas por haberlas hallado en tres especies hospedadoras, por presentar cada lote, distinto grado en el desarrollo como adulto y haber sido sometidas a diferentes grados de compresión. Los ejemplares provienen de un hospedador capturado en una localidad próxima a la de Szidat y en el cual aparecen los distintos estadios de desarrollo descritos por Szidat como tres especies distintas.” Es importante también el argumento que Szidat (1954) describió referente a *S. elongatus* como una edición aumentada de *S. nanii*.

En Brasil, se describió a *Saccocoelioides rotundus*, Thatcher y Jégu, 1996 de *Mylesinus poraschomburgkii* en el río Trombetas. Además mencionaron una prevalencia del 72% (Thatcher y Jégu, 1996).

En China se describió a *Saccocoelioides lizae* Liu, 2002 de *Liza carinatus*, menciona una prevalencia del 37,2%, de la localidad Fujian, Xiamen (Liu, 2002).

En los últimos años se describieron dos nuevas especies en México. *Saccocoelioides lamothei* Aguirre-Macedo y Violante-González, 2008 en *Dormitator latifrons* de las lagunas costeras de Guerrero. Adicionalmente aportaron características morfológicas diferenciales entre *Saccocoelioides* y *Culuwiya* Overstreet y Curran, 2005. Finalmente, Andrade y col. (2016) describen una nueva especie *S. olmecae* Andrade, Pinacho, Hernández, Sereno, García, 2016 en *Dormitator maculatus* del Golfo de México.

En la última década, la sistemática de la familia Haploporidae ha sido revisada por Overstreet y Curran (2005), quienes propusieron una nueva clasificación basada en la evaluación de las especies tipo, así como de la literatura existente. Crearon una nueva subfamilia,

Chalcinotrematinae y un nuevo género *Culuwiya*, en el cual algunas especies de *Saccocoelioides*, pasaron a ser *Culuwiya*: *Culuwiya beauforti* (Hunter y Thomas, 1961); *Culuwiya overstreeti* (Bargiela, 1988); *Culuwiya papernai* (Bargiela, 1988) y *Culuwiya agonostomus* (Dyer, Bunckley-Williams y Williams, 1999). Después algunos autores transfirieron otras siete especies de *Saccocoelioides* a la subfamilia Waretrematinae Srivastava, 1937, dejando 15 especies para el género *Saccocoelioides*, las cuales están distribuidas la mayoría de Sudamérica. Tres especies de *Saccocoelioides*: *S. martini* Mádhavi, 1980, *S. pearsoni* Martin, 1973 y *S. huidongensis* Lu, 1993, fueron transferidos al género *Pseudohapladena*, Yamaguti, 1952. En la propuesta de Overstreet y Curran (2005), *Culuwiya* forma parte de la subfamilia Waretrematinae, sobre la base de las siguientes características: cuerpo fusiforme a piriforme, pequeña pre-faringe, esófago largo, ovario ligeramente separado del testículo, folículos vitelinos grandes y huevos grandes, pero pocos. Por lo tanto especies de *Saccocoelioides*, pasaron a *Culuwiya*, denominándose: *Culuwiya beauforti* (Hunter y Thomas, 1961) Overstreet y Curran, 2005; *C. overstreeti* (Bargiela, 1988) Overstreet y Curran, 2005; *C. papernai* (Bargiela, 1988) Overstreet y Curran, 2005; *C. agonostomum* (Dyer, Bunckley-Williams y Williams, 1999) Overstreet y Curran, 2005 y *C. tilapiae* (Nasir y Gómez, 1976) Overstreet y Curran, 2005.

Saccocoelioides presenta características morfológicas, que se diferencian con *Culuwiya*, tales como el cuerpo fusiforme, alargado con tegumento espinoso o liso, manchas oculares en la parte anterior del cuerpo; ventosa oral subterminal, pre-faringe ausente o muy corta (respecto a la presencia de una pre-faringe más grande en *Culuwiya*); esófago largo, ciegos sacciformes a cilíndricos, medianos o largos, con paredes gruesas, con terminación pre-testicular (mientras que en *Culuwiya* los ciegos son sacciformes y terminan en nivel medio del testículo). Una bolsa hermafrodita bien desarrollada presenta la vesícula seminal externa; ovario pequeño y

cilíndrico, pre-testicular (en *Culuwiya* es proporcionalmente mayor. Las glándulas vitelinas foliculares irregulares en tamaño y forma (en *Culuwiya* los folículos son grandes, alargados en eje longitudinal); testículo simple, a menudo muy anterior desde el extremo posterior y carente de folículos vitelinos pos-testiculares (frente a testículos cerca de la extremidad posterior, pero separados por los folículos vitelinos); útero pre-acetabular y post-testicular (el útero en *Culuwiya* está confinado a las áreas post-acetabular y pre-testicular). Los huevos que contienen miracidios tienen mancha ocular en la mayoría de *Saccocoeloides* (en relación a *Culuwiya* los huevos se presentan sin mancha en el miracidio) (Tatcher, 1978; Overstreet y Curran, 2005; Aguirre-Macedo y Violante-González, 2008).

En un trabajo reciente Blasco-Costa y col. (2009) realizan una nueva revisión de la familia Haploporidae, basándose en caracteres moleculares (genes 28S y ITS2 rDNA) y dan características que acercan al género *Saccocoeloides* a la subfamilia Haploporinae más que a la Chalcinotrematinae. Los autores concluyen que habría que secuenciar más especies de este género para poder clarificar esta situación.

Las especies de *Saccocoeloides*, son difíciles de identificar porque morfológicamente son similares (Overstreet y Curran, 2005). En Sudamérica se han hecho hallazgos de *Saccocoeloides* en Argentina, Colombia, Brasil y Venezuela. En Ecuador, no se ha reportado el género hasta el momento.

Las especies de *Saccocoeloides* que se han reportado en peces Loricariidae son *S. nanii* Szidat, 1954, en el intestino de *Hypostomus commersoni* y *S. quintus* Thatcher, 1978 en *Loricaria anus* en Argentina (Lunaschi, 1996; Thatcher, 1978).

El digeneo hallado en el presente estudio se ubicó dentro del género *Saccocoeloides*, por presentar: manchas oculares en la parte anterior del cuerpo; bolsa hermafrodita, vesícula

seminal interna y externa; ciegos medianos, sacciformes a cilíndricos de terminación pre-testicular; testículo simple en posición posterior al ovario; folículos vitelinos ausentes en la región pos-testicular; huevos con mancha ocular del miracidio y vesícula excretora en forma de Y.

Al presente, 19 especies son válidas para *Saccocoelioides*. De estas solo 2 son especies que se describieron en la India y China: *S. chilkaensis* Dutta y Tripathi, 1995 y *S. lizae* Liu, 2002 respectivamente. Las 17 especies restantes están reportadas para América, *Saccocoelioides* sp. n. (1), puede distinguirse morfológicamente de 15 especies de *Saccocoelioides* (*S. magnus* Szidat, 1954; *S. sogandaresi* Lumsden, 1963; *S. szidati* Travassos, Freitas y Kohn, 1969; *S. quintus* Thatcher, 1978; *S. saccodontis*, Thatcher, 1978, Kohn, 1985; *S. magnorchis* Thatcher, 1978; *S. antonioi* Lunaschi, 1984; *S. carolae* Lunaschi, 1984; *S. platensis* Lunaschi, 1984; *S. godoyi* Kohn y Miranda-Froes, 1986; *S. rotundus*, Thatcher y Jégu, 1996; *S. olmecae* Andrade, Pinacho, Hernández, Sereno, García, 2016 por tener la ventosa oral de menor tamaño a la ventosa ventral. (*S. chauhani* Lamothe-Argumedeo, 1974; *S. tarpazensis* Díaz y González, 1990; *S. lamothei* Aguirre-Macedo y Violante-González, 2008) tienen la ventosa oral de mayor tamaño que la ventosa ventral, pero difieren en la distribución de los folículos del vitelo.

Con *S. quintus* Thatcher, 1978 encontrada en *Loricaria anus*, no se logró realizar una correcta comparación por carecer de medidas. *Saccocoelioides* sp. n. (1), fue comparada con: *S. octavus* Szidat, 1970; y *S. nanii* Szidat, 1954, (tabla 8), comparte características similares en el tamaño del cuerpo, espinas en todo el tegumento, relación Vo/Vv y acetábulo pre-ecuatorial. El tamaño del cuerpo de *Saccocoelioides* sp. n. (1), es pequeño (tabla 8) en relación a; *S. octavus* y *S. nanii* (Szidat, 1973) Lunaschi, 1996. *Saccocoelioides* sp. n., con *S. octavus*, los huevos son de similar tamaño, pero difiere de *S. octavus* por las glándulas del vitelo, *Saccocoelioides* sp. n. (1), presenta folículos ovoides pequeños en dos hileras laterales, se distribuyen post-acetabular,

desde la altura de la bifurcación de los ciegos y llegan hasta el borde posterior del testículo, no sobrepasan a diferencia de *S. octavus*, los folículos del vitelo en forma de gota se disponen en dos grupos, uno de posición pre-testicular y otro en el área posttesticular. Por otra parte, los ciegos de *S. octavus* pueden alcanzar la región testicular o pre-testicular, a diferencia que los ciegos de *Saccocoeloides* sp. n. (1), que llegan sólo hasta la parte media del ovario, aunque comparten características como esófago largo y la bifurcación de los ciegos en el borde posterior del acetábulo. Las ventosas de *Saccocoeloides* sp. n. (1), la VO, es más grande que el acetábulo (Relación ancho Vo/Vv 1:1,16), en los que difiere de *S. octavus* son similares en tamaño (relación ancho Vo/Vv 1:0,95-1,01). Finalmente *Saccocoeloides* sp.n. (1), posee el ovario y el testículo de menor tamaño en contraste a *S. octavus*.

La ventosa oral de *S. nanii* es de mayor tamaño, (relación Vo/Vv 1: 0,90-1: 1,27), en contraste a *Saccocoeloides* sp. n. (1). Tiene la faringe y los folículos del vitelo de mayor tamaño; además, la bolsa hermafrodita de *S. nanii* es antero-acetabular, lo que difiere a la posición acetabular de *Saccocoeloides* sp. n. (1), la bolsa hermafrodita se ubica entre la ventosa ventral y el ovario. Además el ovario y el testículo son pequeños en relación a *S. nanii* (Szidat, 1973) Lunaschi, 1996. El tamaño de los huevos (79-98 x 38-43) de *Saccocoeloides* sp. n. (1) es similar a; *S. octavus* (92-108 x 46-57) y a *S. nanii* (70-90 x 40-50).

En el presente estudio, se determinó *Saccocoeloides* sp. n (1) en el intestino de *Hypostomus oculeus*, difiere a las especies reportadas para peces siluriformes y de las otras especies de *Saccocoeloides* reportadas para Sudamérica. *Saccocoeloides* sp. n. (1), es por lo tanto el representante de una nueva especie, y el primer reporte para Ecuador e *Hypostomus oculeus* es un nuevo hospedador.

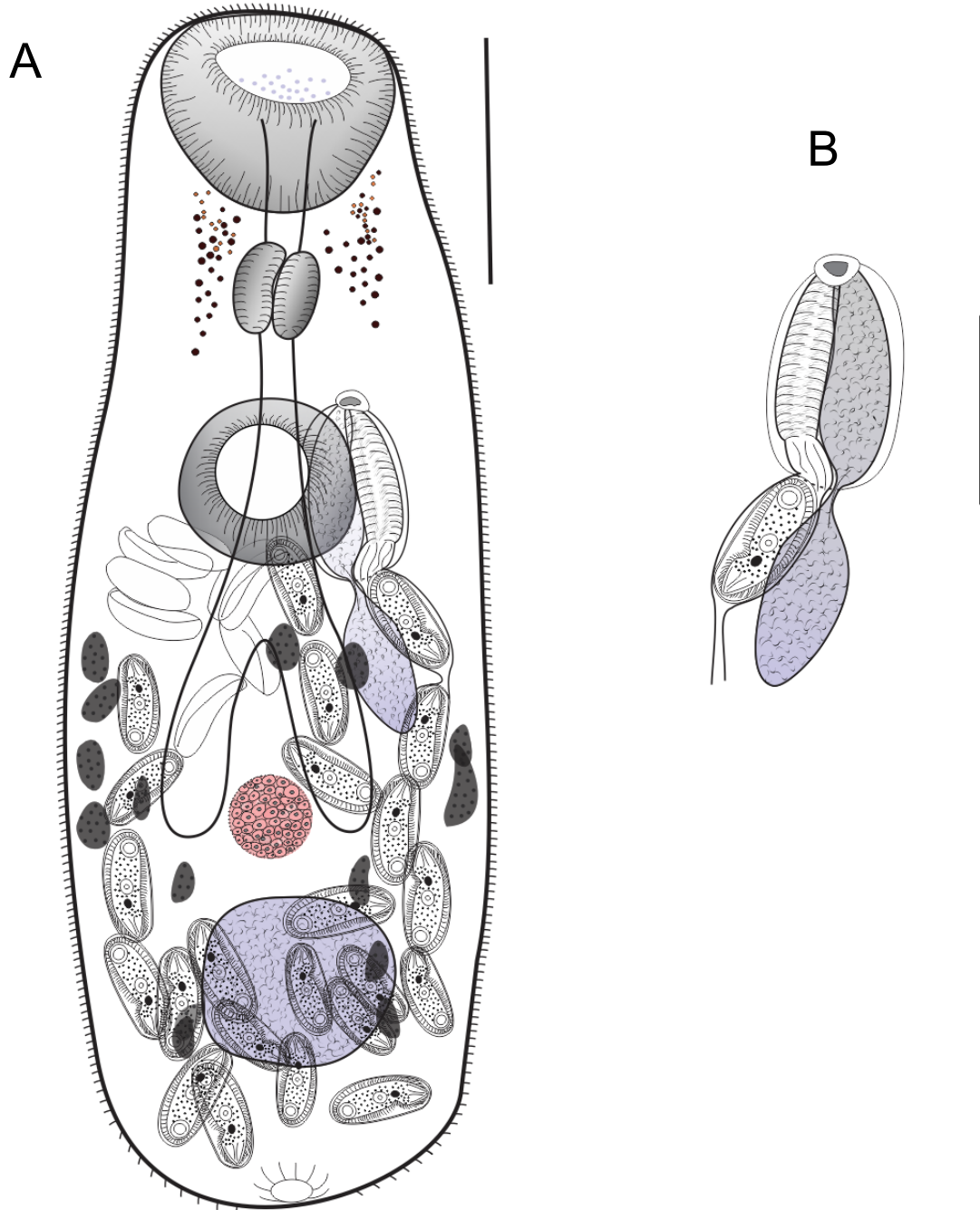


Figura 48. Esquema de *Saccocoelioides* sp. n. (1) de *Hypostomus oculus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 100 μm . B, bolsa hermafrodita, escala = 60 μm .

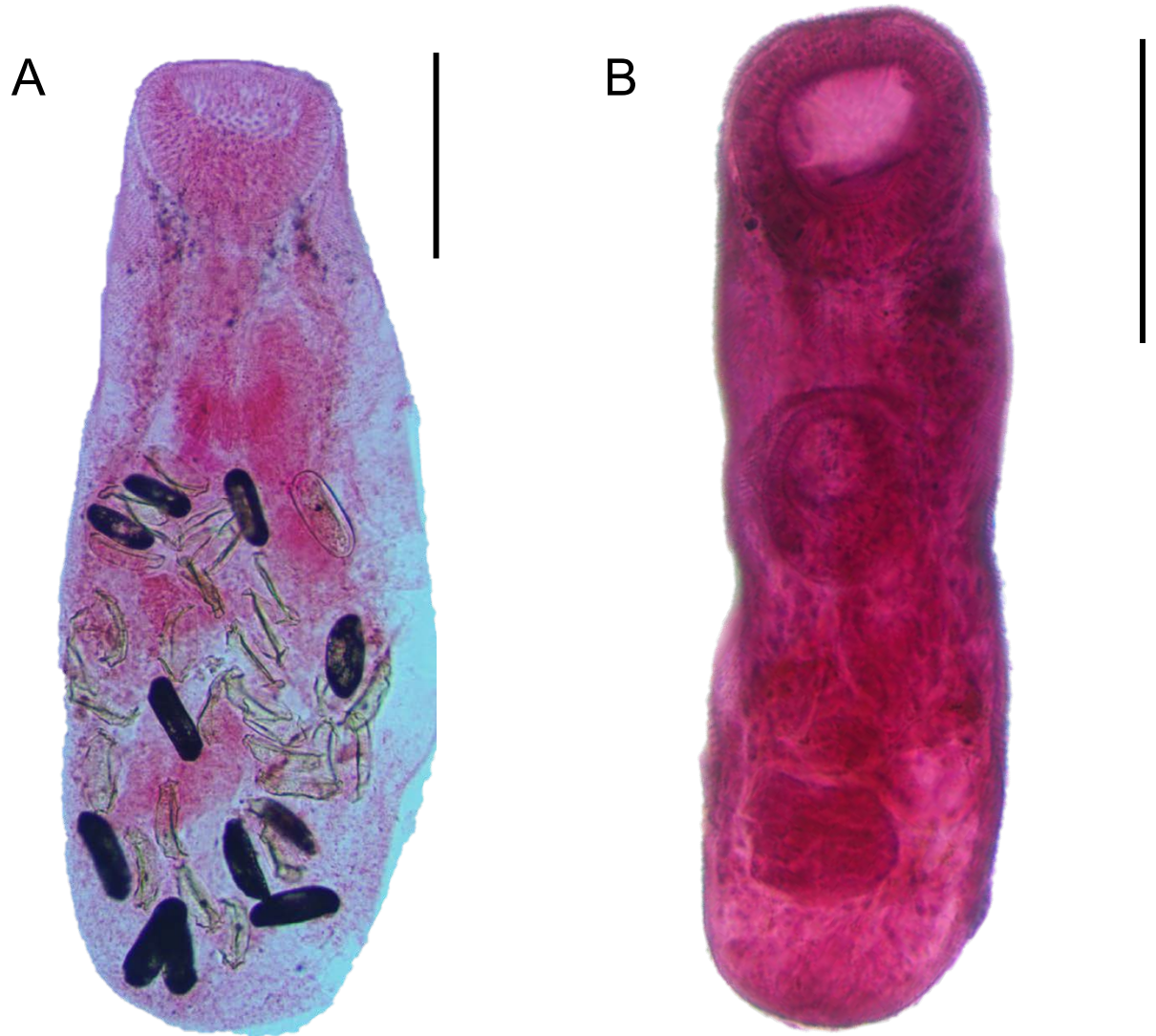


Figura 49. Fotografías de microscopía óptica de *Saccocoelioides* sp. n. (1) de *Hypostomus oculus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 100 μ m. B, vista ventral de un ejemplar juvenil, escala = 100 μ m.

Tabla 8. Medidas comparativas en μm de *Saccocoelioides* sp. n. (1).

	<i>S. octavus</i> Szidat, 1970	<i>S. nanii</i> Szidat, 1954	<i>Saccocoelioides</i> sp. n. (1)
Cuerpo, largo	883-959	800-1080	490-1036
Cuerpo, ancho	232-307	360-480	182-305
V O, largo	101-120	110-180	116-174
V O, ancho	97-112	140-210	108-178
V V, largo	86-103	110-140	104-131
V V, ancho	92-99	130-160	119-126
Ancho Vo/Vv	1: 0,82-1,02	1: 0,90-1: 1,27	1:1,16
Pre-faringe		-	53-88
Faringe, largo	46-55	70-90	64-84
Faringe, ancho	57-67	60-70	52-66
Saco hermafrodita, largo	115-126	140-230	163-217
Saco hermafrodita, ancho	80-106	110-130	67-90
Testículo, largo	193-230	160-260	62-107
Testículo, ancho	143-207	110-220	76-88
Ovario, largo	76-103	60-100	36-39
Ovario, ancho	57-75	50-90	38-44
Huevo, largo	92-108	70-90	79-98
Huevo, ancho	46-57	40-50	38-43

***Saccocoelioides* sp. n. (2)**

(Figuras 50-52, tabla 9)

Descripción

Cuerpo piriforme pigmentado anteriormente; 766,62-1098,60 ($928,23 \pm 122,59$; $n = 10$) de largo; 344,62-458,82 ($405,19 \pm 42,02$; $n = 10$) de ancho; tegumento espinoso, las espinas tienen forma triangular con estrías longitudinales de 10 pines aproximadamente (figura 52 C), llegan hasta el segundo tercio posterior del cuerpo. Ventosa oral, sub-terminal, esférica, 168,62-196,31 ($182,91 \pm 52,45$; $n = 7$) de largo, 165,45-209,91 ($177,75 \pm 14,97$; $n = 7$) de ancho, presenta papilas que se distribuyen desde el borde anterior hasta una altura media de la ventosa; la ventosa está cubierta por espinas. Faringe, transversal, sub-globular 113,38-142,77 ($124,23 \pm 14,20$; $n = 5$) de largo, 92,62-102,15 ($99,88 \pm 4,10$; $n = 5$) de ancho, sin pre-faringe; esófago corto, pre-acetabular; ciegos cortos cilíndricos, bifurcan a la altura media del acetábulo, terminan al margen posterior del ovario. Ventosa ventral (acetábulo), sub-esférica, pre-ecuatorial, 165,40-175,25 ($169,26 \pm 3,31$; $n = 7$) de largo, 130,45-148,81 ($138,10 \pm 8,33$; $n = 6$) de ancho. Relación del ancho ventosa oral/ventosa ventral, 1:1,29. Testículo simple, esférico, posterior a la ventosa ventral, 124,65-236 ($290,52 \pm 60,29$; $n = 3$) de diámetro. Ovario esférico, 98,33-148,76 ($124,40 \pm 25,26$; $n = 3$) de diámetro, oviducto no observado. Receptáculo seminal y canal de Laurer, no observados. Útero no sobrepasa el acetábulo, se distribuye hasta el borde posterior del cuerpo. Huevos ovalados, embrionados con manchas oculares evidentes en los más desarrollados, de 91,59-96,9 ($94,25 \pm 2,66$; $n = 10$) de largo, 57,29-58,95 ($5,06 \pm 0,74$; $n = 11$) de ancho. Bolsa hermafrodita, 114,65-139,90 ($131,25 \pm 14,38$; $n = 3$) de largo, 83,87-108,66 ($98,48 \pm 12,97$; $n = 3$) de ancho, ubicada entre el acetábulo y los ciegos intestinales, llegando llega a la altura del borde anterior del ovario. Contiene la vesícula seminal interna, el

metratermo, y el ducto hermafrodita. Vesícula seminal externa de mayor tamaño que la interna y en forma de saco. Poro genital ubicado en el borde anterior del acetábulo. Glándulas del vitelo están formadas por folículos irregulares, en diferente tamaño y forma, se distribuyen en dos hileras laterales, desde la altura media del acetábulo hasta el borde posterior del testículo. Vesícula excretora en forma de Y.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae)

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Intestino

Prevalencia: Río Bobonaza (22,46); Río Puyo (19,40).

Intensidad: Río Bobonaza (2,17); Río Puyo (2,67).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,51); Río Puyo (0,42).

Comentarios

En el presente estudio se determinó una segunda especie del género *Saccocoeloides*, por presentar características acorde a la descripción del género: cuerpo espinoso, hasta el segundo tercio del cuerpo, presencia de manchas oculares en la parte anterior del cuerpo, a la altura de la faringe; bolsa hermafrodita, vesícula seminal interna y externa; dos ciegos medianos sacciformes, pretesticulares; testículo simple en posición anterior desde el extremo posterior; poro genital al borde anterior del acetábulo El útero se distribuye desde el acetábulo hasta el

borde posterior del cuerpo; folículos vitelinos irregulares, diferente tamaño y forma, en dos hileras laterales, se distribuyen desde la altura media del acetábulo hasta el borde posterior del testículo; huevos con mancha del miracidio; Vesícula excretora en forma de Y.

De las 19 especies actuales de *Saccocoelioides* y enfocando en las 17 reportadas para América, *Saccocoelioides* sp n. (2), difiere morfológicamente en 14 de ellas: (*S. sogandaresi* Lumsden, 1963; *S. octavus* Szidat, 1970; *S. godoyi* Kohn y Miranda-Froes, 1986; *S. lamothei* Aguirre-Macedo & Violante-González, 2008; *S. olmecae* Andrade-Gomez y col., 2016), porque estas especies presentan el tegumento cubierto con espinas. Se distingue también de *S. quintus*, Thatcher, 1978; *S. saccodontis*, Thatcher, 1978; Kohn, 1985; *S. magnorchis* Thatcher, 1978; *S. antonioi* Lunaschi, 1984; *S. carolae* Lunaschi, 1984; *S. platensis* Lunaschi, 1984; debido a la ventosa oral, que es de menor tamaño a la ventosa ventral. En cambio *S. chauhani* Lamothe-Argumedo, 1974; *S. tarpazensis* Díaz y González, 1990; poseen la ventosa oral de mayor tamaño que la ventral, pero difieren en la distribución de los folículos del vitelo. *S. rotundus*, Thatcher y Jégu, (1996) presenta espinas hasta el segundo tercio del cuerpo, pero la distribución de los folículos del vitelo es postesticular. Se descartó en comparar las 2 especies (*S. chilkaensis* Dutta y Tripathi, 1995; *S. lizae* Liu, 2002), por no tener características morfológicas en común y diferente distribución geográfica. Además: *Saccocoelioides chilkaensis*, se describió en la India y difiere con *Saccocoelioides* sp n. (2) por la distribución del útero que es post-acetabular y no es postesticular, ciegos cortos, bifurcación post-acetabular, el poro genital es anterior a la ventosa ventral y cerca al esófago. *Saccocoelioides lizae*, se describió en China, difiere de *Saccocoelioides* sp n. (2), por el tegumento espinoso, que llega sólo hasta el primer tercio (anterior) del cuerpo, la distribución del vitelo se dispone en forma de «H» irregular en forma y tamaño y los huevos son más pequeños (72-86 × 38-52).

Se realizaron comparaciones de *Saccocoeloides* sp n. (2) con *S. szidati*, *S. nanii* y *S. magnus*, por presentar similitud en el tamaño del huevo, ciegos cortos y la ventosa oral de mayor tamaño que la ventosa ventral, (tabla 9). El tamaño del cuerpo (767-1099 x 345-459) de *Saccocoeloides* sp n. (2), es similar a *S. szidati*, y *S. nanii*. Pero difiere con *S. magnus* Szidat, que tiene un mayor tamaño corporal (1700-1960). *Saccocoeloides* sp n. (2) tiene espinas que llegan hasta el segundo tercio del cuerpo mientras que *Saccocoeloides magnus*, presenta la cutícula cubierta de espinas llegando aproximadamente hasta el acetábulo; el tegumento espinoso de *S. szidati* Travassos y col., (1969) llega hasta casi el extremo posterior del cuerpo y el tegumento de *S. nanii* esta íntegramente cubierto por espinas. *Saccocoeloides* sp n. (2) posee ventosas grandes (1:1,29) en contraste con las especies de *Saccocoeloides* que se encontraron en Loricariidae son; *S. nanii* en el intestino de *Hypostomus commersoni*, la relación Vo/Vv (1: 0,90-1: 1,11) es menor. En contraste con *S. magnus*, esta especie posee ventosas mucho más grandes (1: 1,03-1,5). Con *S. quintus* encontrada en *Loricaria anus*, no se logró realizar una correcta comparación por carecer medidas en la descripción original, como los huevos.

Saccocoeloides sp n. (2) difiere en la distribución de las glándulas del vitelo (las glándulas del vitelo de *S. szidati*, se distribuyen desde el borde anterior de la bolsa hermafrodita hasta el borde posterior del testículo. En *S. magnus* están distribuidos en dos o más grupos de posición casi íntegramente extracecal. El tamaño de los huevos (tabla 9) de *Saccocoeloides* sp n. (2) es similar a los de *S. magnus*. Los huevos de *S. szidati* y de *S. nanii*, 1996, son de menor tamaño.

Finalmente, *Saccocoeloides* sp n. (2), se caracteriza por tener el tegumento espinoso hasta el segundo tercio del cuerpo, la ventosa oral de mayor tamaño, la relación Vo/Vv; 1:1,29, en contraste con las especies de *Saccocoeloides*, que se encontraron en Loricariidae, incluida a

Saccocoelioides sp n. (1) encontrada en el presente estudio. La bifurcación de los ciegos ocurre a la altura media del acetábulo, las glándulas del vitelo son folículos irregulares, de diferente tamaño y forma, se distribuyen en dos hileras laterales y llegan hasta el borde posterior del testículo. Con la ayuda del Microscopio Electrónico de Barrido, se detectaron detalles específicos como la presencia de papilas en la ventosa oral y las espinas del tegumento presentaron una forma triangular, con estrías longitudinales de 10 pines aproximadamente.

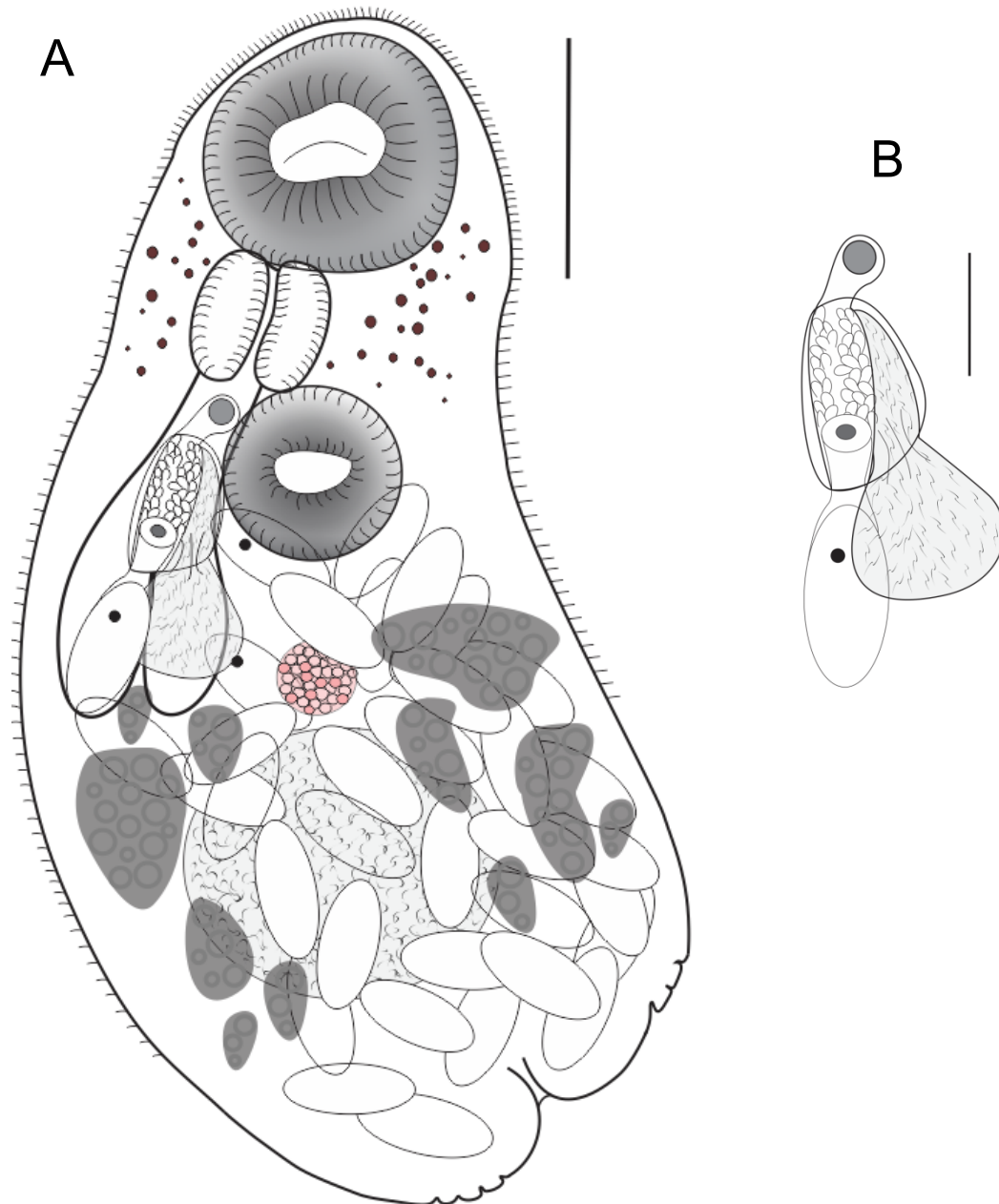


Figura 50. Esquema de *Saccocoelioides* sp. n. (2) de *Hypostomus oculus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 200 μm . B, bolsa hermafrodita, escala = 60 μm .



Figura 51. Fotografía de microscopio óptico de *Saccocoelioides* sp. n. (2) de *Hypostomus oculus*, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 200 μ m.

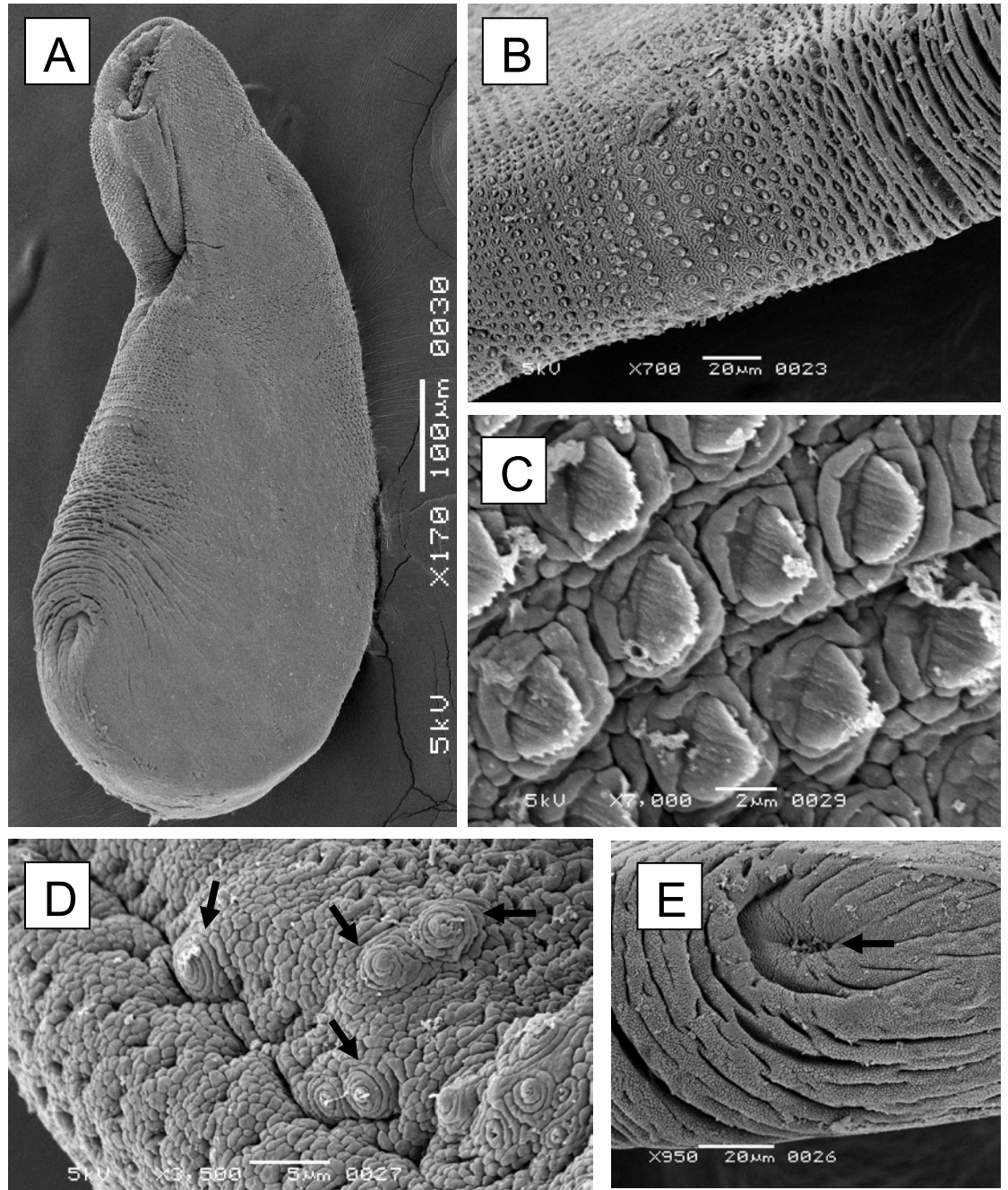


Figura 52. Fotografías del Microscopio Electrónico de Barrido (MEB) de *Saccocoelioides* sp. n. (2) de *Hypostomus oculus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto. B, detalle de las espinas que llegan hasta el segundo tercio del cuerpo. C, detalle de las espinas. D, detalle de las papilas de la ventosa oral (flechas negras). E, detalle del poro excretor.

Tabla 9. Medidas comparativas en μm de *Saccocoelioides* sp. n. (2)

	<i>S. nanii</i> Szidat, 1954	<i>S. magnus</i> Szidat, 1954	<i>S. szidati</i> Travassos y col., 1969	<i>Saccocoelioides</i> n. sp. (2)
Cuerpo, largo	800-1080	1700-1960	1590	767-1099
Cuerpo, ancho	360-480	780-100	750	345-459
V O, largo	110-180	210-270	165	169-193
V O, ancho	140-210	180-290	150	166-209
V V, largo	110-140	210-300	165	165-175
V V, ancho	130-160	270-300	165	131-149
Ancho Vo/Vv	1: 0,90-1: 1,11	1: 1,03-1,5	1: 1,1	1:1,29
Faringe, largo	70-90	110-150	120	113-143
Faringe, ancho	60-70	110-170	130	93-102
Saco hermafrodita, largo	140-230	160-220	210	115-140
Saco hermafrodita, ancho	110-130	150-220	220	84-109
Testículo, largo	160-260	300-400	390	125-236
Testículo, ancho	110-220	250-380	300	
Ovario, largo	60-100	110-150	100	98-149
Ovario, ancho	50-90	100-160	80	
Huevo, largo	70-90	62-75	108-118	92-97
Huevo, ancho	40-50	32-49	53-56	57-59

***Saccocoelioides* sp. n. (3)**

(Figuras 53-54, tabla 10)

Descripción:

Cuerpo piriforme; tegumento espinoso, hasta el segundo tercio posterior del cuerpo, 851,06-1303,65 ($1120,77 \pm 140,73$; $n = 10$) largo; 488,12-723,27 ($644,11 \pm 74,42$; $n = 10$) ancho, las células del parénquima son visibles. Ventosa oral, es sub-terminal, sub-esférica, 169,48-185,26 ($175,59 \pm 84,17$; $n = 10$) de largo, 186,13-222,94 ($207,60 \pm 12,95$; $n = 8$) de ancho. Faringe, 117,59-140,38 ($129,55 \pm 12,95$; $n = 8$) de largo, 127,77-156,46 ($142,76 \pm 8,35$; $n = 10$) de ancho, sin pre-faringe; esófago largo, post-acetabular, ciegos cortos, terminación anterior al testículo, en ejemplares juveniles, una ligera superposición al borde anterior. Ventosa ventral (acetábulo), esférica, pre-ecuatorial, 161,89-188,67 ($175,21 \pm 9,16$; $n = 9$) de largo, 178,69-201,93 ($188,97 \pm 9,97$; $n = 7$) de ancho. Relación del ancho ventosa oral/ventosa ventral, 1:1,16. Testículo simple, sub-esférico, posterior a la ventosa ventral, 191,3-295,26 ($279,53 \pm 31,24$; $n = 10$) de largo, 312,14-407,26 ($373,83 \pm 35,72$; $n = 7$) de ancho. Ovario sub-esférico, intercecal 100,45-120,92 ($113,70 \pm 7,13$; $n = 10$) largo, 105,55-126,22 ($118,06 \pm 8,44$; $n = 8$) de ancho, oviducto presente, la cámara de fecundación presenta algunos espermatozoides y se conecta el viteloducto en el borde anterior de la cámara. Receptáculo seminal y canal de Laurer, no observados. Útero sobrepasa la ventosa ventral, en los ejemplares pre-adultos, útero visible y presencia de huevos en formación, se observó una acumulación de espermatozoides en una porción del útero distal al ovario. Huevos ovalados, los proximales a la bolsa hermafrodita contienen la mancha ocular del miracidio, 91,84-102,12 ($94,86 \pm 3,37$; $n = 10$) de largo, 44,06-46,14 ($45,06 \pm 0,74$; $n = 6$) de ancho. Bolsa hermafrodita, 206,46-250,19 ($231,35 \pm 18,60$; $n = 5$) de largo, 121,64-158,89

(140,09 ± 11,03; n = 4) de ancho, está ubicada entre la faringe y la ventosa ventral, contiene la vesícula seminal interna, el metrotermo presenta cilias, tiene una vesícula seminal externa de tamaño mediano en forma de saco. Poro genital se ubica al borde lateral de la faringe. Glándulas del vitelo están formadas por folículos ovalados ligeramente irregulares, se distribuyen en dos hileras laterales en posición post-acetabular, entre la altura del ovario y el tercio posterior del testículo.

Resumen taxonómico

Hospedador: *Hypostomus oculus* Fowler, 1943 (Perciformes: Loricariidae)

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W), y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Intestino

Prevalencia: Río Bobonaza (14,97); Río Puyo (25).

Intensidad: Río Bobonaza (5,38); Río Puyo (2,85).

Intensidad media: Río Bobonaza (0,88); Río Puyo (0,71).

Comentarios:

En el presente estudio se determinó una tercera especie del género *Saccocoeloides*, por contener características del género: cuerpo piriforme, con manchas oculares en la parte anterior del cuerpo; sin pre-faringe; esófago largo; tegumento espinoso (hasta el segundo tercio posterior del cuerpo); bolsa hermafrodita, vesícula seminal interna y externa; dos ciegos cortos, sacciformes con paredes gruesas, llegan ligeramente a la al borde anterior del testículo, pero no

alcanzan la parte media; testículo simple, cerca al margen posterior del cuerpo; ovario sub-esférico, pequeño; poro genital al borde anterior del acetábulo; el útero se distribuye desde la parte anterior del acetábulo hasta el borde posterior del cuerpo; folículos vitelinos ovalados ligeramente irregulares, similar tamaño y forma, se distribuyen en dos hileras laterales en posición post-acetabular, entre la altura del ovario y el tercio posterior del testículo; huevos con mancha del miracidio; vesícula excretora en forma de Y.

Saccocoelioides sp n. (2), difiere morfológicamente de *S. chilkaensis* Dutta y Tripathi, 1995 y *S. lizae* Liu, 2002 por tener diferente distribución geográfica (India y China). De las 17 especies reportadas para América, difiere con 14: (*S. sogandaresi* Lumsden, 1963; *S. octavus* Szidat, 1970; *S. godoyi* Kohn y Miranda-Froes, 1986; *S. olmecae* Andrade, Pinacho, Hernández, Sereno, García, 2016), porque estas especies presentan el tegumento totalmente con espinas. Se distingue también de (*S. quintus* Thatcher, 1978; *S. magnorchis* Thatcher, 1978; *S. antonioi* Lunaschi, 1984; *S. carolae* Lunaschi, 1984; *S. platensis* Lunaschi, 1984) debido a la ventosa oral, que es de menor tamaño a la ventosa ventral. En cambio *S. chauhani* Lamothe-Argumedo, 1974; *S. tarpazensis* Díaz y González, 1990 tienen la ventosa oral de mayor tamaño que la ventosa ventral, pero difieren en la distribución de los folículos del vitelo. *S. rotundus* Thatcher y Jégu, 1996 presentan espinas hasta el segundo tercio del cuerpo, pero la distribución de los folículos del vitelo es posttesticular. *S. magnus* Szidat, 1954 presenta el tegumento espinoso hasta el segundo tercio del cuerpo, pero por el gran tamaño del cuerpo (1700-1960), la ventosa oral es pequeña en relación a la ventosa ventral (1:1,03-1,5). *S. szidati* Szidat, 1970, presenta la distribución de los folículos del vitelo, desde el saco hermafrodita hasta el borde posterior del testículo.

Las mayores similitudes de la especie descrita se dan con *S. lamothei* Aguirre-Macedo y Violante-González, 2008; *S. saccodontis* Thatcher, 1978 y *S. nanii* Szidat, 1954 (Tabla 10).

Saccocoeloides sp. n. (3) tiene similitud en la forma piriforme del cuerpo con *S. lamothei*, y en la presencia de ciegos cortos sacculares, difiere principalmente por el tegumento totalmente espinoso que presenta *S. lamothei*; lo cual también se presenta en *S. nanii* y *S. saccodontis*. Por el contrario *Saccocoeloides* sp. n. (3) posee espinas hasta el segundo tercio del cuerpo a la altura media del testículo. *Saccocoeloides* n. sp. (3), es similar también con *S. saccodontis* y *S. lamothei* por presentar ciegos saculares en posición pre-testicular. El testículo y ovario son grandes, los folículos vitelinos son de similar tamaño y forma, se distribuyen en dos hileras laterales y llegan hasta el borde posterior del testículo.

La distribución de las glándulas del vitelo de *Saccocoeloides* n. sp. (3), es similar a *S. nanii* y *S. saccodontis*, llegan hasta el segundo tercio del testículo o hasta el borde posterior. En lo que difiere de *S. lamothei*, es la distribución de los folículos del vitelo, son postesticular, de tamaño y forma irregular, por el contrario, los folículos vitelinos de *Saccocoeloides* sp. n. (3) son ovalados, de similar tamaño y forma. El tamaño de los huevos (92-102 x 44-46) de *Saccocoeloides* sp. n. (3), difiere de *S. lamothei*, que presentan mayor tamaño (80-135 x 50-78), (Tabla 10).

De todas las especies comparadas con *Saccocoeloides* sp. n. (3) encontrada en *Hypostomus oculeus*, la mayor similitud morfológica se da con *S. nanii* (descrita en *Prochilodus lineatus* y *Leporinus obtusidens*; redesignada con especímenes del intestino de *Hypostomus commersoni*), se parecen en el tamaño del cuerpo; pre-faringe corta; ciegos cortos, amplios y alcanzan la parte anterior del testículo; ovario intercecal y en la distribución de los folículos vitelinos. Difieren: en el tegumento totalmente espinoso que presenta *S. nanii*, mientras que *Saccocoeloides* sp. n. (3) presenta espinas hasta el segundo tercio del cuerpo a la altura media del testículo; la bifurcación de los ciegos en *Saccocoeloides* sp. n. (3), ocurre a la altura

del ovario es post-acetabular, mientras que en *S. nanii*, esta al margen del acetábulo y es ligeramente post-acetabular; el tamaño de la faringe, testículo y ovario de *S. nanii*, es menor en relación al tamaño que presenta *Saccocoeloides* sp. n. (3); el tamaño de los huevos de *Saccocoeloides* sp. n. (3) es mayor que en *S. nanii*.

Finalmente *Saccocoeloides* sp (3) difiere también de las otras 2 especies de *Saccocoeloides* descritas en el presente trabajo (tabla 11), por el tamaño y forma de las ventosas, , el tamaño y forma de los folículos de vitelo, y el tamaño del testículo y ovario.

Saccocoeloides sp. n. (3), es una nueva especie para el género, y el tercer reporte del presente estudio para Ecuador y para el hospedador, *Hypostomus oculeus*.

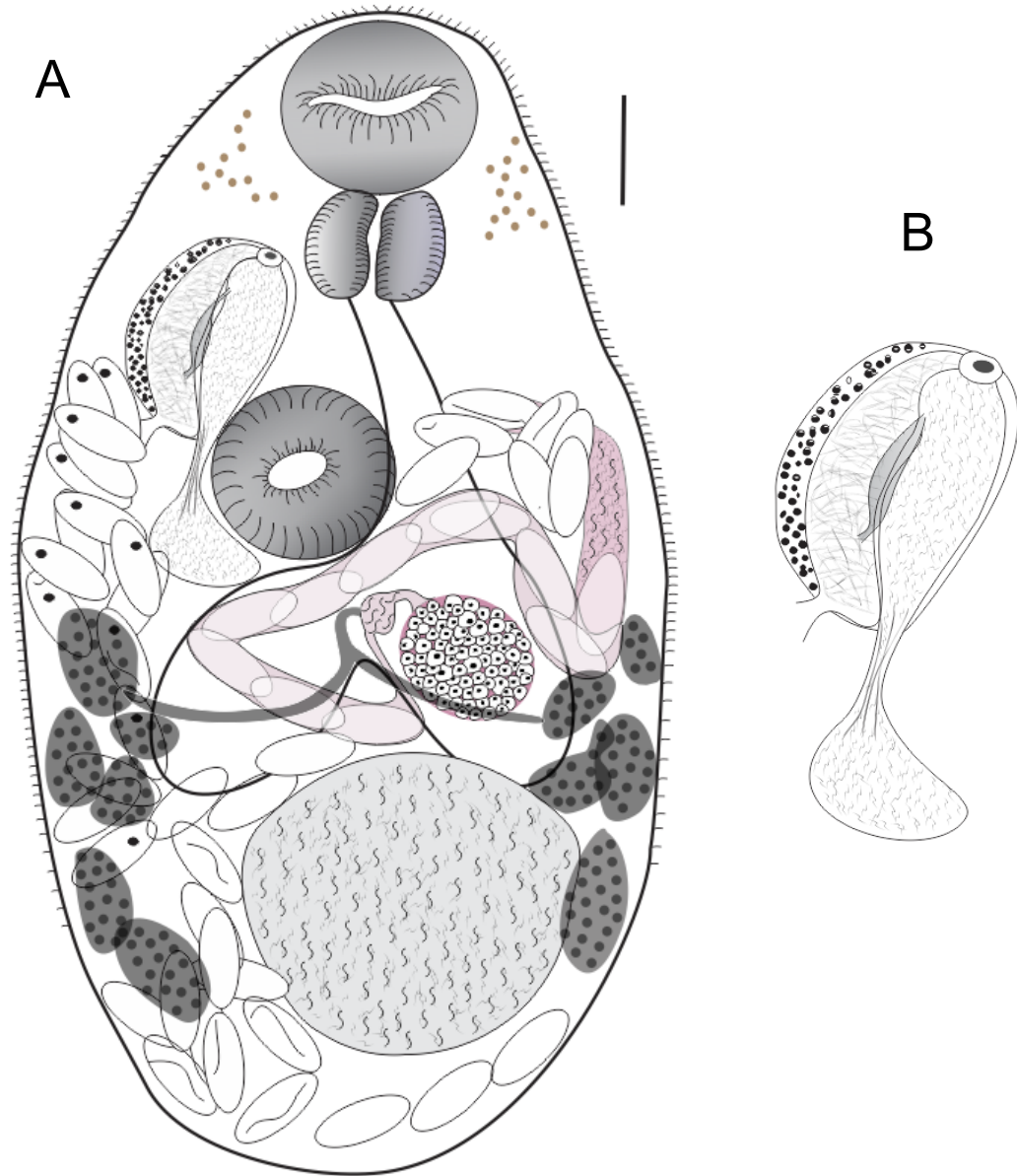


Figura 53. Esquema *Saccocoelioides* sp. n. (3) de *Hypostomus oculeus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 100 μ m. B, bolsa hermafrodita, escala = 100 μ m.

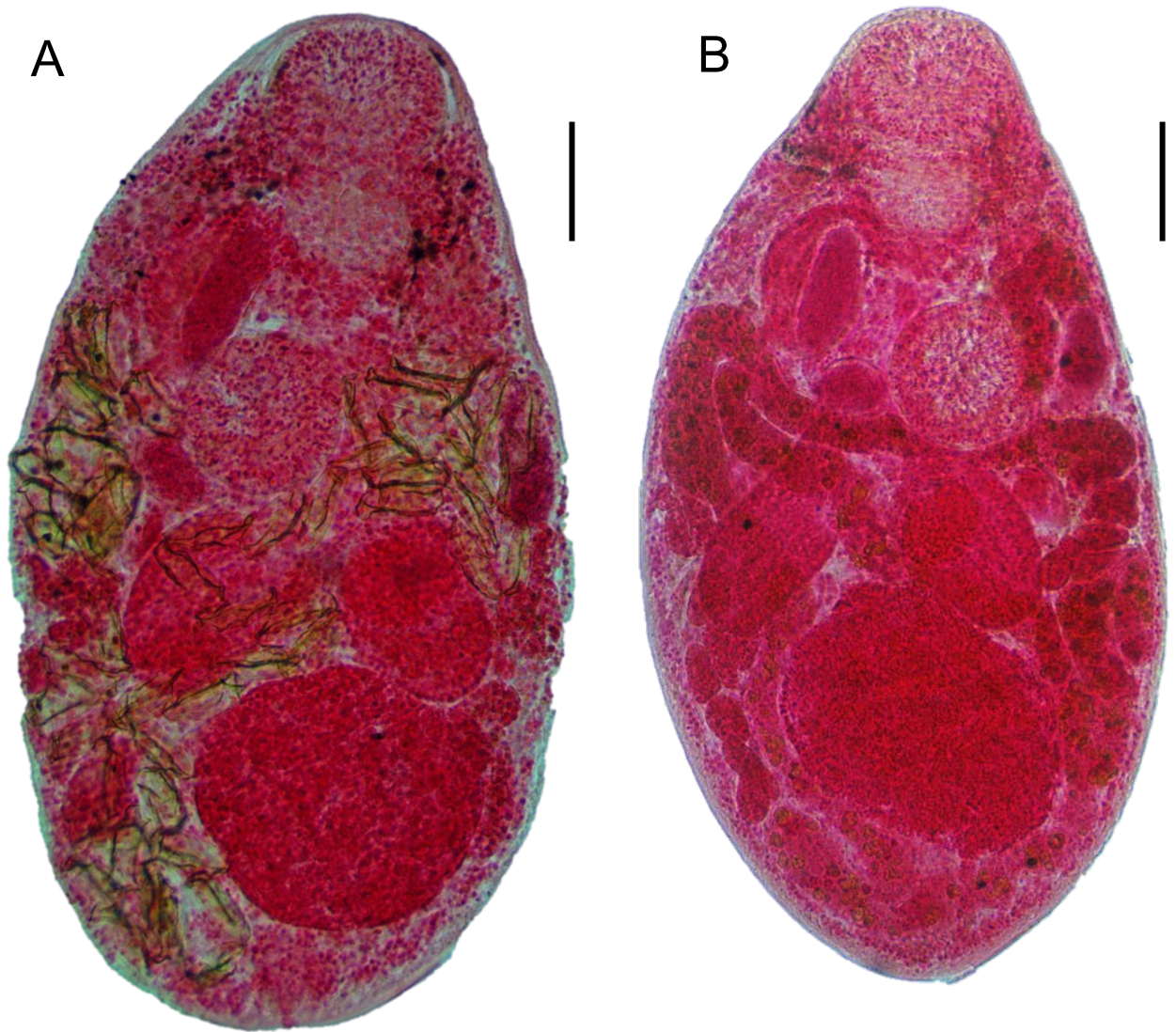


Figura 54. Fotografías de microscopía óptica de *Saccocoelioides* sp. n. (3) de *Hypostomus oculeus*. A, vista ventral de un ejemplar adulto, escala = 100 μ m. B, vista ventral de un ejemplar juvenil, escala = 100 μ m.

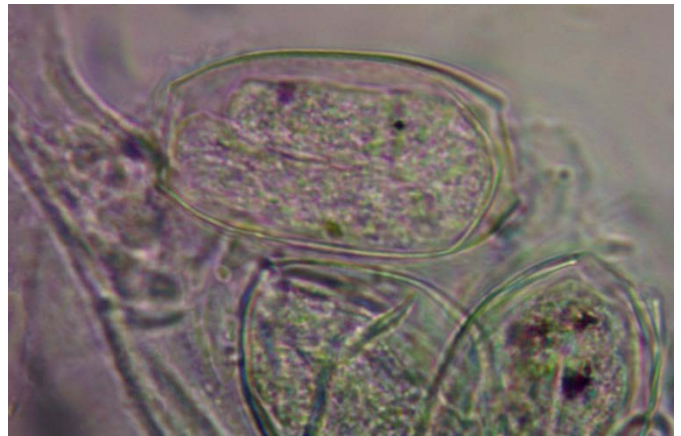
Tabla 10. Medidas comparativas en μm de *Saccocoeloides* sp. n. (3).

	<i>S. nanii</i> Szidat, 1954	<i>S. saccodontis</i> Thatcher, 1978	<i>S. lamothei</i> Aguirre- Macedo y Violante- González, 2008	<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (3)
Cuerpo, largo	800-1080	740-1200	420-850	851-1304
Cuerpo, ancho	360-480	310-460	240-510	488-723
V O, largo	110-180	80-130	62-155	170-185
V O, ancho	140-210		77-127	186-223
V V, largo	110-140	110-130	71-112	162-189
V V, ancho	130-160		82-107	179-202
Ancho Vo/Vv	1: 0,90-1: 1,11	-	1:0,84-1,23	1: 1,10
Pre-faringe		-	7,5-12	-
Faringe, largo	70-90	80-130	52-112	118-140
Faringe, ancho	60-70	-	55-97	128-157
Saco hermafrodita, largo	140-230	82-110	100-215	207-250
Saco hermafrodita, ancho	110-130	110-150	60-130	122-159
Testículo, largo	160-260	-	90-152	191-295
Testículo, ancho	110-220	-	67-137	312-407
Ovario, largo	60-100	-	42-62	101-121
Ovario, ancho	50-90	-	25-42	106-126
Huevo, largo	70-90	62-80	80-135	92-102
Huevo, ancho	40-50	29-34	50-78	44-46

Tabla 11. Comparación de las medidas en μm de las especies de *Saccocoelioides*, de *Hypostomus oculeus*, descritas en el presente trabajo.

	<i>Saccocoelioides</i> sp. n. (1)	<i>Saccocoelioides</i> sp. n. (2)	<i>Saccocoelioides</i> sp. n. (3)
Cuerpo, largo	490,22-1036,3	766,62-1098,60	1303,65-851,06
Cuerpo, ancho	182,24-305,31	344,62-458,82	723,27-488,12
VO, largo	116,26-174,26	168,62-193,31	169,48-185,26
VO, ancho	108,00-178,17	165,45-209,41	186,13-222,94
VV, largo	103,83-131,32	165,40-175,25	161,89-188,67
VV, ancho	119,19-126,4	130,45-148,81	178,69-201,93
Ancho Vo/Vv	1:1,16	1:1,29	1:1,10
Pre-faringe	53,43-88,02	-	-
Faringe, largo	64,01-83,57	113,38-142,77	117,59-140,38
Faringe, ancho	52,07-66,42	92,62-102,15	127,77-156,46
Saco hermafrodita, largo	163,40-216,75	114,65-139,90	206,46-250,19
Saco hermafrodita, ancho	66,80-89,66	83,87-108,66	121,64-158,89
Testículo, largo	61,65-107,43	124,65-236,41	191,3-295,26
Testículo, ancho	75,75-87,64		312,14-407,26
Ovario, largo	36,40-39,02	146,60-166,97	100,45-120,92
Ovario, ancho	38,32-43,83		105,55-126,22
Huevo, largo	78,6-97,87	91,59-96,90	91,84-102,12
Huevo, ancho	37,75-42,70	57,29-58,95	44,06-46,14

Nematodes de vida libre en branquias



3.5. NEMATODES DE VIDA LIBRE EN BRANQUIAS

En los peces revisados no se encontraron nematodos parásitos en los órganos internos. Por otra parte los análisis realizados del tejido muscular en búsqueda de estadios larvales de *Gnathostoma* no dieron resultados positivos. En este último caso la mayoría de los análisis se realizaron con músculo previamente fijado en formol por lo que los resultados obtenidos si bien fueron negativos necesitarían de un mayor número de peces revisados a partir de músculo fresco como para concluir la ausencia del parásito. Esto último teniendo en cuenta la existencia previa de casos de Ganosthomiasis en Ecuador.

En relación con este grupo de invertebrados se observaron únicamente nematodos aparentemente de vida libre en las branquias de *Hypostomus oculeus*, en 14 casos (Prevalencia 18,67). Ante la duda de que pudiera tratarse de alguna especie epibionte de nematode como ocurre por ejemplo en especies que se hallan normalmente en las piezas bucales de crustáceos se realizaron cortes histológicos para poder entender un poco más sobre la posible relación. Los cortes mostraron atrofia del epitelio del filamento branquial, entre las laminillas branquiales, no se observó ruptura del tejido en el lugar de apoyo del nematode. Presentó pérdida de los capilares laminillares, con una visible separación del epitelio de la laminilla branquial, generalmente esta lesión se halla asociada a procesos de edema. En el espacio entre dos filamentos branquiales se pudo observar una disminución de la cantidad de laminillas branquiales e incluso en algunos sectores una ausencia de las mismas. En los sectores mencionados anteriormente también se observó hiperplasia, esta reacción puede deberse a un espesamiento del tejido branquial ya sea por fusión de laminillas y/o filamentos. Presentando un infiltrado celular importante, sobre todo de eritrocitos y células eosinófilas granulares.

3.5.1. Descripción de las lesiones

Se observó una lesión incidental en las mismas laminillas donde se encontraban los nematodos, los epiteliocitos, son estructuras basófilas, de forma esférica adheridas al espacio interlaminillar. Estas estructuras se encuentran recubiertas por un epitelio superficial y en algunas laminillas. Se observó la pérdida de los capilares laminillares. También se pudo observar un coloide de forma esférica u oval que presentó una coloración acidófila homogénea. A mayor magnificación, en las zonas en donde los quistes tomaron contacto con el filamento branquial, si existió la pérdida de arquitectura de este órgano.

En relación a la ubicación particular de este nematode, la bibliografía consultada permitió determinar que existen hasta el presente solo tres especies de nematodes parásitos presentes en las branquias de peces, pero su ubicación es interna. *Histodytes microcellatus* Aragort, Alvarez, Iglesias, Leiro y Sanmartin, 2002 (Dracunculoidea), parásito del pez *Raja microcellata*, *Moravecía australiensis* (Dracunculoidea).

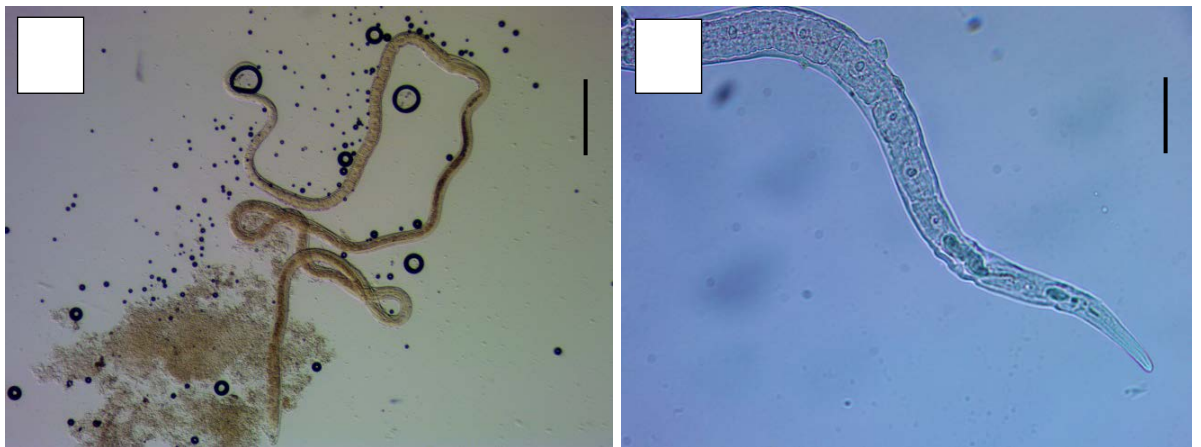


Figura 55. Fotografías de microscopio óptico de nematode de vida libre en branquias. A, nematode adulto hembra, escala = 300 μm . B, detalle, extremo anterior, escala = 30 μm .

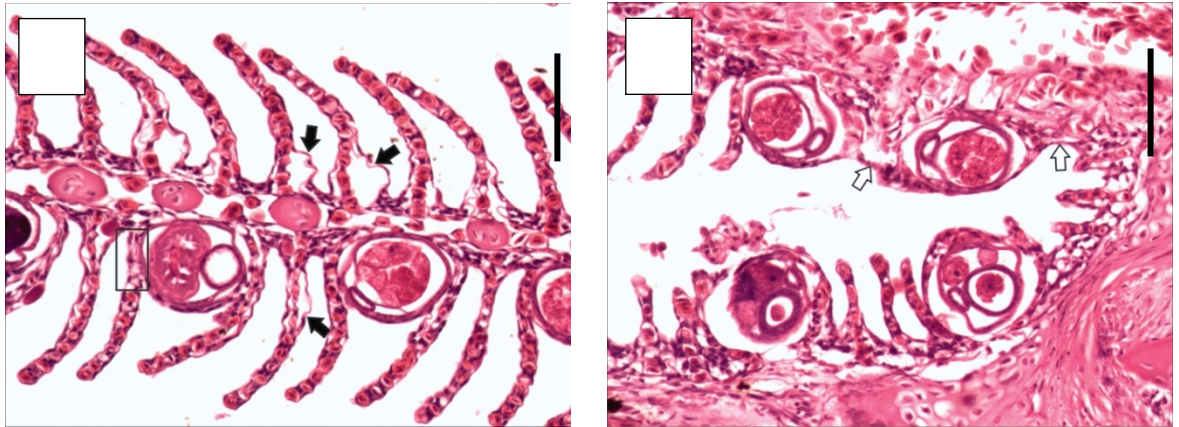


Figura 56. Nematode, corte histológico transversal de branquiales. A, no se observa ruptura del tejido, pero existe pérdida de los capilares laminillares (recuadro), la separación del epitelio es visible en la laminillas branquiales (flechas negras), escala = 50 μ m. B, disminución de laminillas branquiales, sectores con ausencia de las mismas (flechas blancas), hiperplasia, puede ser por espesamiento del tejido branquial o fusión de laminillas y/o filamentos. Abundante infiltrado celular, (eritrocitos y células eosinófilas granulares), escala = 50 μ m.

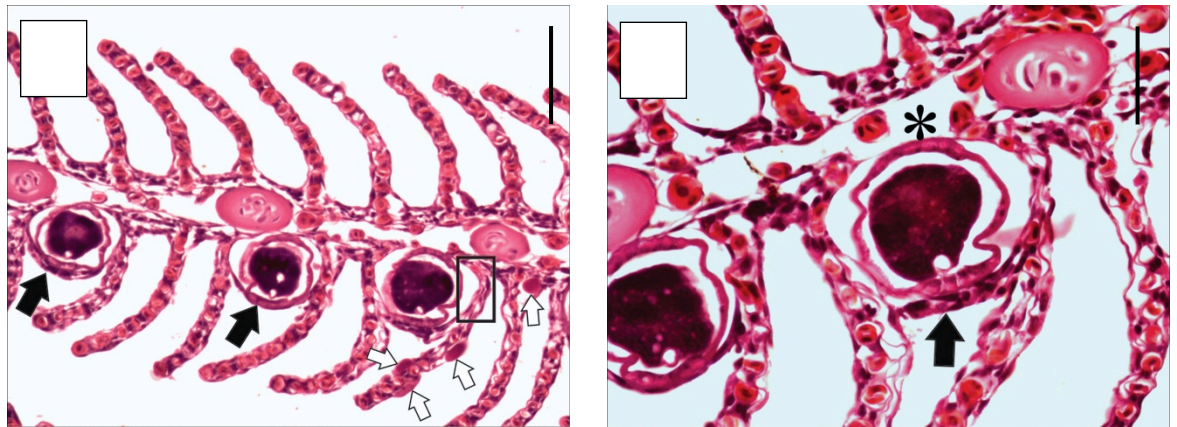


Figura 57. Lesión incidental de epitelioquistes en branquias. A, estructuras basófilas, esféricas adheridas al espacio interlaminillar, recubiertas por epitelio superficial (flechas negras) y en algunas laminillas (recuadro) pérdida de los capilares. Coloide (flechas blancas) con coloración acidófila homogénea, escala = 50 μ m. B, en las zonas en donde los quistes toman contacto con el filamento branquial, se observa pérdida de la arquitectura (asterisco), escala = 25 μ m.

Isópoda



Riggia puyensis sp. n.

3.6. ISOPODA

Orden Isopoda Latreille, 1817

Suborden Cymothoida Wägele, 1989

Familia Cymothoidae Leach, 1818

Genero *Riggia*, Szidat, 1948

***Riggia puyensis* n. sp.**

(Figuras 59-65, tabla 12)

Descripción:

Hembra: Cuerpo dorsalmente convexo, en vista lateral, alta (figura 60 A-C), con pigmentación en la cara externa del pereonite. Pleotelson sub triangular, base sub cuadrangular. Cephalon inmerso en el pereonite 1, con ojos grandes. Antena con 9 segmentos (figura 61 A). Anténula más corta que la antena, con 8 segmentos. Finaliza con espina (figura 61 B). Piezas bucales: Mandíbula redondeada, bipartita, densamente cubierta con espínulas. La mandíbula se ubica en dirección al plano sagital. El palpo es semejante en longitud a la mandíbula, con tres artículos: una espina apical; una seta sobre el artículo medio del lado interno, y el artículo basal con una seta. El palpo se ubica mirando hacia afuera (figura 61 C). El maxilar es bilobulado, de ubicación terminal, con dos espinas prominentes en cada lóbulo. Presenta escalas que poseen numerosas setas finas como "pelos" (figura 61 E). La maxilula posee 5 espinas curvadas, tres terminales, una subterminal y otra basal (figura 61 D, E). El maxilipedio presenta setas laterales, largas y plumosas, un palpo, con escalas que llevan numerosas setas finas como "pelos", y una pequeña espina robusta terminal, con su extremo apical levemente bífido (figura 61 A, B y C).

El perion presenta pereiópodos (figura 63 A-G), curvados, 1-6 con cinco artículos y una fuerte garra apical. El Pereiópodo 7 es más largo y no muestra garra, la parte externa de los 3°, 4°, 5° artículos, presentan espínulas distribuidas en 2-3 hileras a través del 4° y 5° artículo. El 3° artículo sólo en el primer tercio apical. Espínulas bifurcadas. El área mixal de los pereiópodos muestran pequeñas estructuras, como papilas. El 1° pereiópodo con cuatro papilas, el 2° pereiópodo con siete papilas, el 3° pereiópodo con doce papilas, el 4° pereiópodo con cuatro papilas, el 5° pereiópodo con seis papilas, el 6° pereiópodo con dos papilas, y el 7° pereiópodo sin papilas. Pleon con 5 pleopodos alargados, redondeados (figura 63 A-E), bilaminados (excepto el 2° pleópodo, trilaminado), exópodos ovoides, endopodos más cortos que los exodopodos. Los primeros pleopodos son más afinados que los anteriores. El 1° y 2° pleópodo con cinco espinas en la base, el 3° pleópodo con una espina y el 4° y 5° pleópodo sin espinas. El urópodo (figura 64 F) alargado con pequeñas espinas como "pelos" en el borde, el pleotelson cubierto dorsalmente.

Macho: (Basado en 3 especímenes, las mediciones de la Tabla 12): Cephalon, pequeño, no inmerso en el 1° pereonite, con melanóforos dorso-laterales. Ojos desarrollados (figura 65 A). Antena (figura 65 B) con 8 segmentos, segmento distal con una corona de espinas. Anténulas con 7 segmentos, el penúltimo segmento con una espina. El último segmento posee una espina apical. Anténulas con 7 segmentos, el penúltimo segmento de la espina, (figura 65 C). En la mandíbula (vista por transparencia) se observa la cara oclusal con espinas. La maxila con un segmento, la base con dos espinas y una corona de espinas. La maxílula posee dos segmentos, con cuatro espinas en el segmento apical. El maxilipedio en forma de hoja, sobre las mandíbulas, sin la presencia de setas. Los pereiópodos 1-5 (figura 65 D-H) son curvados, con un segmento distal que termina en garra. El 6° pereiópodo sin garra. Pereiopodos con cinco

segmentos. El penúltimo segmento del 3°, 4° y 5° pereiópodos cubierto con pequeñas escamas, similares a la hembra pero sin pelos. La garra área myxal con espinas bífidas, en el 1° y 2°, pereiópodo con 5 espinas; el 3° y 4° pereiópodo con 1 espina, el 5° pereiópodo con cuatro espinas, el 6° segmento sin garra y espinas, el margen de los pleópodos con pelos largos. El apéndice masculino en el 2° pleópodo, apenas fue visible.

3.6.1. Descripción de las lesiones

Este parasito se ubica en la región abdominal del hospedador dejando una pequeña abertura en el flanco lateral para poder respirar. El cuerpo de los individuos adultos ejercen una gran presión sobre todos los órganos abdominales y aparece cubierto por un tejido del hospedador.

En la organización normal (figura 65 A-B) de la epidermis abdominal del hospedador, se observó un epitelio estratificado plano, con un estrato basal de células germinativas y en la superficie numerosas células mucosas. Debajo de la epidermis se encontraron melanóforos. La dermis posee una gruesa capa de tejido conjuntivo denso con abundantes fibras de colágeno (figura 65 C-D). En la organización del tegumento anormal, la epidermis se podía diferenciar de algunas células epiteliales, otras en estado picnótico, con observación de infiltrado leucocitario y ruptura en algunos sectores del epitelio. En otras áreas hubo una pérdida de la arquitectura normal. También se observó en los lugares de apoyo del parásito un adelgazamiento epitelial con el consecuente aplanamiento de las células epiteliales, pérdida de las células mucosas y un considerable aumento de linfocitos (figura 66 A). En otros lugares de apoyo, las células del epitelio se encontraban muy aplanadas, pero se conservaban (figura 66 B). A diferencia de otros lugares de apoyo del parásito, en ciertas áreas, la epidermis presentó ruptura de la superficie con destrucción total del epitelio (figura 66 C-D).

Resumen Taxonómico

Hospedador: *Chaetostoma breve* Regan, 1904 y *Chaetostoma microps* Günther, 1864.

Localidad: Río Bobonaza (1° 35' 06,8" S; 77° 44' 15,5" W) y río Puyo (1° 35' 22,7" S; 77° 54' 13,6" W).

Localización: Cavidad abdominal, una ulceración con presencia de una cápsula del isópodo localizado cerca de la aleta pectoral en el lado izquierdo y derecho.

Prevalencia: *Chaetostoma breve* (1,9 %) y en *Chaetostoma microps* (2,2 %).

Intensidad: 1

Comentarios

El género *Riggia*, incluye cinco especies; *R. paranaensis* Szidat, 1948; *R. brasiliensis* Szidat y Schubart 1960; *R. nana* Szidat y Schubart 1960; *R. acuticaudata* Thatcher, Lopes, Froehlich, 2002 y *R. cryptocularis* Thatcher, Lopes, Froehlich, 2003. Todos parásitos de peces de agua dulce, distribuidos en América del Sur. Se reportó *Riggia paranaensis* en *Platanus cyphocharax* en Argentina (Szidat, 1948) en *Cyphocharax gilbert* en Brasil (Bastos y Thatcher, 1997; Lins y col., 2008). *R. brasiliensis* en *Leporinus copelandii*, *L. octofasciatus*, *Leporellus vitattus*, y *Schiozodon nasutus* en Brasil (Szidat y Schubart, 1960); *R. nana* en *L. vitattus*, *L. striatus*, y *S. nasutus* en Brasil (Szidat y Schubart, 1960). *R. acuticaudata* en *Ancistrus* sp., en Brasil (Thatcher y col., 2002; Oda y col., 2015); y *R. cryptocularis* en *Odontostilbe paraguayensis* y *Ancistrus* sp, en Brasil (Thatcher y col., 2003).

En Ecuador, se han reportado isópodos en peces de agua dulce (Leigh-Sharpe, 1937; Anaguano-Yancha y Brito, 2015; Junoy, 2015); *Asotana splendida* Leigh-Sharpe, 1937 en un pez cuyo nombre vulgar es «bocachico», del río Napo (Leigh-Sharpe, 1937); *Riggia* sp.,

parasitando *Chaetostoma* sp., y en *Rhamdia quelen* (Anaguano-Yancha y Brito, 2015); y *Artistone trysibia* Schioedte, 1866 en un loricárido *Chaetostoma dermorhynchum*, en la región amazónica de Ecuador (Junoy, 2015).

Los isópodos encontrados en el presente estudio, concuerdan con la descripción de *Riggia* (Szidat, 1948; Bastos y Thatcher, 1997 y Thatcher y col., 2002) por la presencia de placas coxales fijas al pereonito I, el VII par es simple sin garra, y pleon-pleotelson fusionados.

Riggia puyensis n. sp., se caracteriza por el tamaño de la hembra (tabla 13), la presencia de ojos desarrollados, el pleotelson agudo; orientación y conformación de la mandíbula y palpo; la presencia de setas plumosas en el maxilipedio, pelos con escalas en la maxila, maxílula, pereiópodos y la conformación de espinas en los pleópodos. De 236 peces capturados por bycatch, se hallaron en un total de 5 peces parasitados. De ellos, 5 isópodos eran hembras (en 3 hembras se obtuvieron 3 machos).

Riggia puyensis n. sp., posee ojos desarrollados y un tamaño más grande (tabla 13), a diferencia de *R. cryptocularis* y *R. nana*. El palpo de *R. puyensis* n. sp., tiene una espina en el artículo apical y una en el artículo basal, a diferencia de las 3 espinas en el artículo apical del palpo de *R. paranensis*. El maxilipedio en *R. puyensis* n. sp., está cubierto con setas plumosas, pero en *R. paranensis*, es simple. La maxilula tiene cinco espinas curvadas, tres terminales, una subterminal y otra más abajo que en *R. puyensis* n. sp.; mientras que, la misma estructura en *R. paranaensis* muestra cuatro espinas terminales y una subterminal.

Respecto de la mandíbula y orientación del palpo (similar a *R. cryptocularis*), tiene la seta plumosa en el maxilipedio, las espinas en los pereiópodos, especialmente en el pereiópodo 7 (y en la zona mixal de los otros pereiópodos). Los pleopodos tienen la presencia de escamas con espinas como «pelos» en la maxila, la disposición de las espinas en la maxilula, pleotelson es

más agudo (no redondeado). El tamaño de la hembra, permite diferenciar *Riggia puyensis* n. sp., de *R. acuticaudata*.

Las otras especies del género, parasitan en el lado izquierdo de la cavidad abdominal del pez hospedador (Thatcher y col., 2002). Los especímenes de *Riggia puyensis* n. sp., fueron encontrados parasitando ambos lados del hospedador.

Riggia puyensis sp. n. fue encontrado en *Chaetostoma microps* Günther, 1864 y *C. breve* Regan, 1904 de los ríos Puyo y Bobonaza en Ecuador, el hallazgo representa un nuevo sitio y hospedador de este género, es la sexta especie del género descrita y la distribución geográfica se extiende hacia el norte.



Figura 58. Fotografías de los hospedadores. A, *Chaetostoma breve* Regan, 1904. B, *Chaetostoma microps* Günther, 1864.

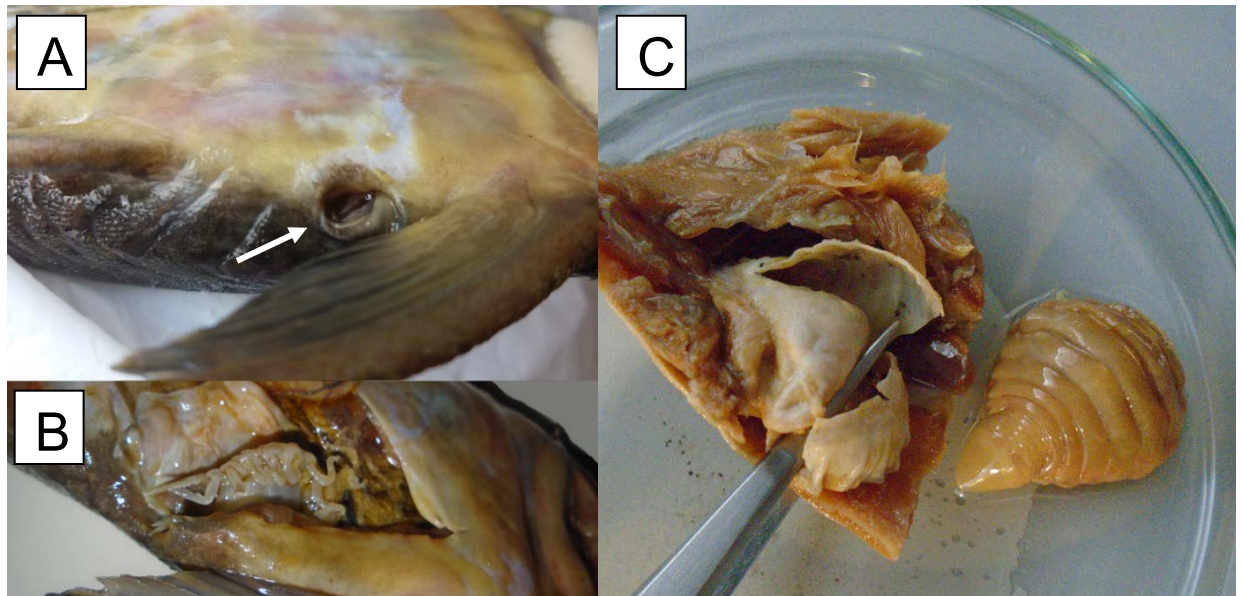


Figura 59. Fotografías *Riggia puyensis* n. sp., en el hospedador. A, vista lateral del hospedador, parasitado por *R. puyensis* n. sp. B, vista ventral del hospedador diseccionado. C, detalle del tejido del hospedador (flecha), que cubre al isópodo.

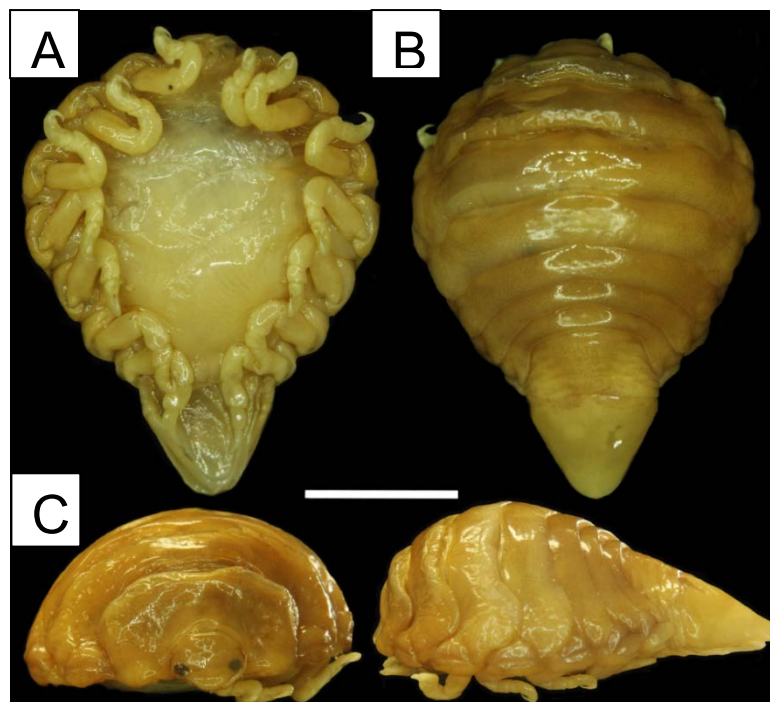


Figura 60. Fotografías de Isópodo hembra *Riggia puyensis* n. sp. A, vista ventral, escala = 10 mm. B, vista dorsal, escala = 10 mm. C, vista frontal y lateral, escala = 10 mm.

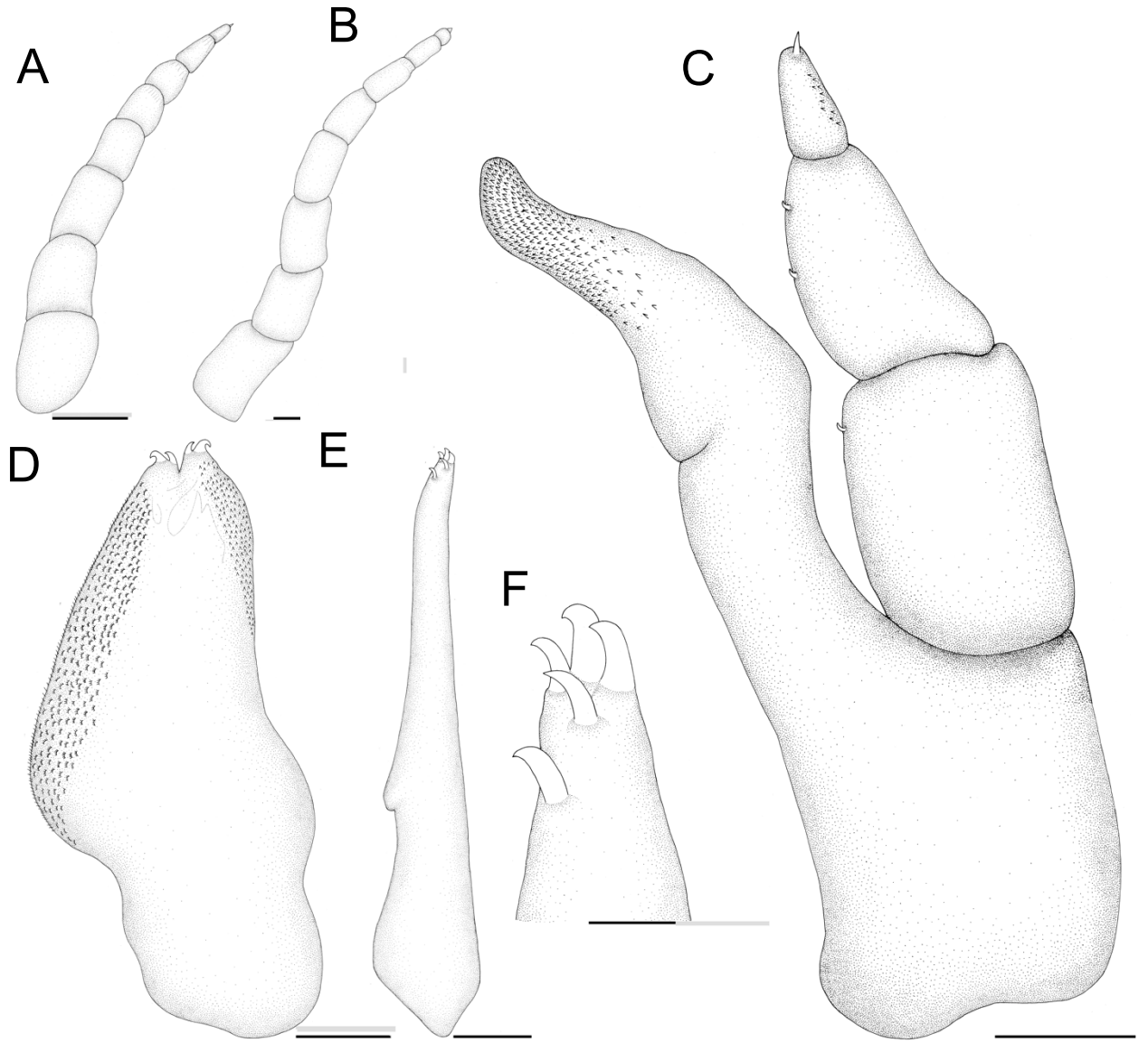


Figura 61. Esquema de la hembra *Riggia puyensis* n. sp. A, antena. B, anténula. C, y palpo maxilar inferior. D, maxilula. E, maxilar. F, detalle de la punta del maxilar. Las barras de escala: A-E = 300 μ m, F = 75 μ m.

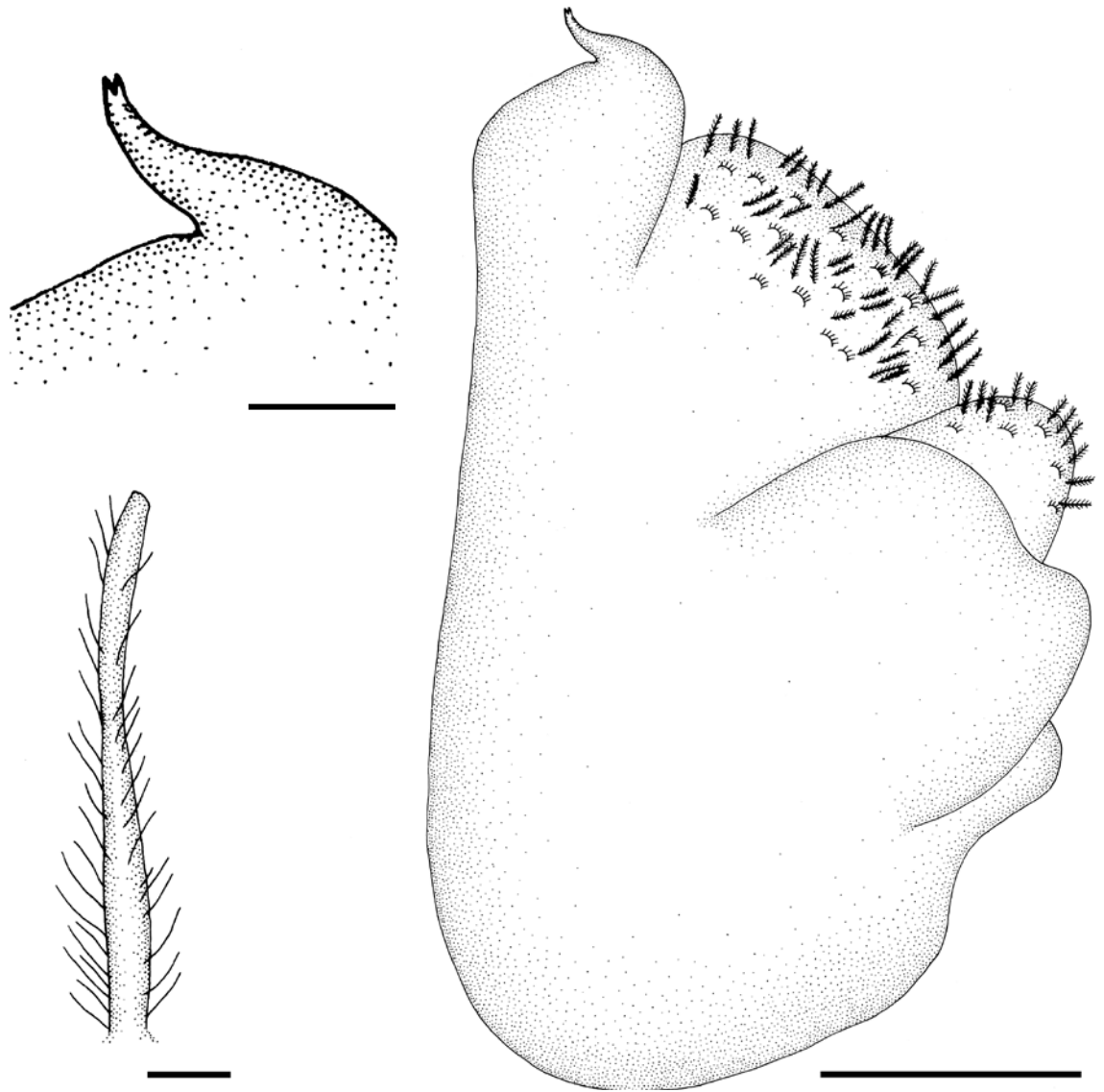


Figura 62. Esquema del maxilipedio, hembra *Riggia puyensis* n. sp. A, detalle de la punta maxilipedio. B, maxilipedio. C, setas plumosas. A = 80 μm , B = 300 μm , C = 22 μm .

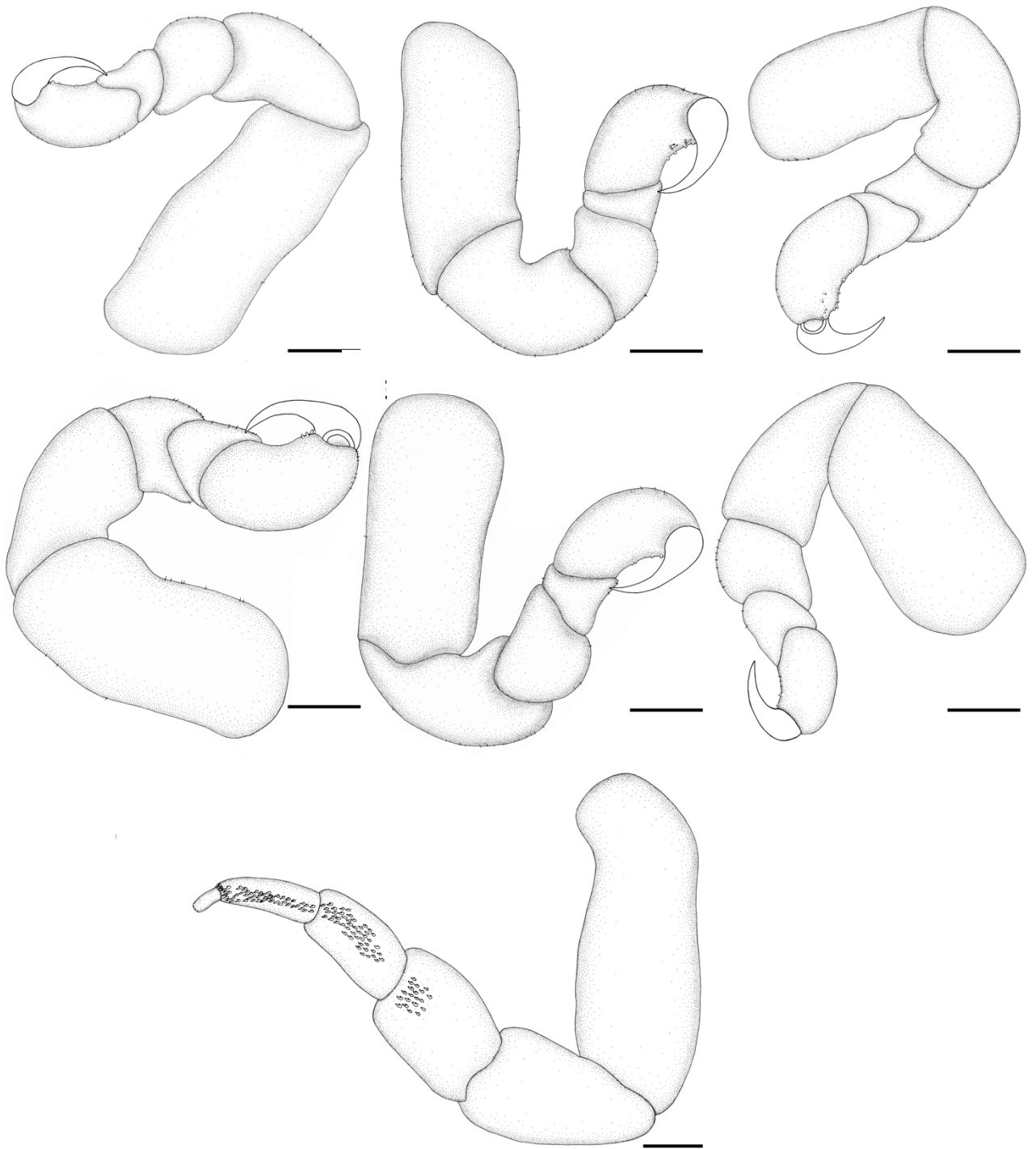


Figura 63. Esquema de pereiópodos, hembra *Riggia puyensis* n. sp. A, primer pereiópodo. B, segundo pereiópodo. C, tercero pereiópodo. D, cuatro pereiópodo. E, quinto pereiópodo. F, sexto pereiópodo. G, séptimo pereiópodo. Barras de escala: A-G = 1 mm.

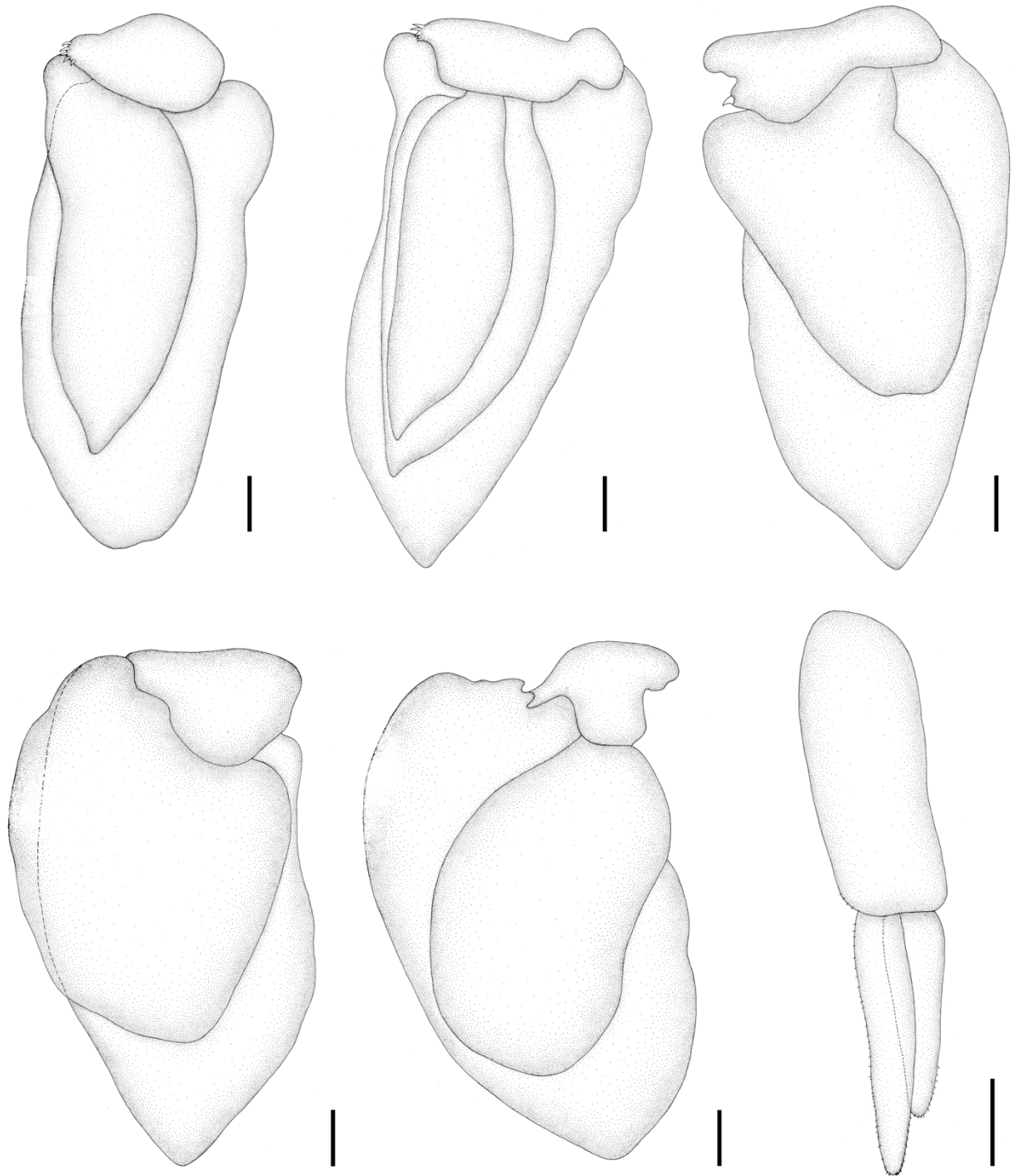


Figura 64. Esquema de la hembra *Riggia puyensis* n. sp. A, primer pleópodo. B, segundo pleópodo. C, tercer pleópodo. D, cuarto pleópodo. E, quinto pleópodo. F, urópodo, escala A-F= 1mm.

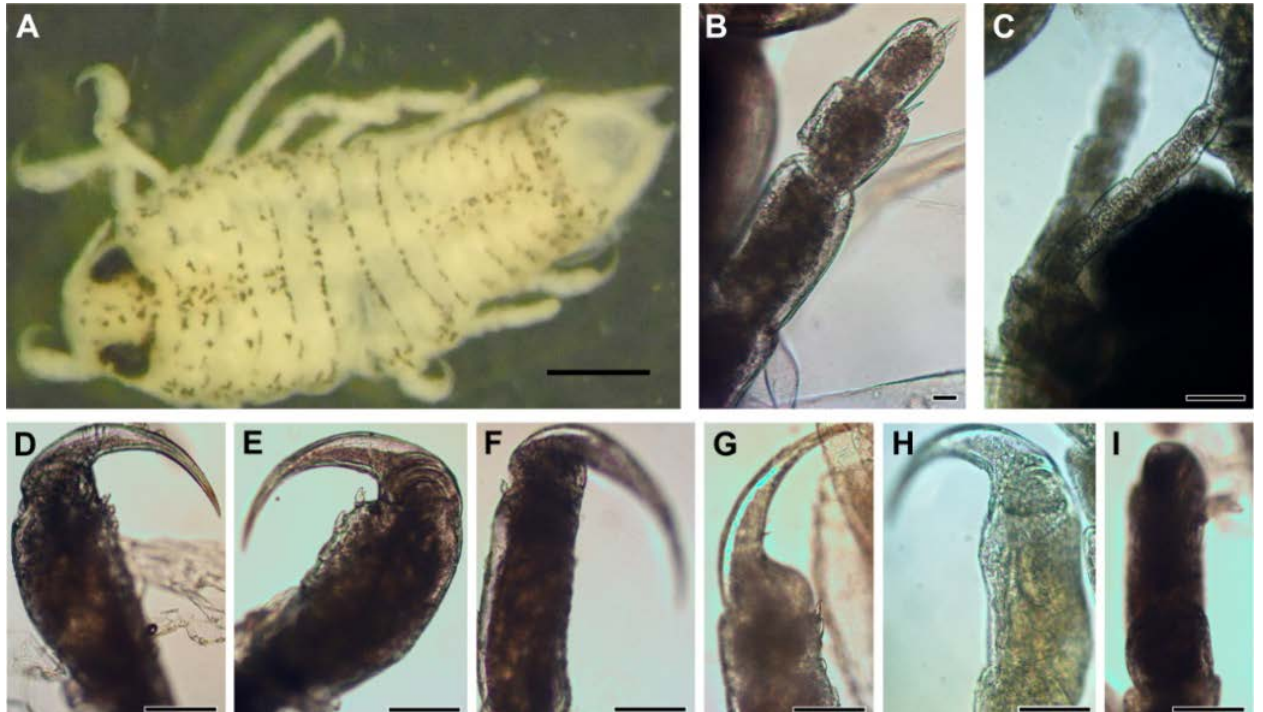


Figura 65. Fotografías, macho *Riggia puyensis* n. sp. A, vista dorsal. B, antena. C, anténula. D-I, primer a sexta punta de pereiópodos. Escala, A = 700 μ m, B = 20 μ m, C-I = 100 μ m.

Table 12. Medidas comparativas en μ m de *R. puyensis* n. sp., con otras especies de *Riggia*.

		<i>Riggia</i> <i>puyensis</i> n. sp.	<i>R.</i> <i>paranaensis</i>	<i>R.</i> <i>acuticauda</i>	<i>R.</i> <i>cyptocularis</i>	<i>R.</i> <i>brasiliensis</i>	<i>R.</i> <i>nana</i>
HEMBRAS							
	L	27,8 (25-29,9)	21 (14-28)	13,3 (11-16)	20	33	14
Cuerpo	A	20,24 (17,4-23)	16 (10-20)	8,4 (6-10)	13	23	10
	D	11,31 (10,21-13,5)		4,3 (3-5)	-	-	-
Pleotelson	L	13,16 (10,83-15,5)	7,7 (5-10)	3 (2,5-4)	6,5	-	-
	A	8,14 (7,2-9,5)	7,2 (4 -9)	3 (2,5-3,5)	5,3	-	-
MACHOS							
	L	4,37	6 (4-8)	-	-	-	-
Cuerpo	A	1,87	3,5 (2-5)	-	-	-	-
	L	1,07	3 (1,8-4,5)	-	-	-	-
Pleotelson	A	1,12	1,5 (1-2)	-	-	-	-

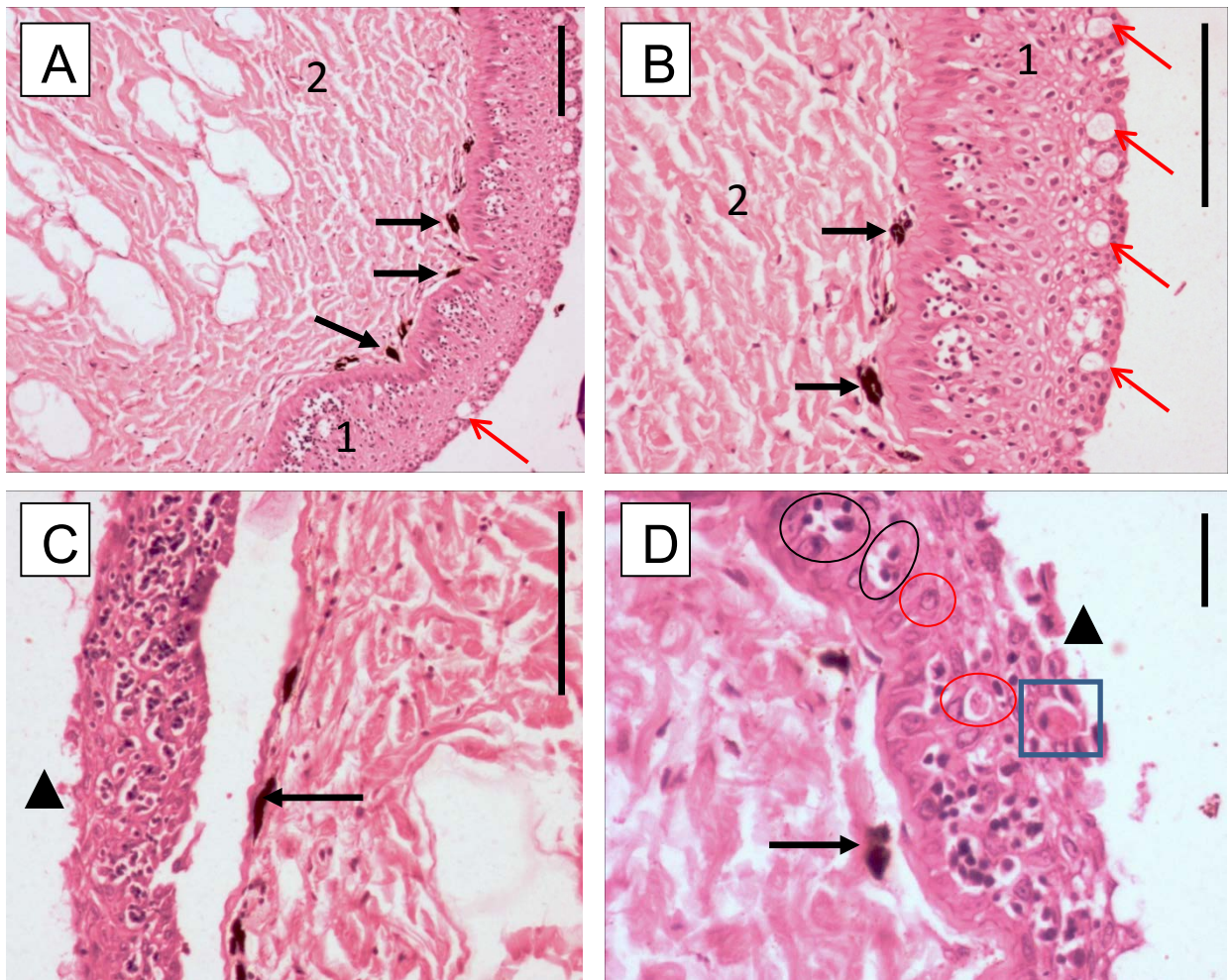


Figura 66. Fotografías en microscopio óptico de corte histológico transversal. Lesiones en la epidermis del hospedador por *Riggia puyensis* n. sp. A y B, organización normal de la epidermis del abdomen (1), epitelio estratificado plano, con estrato basal de células germinativas, en la superficie numerosas células mucosas (flechas rojas). Debajo de la epidermis existen melanóforos (flechas). La dermis posee una gruesa capa de tejido conjuntivo denso (2) con abundantes fibras de colágeno, escala: A y B = 100 μ m. C y D, sectores de tegumento anormales. Epidermis con algunas células epiteliales (círculos rojos), otras en estado picnótico (círculos), infiltrado leucocitario (cuadrado) y ruptura en algunos sectores del epitelio (triángulos), escala: C = 100 μ m, D= 50 μ m.

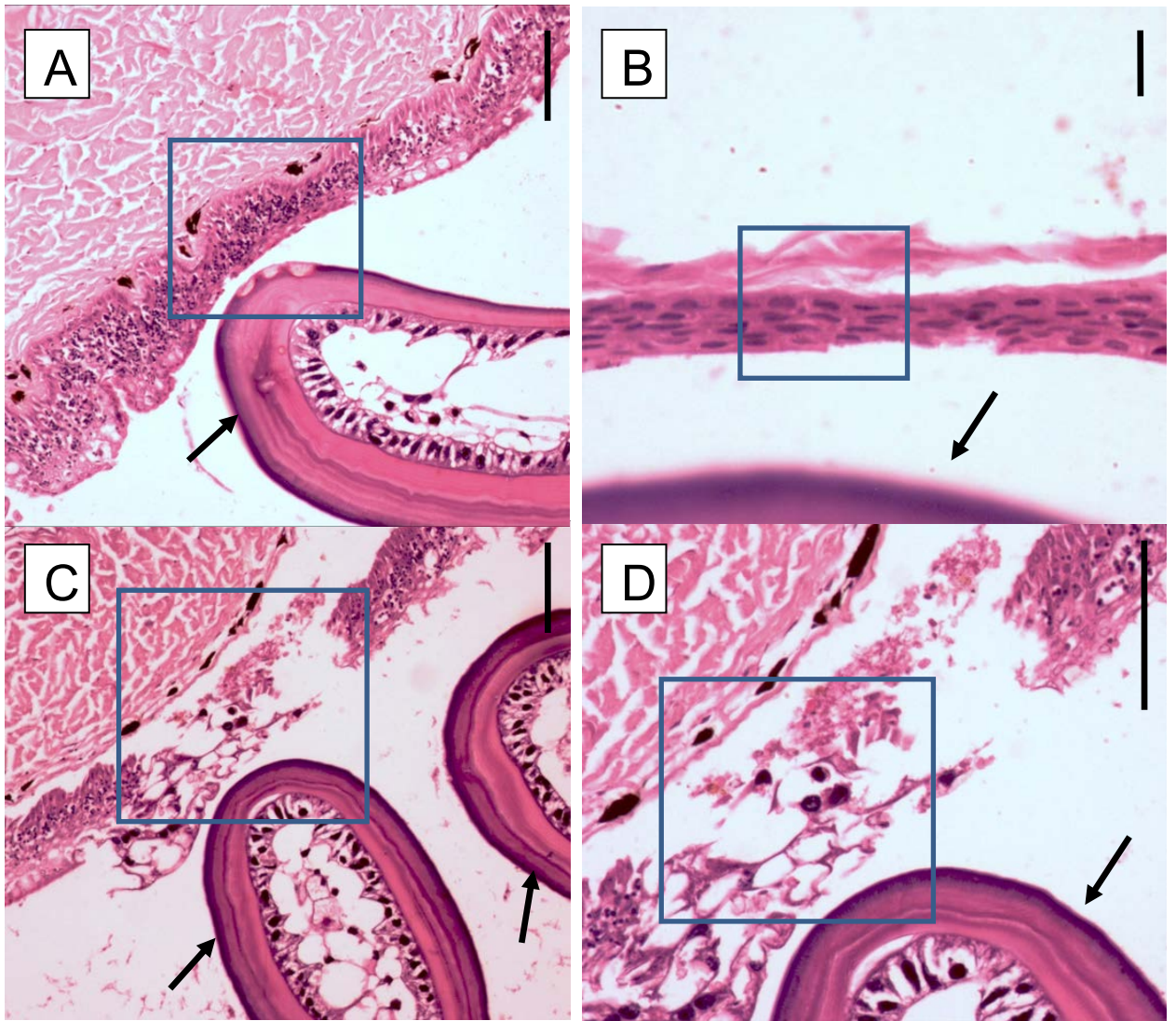


Figura 67. Fotografías en microscopio óptico de corte histológico transversal, lesiones por *Riggia puyensis* n. sp., en lugares de apoyo. A, se observa un adelgazamiento con el consecuente aplanamiento de las células epiteliales (cuadrado), pérdida de las células mucosas y un considerable aumento de linfocitos, escala = 80 μ m. B, adelgazamiento de la epidermis, con células epiteliales muy aplanadas (cuadrado), pero las células del epitelio se conservan, escala = 20 μ m. C y D, lugares de apoyo por *Riggia puyensis* n. sp., con ruptura de la epidermis y destrucción total del epitelio (cuadrado), escala = 80 μ m.

Parámetros físico-químicos del agua



3.7. PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DEL AGUA

Se realizó un monitoreo de Temperatura °C, pH y TDS mg/l, a los ríos Puyo y Bobonaza, en la temporada lluviosa y seca.

Tabla 13. Resultados de Parámetros físico-químicos del agua de los ríos Puyo y Bobonaza,

	Río Puyo		Río Bobonaza	
	lluviosa	seca	lluviosa	seca
Temperatura °C	18,10	24,5	19,03	23,5
pH	8,24	6,96	7,48	6,50
TDS mg/l	0,53	0,41	0,67	0,47

Comentarios

En el río Bobonaza hasta el momento no se han realizado estudios físico-químicos del agua. Mientras que, en el río Puyo, se han hecho algunos estudios físico-químicos (Anderson, 2008; Rowe, 2015), en lugares diferentes a la toma de muestras del presente estudio.

En la Tabla 14, muestra un estudio por Anderson, (2008) donde se analizó parámetros más específicos, los lugares que se detallan, pertenecen al sector turístico del Paseo del río Puyo de la ciudad de Puyo.

Tabla 14. Calidad del agua del río Puyo, Proyecto GLOWS, Anderson, 2008.

Parámetros	Unidad	PUY1	PUY2
Elevación	M	928	915
Temperatura	°C	22,33	21,5
pH		7,68	7,41
Conductividad	uS/cm	75	65
Salinidad	Ppt	0	0,03
OD	mg/l	8,07	8,45
SDT	g/l	0,052	0,045
SS	g/l	0	0
DBO	mg/l	3,3	2,9
TP	mg/l	0	0
PO ₄	mg/l	0	0
TN	mg/l	0,1	0,03
NO ₃	mg/l	0,1	0,1
NH ₄	mg/l	0	0,1
SO ₄	mg/l	0,1	0,3
Cl-	mg/l	1,0	0,8
DBO:DON		91,5	50,07
DBO:DOP		2929,5	1231,0
DON:DOP		32,0	24,3
TN:TP		13,3	25,9
DBO:TN		31,1	12,8
DBO:TP		415,1	330,7
PUY1: El río Puyo, abajo del puente cerca del Hotel El Jardín			
PUY2: El río Puyo aguas arriba			

En otro estudio realizado en el Laboratorio de Aguas Residuales de Ciencias Químicas de la Universidad Central del Ecuador, (2008) analizaron algunos parámetros.

Tabla 15. Caracterización de las aguas residuales del río Puyo, por Laboratorio de Aguas Residuales de Ciencias Químicas de la Universidad Central del Ecuador, 2008.

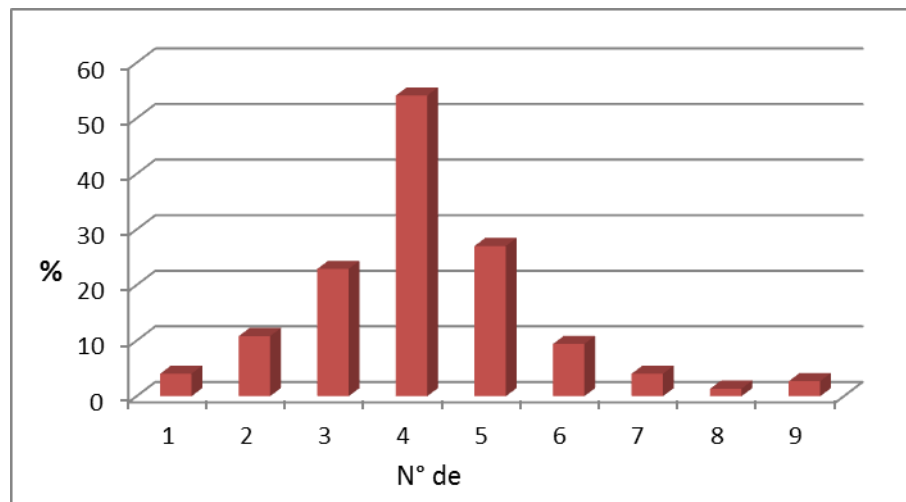
Parámetros	Unidad	Valor
Alcalinidad	mgCaCO ₃ /l	163
DQO	mgO ₂ /l	116
DBO ₅	mgO ₂ /l	44,23
Fósforo total	mg/l	4,04
Nitrógeno total	mg/l	7,2
pH		6,7
Sólidos totales	mg/l	204
Sólidos volátiles	mg/l	94
Sólidos sedimentables	mg/l	110
Coliformes fecales	NMP/100ml	3,4 x 10 ³

Recientemente, Rowe, (2015) publicó un estudio sobre el cloro residual, donde la concentración fue < 0,2. También se describieron otros parámetros como del DBO₅ 40%.

Tabla 16. Valores físico-químicos tomados por Rowe, 2015.

Parámetros	Valor
Temperatura	21,60-23,70°C
pH	5,9-8
Cloro residual	<0,2ppm

Análisis de los datos



3.8. ANÁLISIS DE LOS DATOS

En el presente estudio se analizaron 75 peces, *Hypostomus oculus*, procedentes de los ríos Bobonaza y Puyo.

El peso (gramos) de los hospedadores en el río Bobonaza, en la temporada lluviosa fue 82-433 ($167,06 \pm 110,02$; $n = 22$), en la temporada lluviosa y de 81-319 ($152,39 \pm 81,06$; $n = 17$) en la temporada seca. En el río Puyo, en la temporada lluviosa fue, 96-211 ($145,22 \pm 40,45$; $n = 12$) y en la seca, 80-306 ($156,37 \pm 47,61$; $n = 24$).

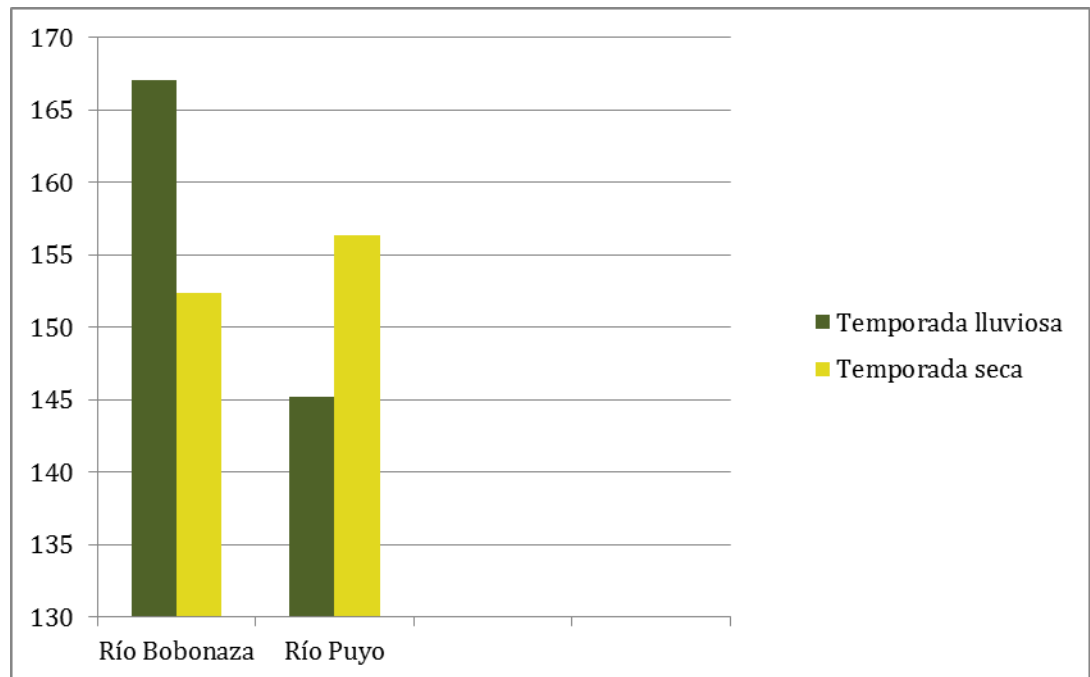


Figura 68. Diferencias en peso del hospedador en los ríos Puyo y Bobonaza, por temporadas.

El peso corporal entre los dos ríos fue similar, con una ligera diferencia que los hospedadores del Río Bobonaza, presentaron mayor peso que los peces colectados en el río Puyo (Figura 68).

Sobre el total de 75 peces analizados, 74 de ellos (98,6%) estaban parasitados. Los parásitos más frecuentes fueron los pertenecientes a la clase Monogenoidea (tabla 17), presentando diferencias estadísticamente significativas al comparar su prevalencia con la de aquellos pertenecientes a la clase Digenea. Estos resultados se observaron tanto a nivel general (χ^2 corrección Yates =14,35; $p<0,01$), como al agrupar los hospedadores por ríos muestreados. De esta manera, los Monogenoidea fueron más frecuentes que los Digenea en el río Bobonaza (χ^2 corrección Yates = 8,14; $p<0,01$) y en el río Puyo (χ^2 corrección Yates = 4,93; $p<0,01$).

Del mismo modo, se hallaron diferencias significativas al comparar la prevalencia total de Monogenoidea con la frecuencia total de Myxosporea (χ^2 corrección Yates = 23,45; $p<0,01$), y también al comparar las frecuencias de estos parásitos en el río Bobonaza (χ^2 corrección Yates = 13,54; $p<0,01$) y Puyo (χ^2 corrección Yates = 9,97; $p<0,01$).

Tabla 17. Comparación de prevalencias entre grupos parasitarios más frecuentes.

Especie	Río Bobonaza (N= 39)	Río Puyo (N=36)	Total (N=75)
Monogenoidea	35 (89,7)	32 (88,8)	67 (89,3)
Digenea	23 (58,9)	23 (63,8)	46 (61,3)
Myxosporea	19 (48,7)	20 (55,5)	39 (52)

Respecto del número de especies parásitas por hospedador, en el figura 69, se observa que fueron más frecuentes los casos de poliparasitismo por 5 especies en coinfección, disminuyendo progresivamente hacia ambos extremos la frecuencia de casos, con un máximo de 9 especies parasitarias por hospedador.

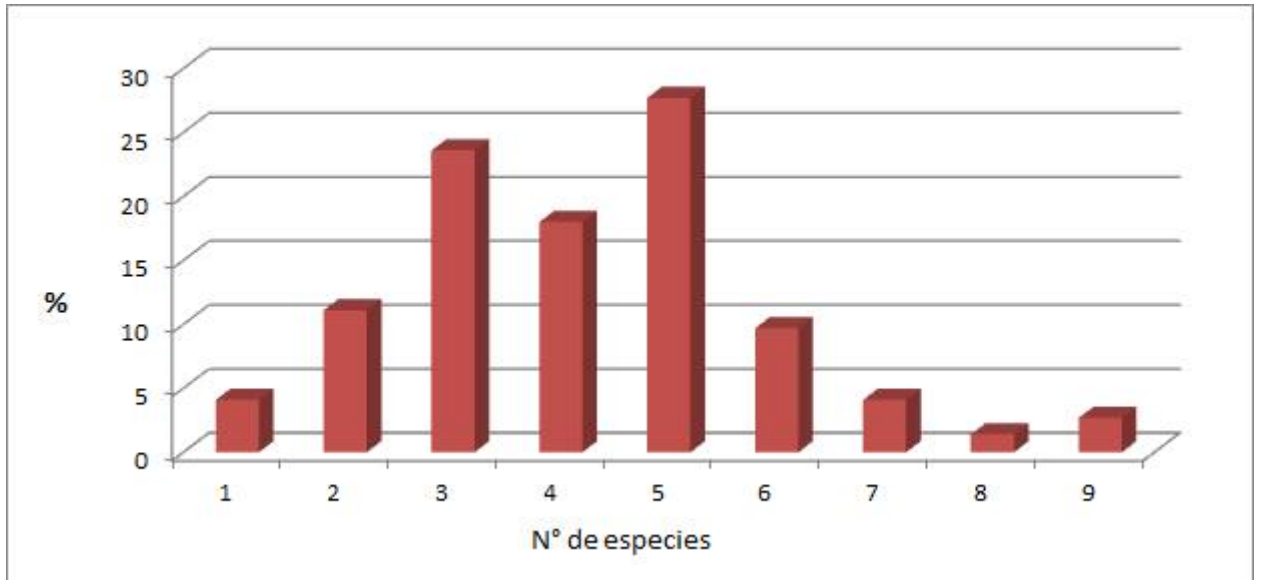


Figura 69. Distribución por número de especies parásitas por hospedador.

Tabla 18. Casos de monoparasitismo, biparasitismo y poliparasitismo en los dos ríos estudiados y en la totalidad de los hospedadores.

N° especies	Río Bobonaza		Río Puyo		Total
	Lluviosa (n=22)	Seca (n=17)	Lluviosa (n=12)	Seca (n=24)	
1	0	0	0	3	3
2	4	2	0	2	8
3	7	3	1	6	17
4	2	5	1	5	13
5	6	3	7	4	20
6	1	3	1	2	7
7	2	0	0	1	3
8	0	0	1	0	1
9	0	0	1	1	2
Total	20	16	12	24	72

Las prevalencias totales por especie y por río muestreado, se observan en la tabla 19. La especie más prevalente sobre el total fue *Unilatus unilatus* (64%), seguida por *Trinigyrus* sp. (54,6%). De la misma manera, en el río Bobonaza *U. unilatus* se mantuvo como la especie más prevalente (74,3%), seguida por *Trinigyrus* sp. (56,4%), aunque en el río Puyo, la especie más prevalente fue *Myxobolus* sp. (55,5%), seguida por *U. unilatus* y *Trinigyrus* sp. (52,7%).

Tabla 19. Prevalencias totales por especie y distribuidas por río.

Especie	Río Bobonaza	Río Puyo	Total (N=75)	P
	(N= 39)	(N=36)		
<i>Myxobolus</i> sp.	19 (48,7)	20 (55,5)	39 (52)	>0,05
<i>Placobdella</i> sp.	9 (23)	15 (41,6)	24 (32)	>0,05
<i>Crassicutis intermedia</i>	12 (30,7)	15 (41,6)	27 (36)	>0,05
<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (1)	5 (12,8)	10 (27,7)	15 (20)	>0,05
<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (2)	9 (23)	7 (19,4)	16 (21,3)	>0,05
<i>Saccocoeloides</i> sp. n. (3)	5 (12,8)	10 (27,7)	15 (20)	>0,05
<i>Unilatus unilatus</i>	29 (74,3)	19 (52,7)	48 (64)	<0,05
<i>Trinigyrus</i> sp.	22 (56,4)	19 (52,7)	41 (54,6)	>0,05
<i>Phanerothecioides agostinhoi</i>	12 (30,7)	10 (27,7)	22 (29,3)	>0,05
<i>Phanerothecium espinatoides</i>	6 (15,3)	9 (25)	15 (20)	>0,05
<i>Telethecium felipei</i>	16 (41)	11 (30,5)	27 (36)	>0,05

La riqueza específica en ambos ambientes muestreados fue de 11 especies. No se observaron diferencias estadísticamente significativas al comparar las prevalencias de cada especie

parasitaria en los ambientes estudiados (ríos Bobonaza y Puyo), salvo el caso de *Unilatus unilatus*, cuya prevalencia en el río Bobonaza fue muy superior a la observada en el río Puyo. Este resultado se explica a través del conocimiento de estos dos ambientes, que no poseen mayores diferencias en cuanto a su fisonomía, y ambos desembocan en el río Pastaza.

Las asociaciones más frecuentes entre grupos parasitarios se dieron entre Digenea y Monogenoidea, observando que en 31 casos, estos grupos parasitarios se presentaron de manera separada y en 44 (58,6%) se hallaban en co-infección.

IV. CONCLUSIONES

- Los estudios parasitológicos realizados en *Hypostomus oculeus* Fowler, 1943 son los primeros registros para Ecuador en peces siluriformes silvestres de agua dulce. En total se hallaron 11 especies parásitas de las cuales, cuatro resultaron nuevas para la ciencia un monogeneo (*Telethecium felipei* sp. n.) y 3 digeneos (*Saccocoeloides* sp. n. (1); *Saccocoeloides* sp. n. (2); *Saccocoeloides* sp. n. (3).
- En las especies de captura incidental (“bycatch”): *Chaetostoma breve* Günther, 1864 y *Chaetostoma microps* Regan, 1904 revisadas, se describió una nueva especie de isópodo: *Riggia puyensis* sp. n.
- Las especies parásitas encontradas en *Hypostomus oculeus*, *Chaetostoma breve* y *Chaetostoma microps*, no son especies de interés zoonótico. Se podría de todas maneras observar que la presencia de mixosporidios podría ser causal de una leve parasitosis en el hombre de acuerdo a Feist y Longshaw, (2006) que atribuyeron presencia en el hombre. Las personas infectadas presentaron gastroenteritis, la infección fue atribuida a la ingestión de pescado infectado con *Myxobolus*.
- En todos los grupos de parásitos en los que se realizaron evaluaciones de los efectos a nivel histológico las lesiones observadas fueron en general leves con respuestas inflamatorias en los sitios de fijación, aumento de células eosinófilas, engrosamientos e infiltraciones.

FUTURAS INVESTIGACIONES RELACIONADAS CON EL TEMA

- Profundizar las investigaciones sobre el nematode encontrado en las branquias, para determinar la especie y entender la particular ubicación y posible relación en el hospedador.
- Determinar la morfología de la vagina de *Trynigyryrus* sp., con mayor número de especímenes en vivo, para confirmar si se trataría de una nueva especie para el género.
- Debido a la semejanza entre la gran mayoría de las especies de *Saccocoeliooides* se planea realizar comparaciones moleculares de las especies halladas contrastando con datos disponibles en el GeneBank para reforzar su identificación específica.
- Para determinar las especies de *Myxobolus* sp., y *Placobdella* sp., se tendría que realizar estudios moleculares, para verificar si se trataría de nuevas especies para estos géneros.
- Para descartar la presencia de Gnatostomiasis en *Hypostomus oculeus*, se necesitaría revisar mayor número de peces a partir de músculo fresco, mediante la técnica de digestión enzimática.

V. BIBLIOGRAFIA

1. Abdallah, V.D., R.K. Azevedo and J.L. Luque. Metazoários parasitos do sairú *Cyphocharax gilbert* (Quoy e Gaimard, 1824) (Osteichthyes: Curimatidae), do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2005; 14: 154-159.
2. Abdallah, V.D., Azevedo, R. K., Luque J. L. Ecología da comunidade parasitária do tamboatá *Hoplosternum littorale* (Siluriformes: Callichthyidae) do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Scientiarum Biological Sciences*. 2006; 28: 413-419.
3. Adriano, E.A., Arana, S., Alves, A.L., Silva, M. R. M., Ceccarelli, P. S., Henrique-Silva, F., Maia, A. A. M., *Myxobolus cordeiroi* n. sp., a parasite of *Zungaro jahu* (Siluriformes: Pimelodiade) from Brazilian Pantanal: morphology, phylogeny and histopathology. *Vet Parasitology* 2009; 162: 221-229.
4. Aguiar J. C., Pereira A. L., Pereira J. O., Oliveira W. S., Ceccarelli P. S., Adriano E. A. Novo registro de localidade para *Telethecium nasalis* (Platyhelminthes, Monogenoidea, Dactylogyridae), parasita encontrado na narina do aruanã, *Osteoglossum bicirrhosum* (Actinopterygii, Osteoglossiformes) do Parque Nacional da Amazônia, Itaituba, V Seminário de Pesquisa e V Encontro de Iniciação Científica do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade 10 a 12 de setembro de 2013. Brasília, Brasil. 2013. Libro de resúmenes, p. 84.
5. Almeyda-Artigas, R., Dolores, M. y Mas-Comma, S. ITS-2 rDNA sequencing of *Gnathostoma* species (Nematoda) and elucidation of the species causing human Gnathostomiasis in the Americas. *Journal Parasitology*. 2000; 86: 537-44.
6. Anaguano-Yancha, F. y M. J. Brito. Parasitismo de *Riggia* sp. (Isopoda: Cymothoidae) en dos especies de peces *Chaetostoma* sp. y *Rhamdia quelen* del suroriente del Ecuador. *Avances en Ciencias e Ingenierías*. 2015; sección B7: 13-16.
7. Andrade, L., Pinacho, C., Hernández, J., Sereno, A., García, M. Morphological and molecular analyses of a new species of *Saccocoelioides* Szidat, 1954 (Haploporidae Nicoll, 1914) in the fat sleeper *Dormitator maculatus* (Bloch) (Perciformes: Eleotridae) from the Gulf of Mexico. *Journal of Helminthology*. 2016; 26:1-13. [Online] DOI: 10.1017/S0022149X1600047X
8. Anderson, E. Calidad de agua del río Puyo. Proyecto GLOWS. Quito, Ecuador. 2008.
9. Apakupakul, K., Siddall, M. E. y Bureson E. M. Higher level relationships of leeches (Annelida: Clitellata: Euhirudinea) based on morphology and gene sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 1999; 12: 350-359.
10. Aragort, W., Alvarez, F., Iglesias, R., Leiro, J. y Sanmartin, M. *Histodytes microcellatus* gen. et sp. nov. (Dracunculoidea: Guyanemidae), a parasite of *Raja*

- microocellata on the European Atlantic coast (north-western Spain). *Parasitology research*. 2002; 88(10): 932-40.
11. Armbruster, J. W. The species of the *Hypostomus cochliodon* group (Siluriformes: Loricariidae). *Zootaxa*. 2003; 249: 1-60.
 12. Au D.W.T. The application of histo-cytopathological biomarkers in marine pollution monitoring: a review. *Mar. Poll. Bull.* 2004; 48: 817-834.
 13. Azevedo, R.K., V.D. Abdallah and J.L. Luque. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do acará *Geophagus brasiliensis* (Perciformes: Cichlidae) do Rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Scientiarum Biological Sciences*, 2006; 28: 403-411.
 14. Azevedo, R.K., V.D. Abdallah and J.L. Luque. Ecologia da comunidade de metazoários parasitos do apaiari *Astronotus ocellatus* (Cope, 1872) (Perciformes: Cichlidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 2007; 16: 15- 20.
 15. Azevedo, R., Abdallah, V., y Luque, J. Acanthocephala, Annelida, Arthropoda, Myxozoa, Nematoda and Platyhelminthes parasites of fishes from the Guandu river, Rio de Janeiro, Brazil. *Check List and Authors*. 2010. p. 634.
 16. Baensch, H.A. and R. Riehl. *Aquarien Atlas, Band 5*. Germany. Mergus Verlag, Melle. 1997. 1148 p.
 17. Barbecho V. P., Bósquez C. V. Caracterización de las aguas residuales del río Puyo. Laboratorio de aguas residuales de Ciencias Químicas de la Universidad Central. Quito, Ecuador. 2008.
 18. Barriga, R. Lista de peces de agua dulce e intermareales del Ecuador. *Revista Politécnica* 2012; 30(3): 83-119.
 19. Bastos, P.B., Thatcher, V.E., A redescription of *Riggia paranensis* Szidat, 1948 (Isopoda, Cymothoidae) based on thirty-two specimens from Curimatid fish of Rio de Janeiro, Brazil, with an emendation of the genus. *Mem. Ins. Oswaldo. Cruz*. 1997; 92(6): 755-760.
 20. Boeger W. A., Domingues M. V., Pavanelli G. Neotropical Monogenoidea. 24. *Rhinoxenus bulbosus* sp. (Ancyrocephalinae) from the nasal cavity of *Salminus maxillosus* (Osteichthyes, Characidae) from the Rio Parana, Parana, Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. (In Press.) , and D. C. Kritsky. 1993. Phylogeny and a revised classification of the Monogenoidea Bychowsky, 1937 (Platyhelminthes). *Systematic Parasitology*. 1995; 26: 1-32.
 21. Boeger, W. A., Kritsky, D. C., Belmont-Jegu, E. Neotropical Monogenoidea. 20. Two new species of oviparous Gyrodactylidea (Polyonchoinea) from loricariid catfishes (Siluriformes) in Brazil and the phylogenetic status of Ooegyrodactylidae Harris, 1983. *Journal of the Helminthological Society of Washington*. 1994; 61, 34-44.

22. Boeger W. A; Belmont-Jegu, E. Neotropical Monogenoidea. 21. *Trinigyrus mourei* sp. n. (Dactylogyridae) from the gills of the Amazonian catfish *Hypostomus marginatus* (Loricariidae). Amazoniana. 1994; 13: 13-16.
23. Bravo-Hollis, M. & Arroyo, G. Trematodes de peces de Costa Rica. I. Sobre dos especies del genero *Crassicutis* Manter, 1936 (Lepocreadiidae Nicoll, 1914) del intestino de *Cichlasoma* sp. Revista de Biología Tropical. 1962; 10: 229–235.
24. Bray R., De Chambrier A., Vaucher C., 1996. *Crassicutis intermedius* (Szidat, 1954) n. comb. and *Procaudotestis uruguayensis* Szidat, 1954 (Digenea: Homalometridae) from siluriform fishes in Paraguay. Systematic Parasitology. 1996; 35: Issue 2, p. 119-126.
25. Bray, R., Gibson, D y Jones, A. Keys to the Trematoda Wallingford: CABI Publishing and the Natural History Museum, London. 2005; 2: pp.768.
26. Brooks, R. J., D. A. Galbraith, and J. A. Layfield. Occurrence of *Placobdella parasitica* (Hirudinea) on snapping turtles, *Chelydra serpentina*, in southeastern Ontario. Journal of Parasitology. 1990; 76: 190-195.
27. Brusca, R. C., y J. G. Brusca. Invertebrates. Sinauer Associates. Massachusetts, USA, 2003. p. 936.
28. Camargo M.M.P. y C.B.R. Martínez. Histopathology of gills, kidney and liver of a Neotropical fish caged in an urban stream. Neotr. Ichthyol. 2007; 5(3): 327-336.
29. Casal, G., Matos, E., Azevedo, C. Light and electron microscopic study of myxosporean, *Henneguya friderici* n.sp. from the Amazonian teleostean fish. *Leporinus friderici*. Parasitology. 2003; 126: 313-319.
30. Carriero M. M., Adriano, E. A., Silva, M. R. M., Ceccarelli, P. S., Maia, A. A. M. Molecular Phylogeny of the *Myxobolus* and *Henneguya* Genera with Several New South American Species. Plos One. 2013; 8(9). e73713. [Online] doi:10.1371/journal.pone.0073713
31. Cech, G., Molnar, K., Szekely, C. Molecular genetic studies on morphologically distinguishable *Myxobolus* spp. infecting cyprinid fishes, with the description of three new species, *M. alvarezae* sp. nov., *M. sitjae* sp. nov. and *M. eirasianus* sp. nov. Acta Parasitol. 2012; 57(4): 354-366.
32. Cohen, S. Kohn, A y Baptista-Farias M. Ultrastructure of the tegument of *Saccocoelioides godoyi*. Brasil. J. Helminthology. 2001; 75: 15-21.
33. Curran, S. S. Two new species of *Creptotrema* (Digenea: Allocreadiidae) from South America. Revista Mexicana de Biodiversidad. 2008; 79: 15S- 21S.
34. Dahl, G. Los peces del Norte de Colombia. INDERENA, Bogotá. III Seminario Internacional en Ambiente, Biodiversidad y Desarrollo y I Simposio Nacional de Química Aplicada. Universidad de la Amazonia, Florencia Caquetá. 1971.

[Online]http://apps.uniamazonia.edu.co/documentos/docs/Programas%20Academicos/Quimica/Eventos/2011/Memorias_SIMABID_13_mayo_2012.pdf

35. Davies, R. W. Annelida: leeches, polychaetes, and acanthobdellids. In Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates, J. H. Thorp and A. P. Covich (eds.). San Diego. Academic Press. 1991. p. 437-479.
36. De Alvarez G. Infestación por nematodos de los peces de la laguna Abras de Mantequilla, Vices, Ecuador. Revista Ciencias del Mar y Limnología. 1993; 3: 193-7.
37. Dequal, L., Viaggio del Dott. E. Festa nel Darien, nell Ecuador e regioni vicine. XXV, Irudinei. Bolletino del Museo di Zoologia et Anatomia Comparata di Torino, Italia, 1916; 31:1-20.
38. Díaz A.O., González Castro M., García A.M., Díaz de Astarloa J.M. y D.E. Figueroa. Gross morphology and surface ultrastructure of the gills of *Odontesthes argentinensis* (Actinopterygii, Atherinopsidae) from a Southwestern Atlantic coastal lagoon. Tissue Cell. 2009; 41: 193-198.
39. Díaz, M. T. y González T. G. Ciclo de vida de *Saccocoeloides tarpazensis* n. sp. (Trematoda: Haploporidae). Acta Científica Venezolana. 1990; 41: 327-336.
40. Duchi C. Los Andoas. Organización de la Nacionalidad Andoa de Pastaza y del Ecuador, 1ra. Edición. Ed Abya Yala, Quito, Ecuador. 2005. p. 54.
41. Dutta, Z. S. y Tripathi, Y. R. Fauna of Chilka Lake. Wetland Ecosystem Series I. India. Zoological Survey of India. 1995. 255-256.
42. Eiras, J.C. Elementos de ictioparasitología. Porto, Portugal. Fundação Eng. António de Almeida, 1994. p. 339.
43. Eiras, J. C., Takemoto, R. M., Pavanelli, G. C. 2006. Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes. 2nd. Edition. Eduem, Maringá, Brazil. p.199.
44. Eiras, J.C., Molnár, K. and Lu, Y.S. Synopsis of the species of *Myxobolus* Bütschli, 1882 (Myxozoa: Myxosporidia: Myxobolidae). Syst. Parasitol. 2005; 61: 1-46.
45. Eslava P., Iregui, C. Estudios sobre enfermedades branquiales de la cachama blanca (*Piaractus brachipomus*). Revista Orinoquia. 2000; 4(4): 123-151.
46. Evans D.H., Piermarini P.M., Choe, K.P. The multifunctional fish gill: dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid-base regulation, and excretion of nitrogenous waste. Physiol. Rev. 2005; 85: 97-177.
47. FAO. El consumo de pescado y fauna acuática silvestre en la amazonía ecuatoriana, Dr. Anders Sirén Consultor Quito, Ecuador. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Roma, Italia. COPESCAL. 2011; 12. [Online] <http://www.fao.org/3/a-ba0024s.pdf>
48. Fernandes M.N., Perna-Martins S.A. y S.E. Moron. Chloride cell apical surface changes in gill epithelia of the armoured catfish *Hypostomus plecostomus* during exposure to distilled water. J. Fish Biol. 1998; 52: 844-849.

49. Feist, S.W. Myxozoan Diseases, In: J.C. Eiras; H. Segner; T. Wahli y B.G. Kapoor (Eds). Fish Diseases. Enfield, Science Publishers. 2008. p. 613-682.
50. Fowler, H. W. A collection of fresh-water fishes from Colombia, obtained chiefly by Brother Nicéforo Maria. Proc. Acad. Nat. Sci. Phila. 1943; 95: 223-266.
51. Franceschini, L., Zago, A., Vanessa, A., De Azevedo, R., De Castro Britto, S., Carvalho, E., Da Silva, R. Metazoan Parasites of Loricariidae fishes (Teleostei: Siluriformes) from Sapucaí-Mirim River, State of São Paulo, Brasil. Abstract Book del III Congreso Internacional de Parasitología Neotropical (III COPANEO). "Parasitología Global: Salud, Biodiversidad y Zoonosis". The Biologist, Suplemento Especial 2. Lima. 2012; 10: p. 132.
52. Franceschini, L., Zago, A. C., Silva, R. J. Biodiversity of parasites *Hypostomus* spp. (Siluriformes, Loricariidae) from Sapucaí-Mirim River, Brazil. 9º Simposio Internacional sobre Parasitos de Peces. Valencia, España. Libro de resúmenes. 2015.
53. Froese, R. & D. Pauly. FishBase. World Wide Web electronic publication. Available from: <http://www.fishbase.org>. version (10/2015). 2015.
[Online] <http://www.fishbase.org/Nomenclature/ScientificNameSearchList.php?>
54. Fortes, E., Gutierrez, V.C., Hoffmann, R.P. Primeira ocorrência de *Eocreadium intermedium* Szidat, 1954 (Trematoda, Lepocreadiidae) no Brasil e o primeiro registro em piava (*Leporinus copelandi*) do Estuário do Guaíba, Rio Grande do Sul. *Porto Alegre. Arquivos da Faculdade de Veterinária. UFRGS*. 1985; 13: 11-14.
55. Fowler, H. W. 1945. LOS PECES DEL PERÚ. Catálogo Sistemático de las especies que habitan en aguas peruanas. Museo de Historia Natural UNMSM, Lima, Perú. 298 pp.
56. Galli, P., Strona, G., Villa, A. M., Benzoni, F., Fabricio, S., Maria D. S., Kritsky, D.C. ThreeDimensional Imaging of Monogenoidean Sclerites by Laser Scanning Confocal Fluorescence Microscopy. *Comparative Parasitology*. 2006.
57. Goss G.G., Perry S.F., Fryer J.N. y P. Laurent. Gill morphology and acid-base regulation in freshwater fishes. *Comp. Biochem. Physiol.* 1998; 119A: 107-115.
58. Grizzle J.M. y W.A. Rogers. Anatomy and histology of the channel catfish. Auburn Pinting Inc., Auburn University, Agr. Exptl. Station. 1976. p. 94.
59. Gonçalves, R., Brito, B., Freitas, E., Tavares-Dias, M. Aspectos ecológicos da comunidade de parasitos em duas espécies de Loricariidae da bacia Igarapé Fortaleza, estado do Amapá, Brasil. *Biota Amazonia*. 2014; (4)1: p. 15-21.
60. Gonzaga, J., Carvalho, M., Oliveira, C., Sampaio, S., Moraes Viana, G. Parasitological Evaluation and body indices Of *Osteoglossum bicirrhosum* (Vandelli, 1829) Traded in a Fair of Manaus, Amazonas, Brasil. *Journal of Fisheries Sciences*. 2012; 6(3): 263-270.

61. Guidelli, G., Gomes, W., Takemoto, R., Pavanelli, G. Fauna parasitária de parasitária de *Leporinus lacustris*, *Leporinus lacustris* e *Leporinus friderici*, *Leporinus friderici* (Characiformes, Anostomidae) da planície de inundação do alto ão do alto rio Paraná, Brasil Paraná, Brasil, Maringá. 2006; 28 (3): p. 281-290.
62. Guisamano, J., Zambrano, V. Ecto y endoparásitos de peces del río Vices. Tesis de grado. Guayaquil. Universidad de Guayaquil. 1994.
63. Hibiya H. An atlas of fish histology. Normal and pathological features. Ed. Kodansha Ltd. Tokyo, Japon. 1982. p. 147.
64. Hughes G.M. General anatomy of the gills. In: Fish Physiology, vol. XA (Soar, W. S., and D. J. Randall, eds). New York: Academic Press. 1984. p. 1-72.
65. Iregui C., Eslava P., Martinez E., Figueroa J., Descripción de un caso de mixosporidiasis clínica en cachama blanca, *Piaractus brachypomus*. *Dahlia*. 1999; 3: 17-30.
66. Hamann, M. I., Parásitos del sábalo (*Prochilodus platensis* Holmberg, 1889) del río Paraná medio, República Argentina (Pisces, Tetragonopteridae). *Híst. Nat.* 1982; 2 (26): 233-237.
67. Hanek, G., Molnar, K., Fernando, C. H. Three New Genera of Dactylogyridae (Monogenea) from Freshwater Fishes of Trinidad. *The Journal of Parasitology*. 1974; 60 (6): p. 911-913.
68. Humason, G.L. Animal tissue techniques. 4th ed. W.H. Freeman and Company, San Francisco, C.A, USA. 1979. p. 661.
69. Instituto Nacional de Pesca, (INP). Inicio de la época seca en la región litoral. 20 de mayo de 2016. [Online] <http://www.institutopesca.gob.ec/inicio-epoca-seca-region-litoral/>.
70. Jiménez, P., Alava, J. Infección por *Gnathostoma* (Spirurida: Gnathostomatidae) en *Hoplias microlepis*: prevalencia, correlación con talla del pez, huéspedes e implicaciones para salud pública en Ecuador. *Biomédica* 2009; 29: 591-603.
71. Jones, A., Rodney, A. B., Gibson, Keys to the Trematoda. Vol. 2. 2005.
72. Junoy J., Parasitism of the isopod *Artystone trysibia* in the fish *Chaetostoma dermorhynchum* from the Tena River (Amazonian region, Ecuador) *Acta Tropica*. 2016; 153: 36-45.
73. Klemm, D. J. Studies on the feeding relationships of leeches (Annelida: Hirudinea) as natural associates of molluscs. *Sterkiana*. 1975; 59:1-20.
74. Klemm, D. J. Leeches (Annelida: Hirudinea) found in North American molluscs. *Malacological*. 1976; 9: 63-76.

75. Kritsky, D. C., Mizelle, J. D. Studies on monogenetic trematodes. XXXV. Some new and previously described North American species of *Gyrodactylus*. *American Midland Naturalist*. 1968; 79: 205-215.
76. Kritsky D.C., Boeger W.A., Thatcher V. E. Neotropical Monogenea. 9. Status of *Trinigyrus* Hanek, Molnar and Fernando, 1974 (Dactylogyridae) with descriptions of two new species from loricariid catfishes from the Brazilian Amazon. *Proceedings Biological Society Washington*. 1986; 99: 392–398.
77. Kritsky D. C., & Thatcher V. E. *Phanerothecium* gen. nov. and *Fundulotrema* gen. nov. Two new genera of viviparous Monogenoidea (Gyrodactylidae), with a description of *P. caballeroi* sp. nov. and a key to the subfamilies and genera of the family. *Exerta Parasitologica en memoria del doctor Eduardo Caballero y Caballero, Instituto de Biologie (Mexico). Publicaciones Especiales*. 1977; 4: 53-60.
78. Kritsky, D. C., Leiby, P. D., & Kayton, R. J. A rapid stain technique for the haptor bars of *Gyrodactylus* species (Monogenea). *Journal of Parasitology*. 1978; 64: 172-174.
79. Kritsky D. C., Van Every L. R., Boeger W. A. Neotropical Monogenoidea. 27. Two New Species of *Telethecium* gen. n. from the Nasal Cavities of Central Amazonian Fishes and a Redescription of *Kritskyia momveci* Kohn, 1990 (Dactylogyridae, Ancyrocephalinae). *The Helminthological Society of Washington*. 1996; 63(1): 35-41.
80. Kritsky, D. C., Boeger, W. A. Neotropical Monogenea. 16. New species of oviparous Gyrodactylidea with proposal of *Nothogyrodactylus* gen. n. (Oogyrodactylidae). *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 1991; 58: 7-15.
81. Kritsky, D., Vianna, R., Boeger, W. Neotropical Monogenoidea. 50. Oviparous gyrodactylids from loricariid and pimelodid catfishes in Brazil, with the proposal of *Phanerothecioides* n. g., *Onychogyrodactylus* n. g. and *Aglaiogyrodactylus* n. g. (Polyonchoinea: Gyrodactylidea). *Systematic Parasitology*. 2007; 66: 1-34.
82. Kvist, S., Narechania, A., Ocegüera-Figueroa, A., Fuks, B., Siddall, M. E. Phylogenomics of *Reichenowia parasitica*, an alphaproteobacterial endosymbiont of the freshwater leech *Placobdella parasitica*. *PLoS ONE*. 2011; 6: e28192. [Online] doi:10.1371/journal.pone.0028192
83. Klemm, D. J. Leeches (Annelida: Hirudinea) of North America. U.S. Environmental Protection Agency Bulletin, EPA-600/3-82-025, Cincinnati, Ohio. 1982. p.177.
84. Klemm, D. J. Freshwater leeches (Annelida: Hirudinea) of North America. Biota of freshwater ecosystems: Identification manual no. 8. Washington, USA. Government Printing Office. 1972; 14: 12-894.
85. Kohn A. and Cohen S. C. South American Monogenea-list of species, hosts and geographical distribution. *International Journal for Parasitology*. 1998; 28 (1): 1517-1554.

86. Kohn, A. *Kritskyia moraveci* n. g., n. sp. (Monogenea: Dactylogyridae) from the urinary bladder and ureters of *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) (Pisces: Pimelodidae) in Brazil. *Systematic Parasitology*. 1990; 17: 81-85.
87. Laurent P. Gill internal morphology. En: Hoar WS, Randall DJ, editors. *Fish physiology* Vol. 10A. New York: Academic Press. 1984. p. 73-183.
88. Laurent P., Dunel-Erb S., Chevalier C. y J. Lignon. Gill epithelial cells kinetics in a freshwater teleost, *Oncorhynchus mykiss* during adaptation to ion-poor water and hormonal treatments. *Fish Physiol. Biochem.* 1994; 13(5): 353-370.
89. Lemos J. R. G., Santos M. Q. C., Araujo C. S. O., Andrade S. M. S., Viana G. M. Parasitological evaluation and body indices of *Osteglossum bicirrhosum* (Vandelli, 1829) trates in a fair of Manaus, Amazonas, Brazil. *Journal of Fisheries Sciences*. 2012; 6: 263-270.
90. Leigh-Sharpe, W.H., *Badroulboudour splendida* n.g. et sp., a new parasitic isopod from Ecuador. *Parasitology*. 1937; 29: 391-394.
91. León, N. y Wong, A. Endoparásitos del guanchiche. Manuscrito-reporte de redacción técnica. Guayaquil: Universidad de Guayaquil. 1990.
92. Lins, D. C., Meirelles, M. E., Malm, O., Lima, N. R. W. Mercury concentration in the freshwater bonefish *Cyphocharax gilbert* (Curimatidae) and its parasite the crustacean *Riggia paranensis* (Cymothoidae). *Neotropical Ichthyology*. 2008; 6 (2): 283-288. [Online] version ISSN 1982-0224.
93. Lizama, M, Takemoto, R., Pavanelli, G. Parasitism influence on the hepato, splenosomatic and weight/length relation and relative condition factor of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Prochilodontidae) of the upper Paraná River floodplain, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 2006; 15: 3. p. 116-122. López-Jiménez, S., Ocegüera-Figueroa. A. New species of rhynchobdellid leech (Hirudinea: Glossiphoniidae): A parasite of turtles from Chiapas, Mexico. *Journal of Parasitology*. 2009; 95: 1356-1359.
94. Lom, J., Dykova, I. Protozoan parasites of fishes. Development in aquaculture and fisheries science, 26, Elsevier Science Publishers, Amsterdam. 1992.
95. Lom J., Dykova. I. Myxozoan genera: definition and notes on taxonomy, life-cycle terminology and pathogenic species. *Folia Parasitologica*. 2006; 53(1): 1-36.
96. López, H., Miquelarena, A. Los Hypostominae (Pisces: Loricariidae) de Argentina. *Fauna de Agua dulce de la República de Argentina*. 1991; 40 (2): p. 9,13.
97. Lunaschi, L. I. Helminths parasites of fishes of fresh water of Argentina I. Three new species of the genus *Saccocoeloides* Szidat, 1954 (Trematoda Haploporidae). *Neotrópica*. 1984; 30:31-42.
98. Lunaschi, L. I. Redescription and synonymy of *Saccocoeloides nanii* Szidat, 1954 (Digenea: Haploporidae). *Neotrópica*. 1996; 42: 81-84.

99. Lunaschi, L. I. Redescrición de *Saccocoelioides octavus* Szidat 1970 y *S. bacilliformis* Szidat, 1973 (Digenea, Haploporidae), parásitos de peces del género *Astyanax* Baird and Girard 1854 (Pisces: Characidae). *Gayana*. 2002; 66: 31-37.
100. Manter, H. W. Some trematodes of cenote fish from Yucatan. *Carnegie Institute of Washington. Publications*. 1936; 457: 33-38.
101. Martínez, J., Olvera, N. Monitoreo de ecto y endoparásitos en peces de la laguna "El Canclón". Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Naturales, Universidad de Guayaquil. 1997.
102. Marcotegui, P. Estudios taxonómicos y ecológicos de Monogenea y otros parásitos branquiales en peces de un ambiente estuarial. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de La Plata. 2011.
103. Markwardt, F. Hirudin as alternative anticoagulant--a historical review. *Seminars in Thrombosis and Hemostasis*. 2002; 28: 405-414.
104. Martorelli, S. Estudios parasitológicos en biotopos lénticos de la República Argentina III. El ciclo biológico de *Saccocoelioides carolae* Lunaschi (Digenea) parásito de *Cichlasoma facetum* (Jenyns, 1842) (Pisces: Cichlidae). *Neotrópica*. 1986; 32: 125-132.
105. Mehdizadeh Mood S., Rassouli M. Monogenean infestations of arowana (*Osteoglossum bicirrhosum*) and cat fish (*Hypostomus plecostomus*). Irán. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*. 2016; 15(2): p. 606-612.
106. Mendoza-Palmero, C.A., Scholz, T., Mendoza-Franco, E.F. and Kuchta R., New species and geographical records of Dactylogyrids (Monogenea) of catfish (Siluriformes) from the Peruvian Amazonia. *Journal of Parasitology*. 2012; 98: p. 484-497.
107. Montoya-Burgos, J. I. Historical biogeography of the catfish genus *Hypostomus* (Siluriformes: Loricariidae), with implications on the diversification of Neotropical ichthyofauna. *Molecular Ecology*. 2003; 12: 1855-1867.
108. Mizelle, J. D., Kritsky, D. C. Studies on monogenetic trematodes. XXX. Five new species of Gyrodactylus from the Pacific tomcod, *Microgadus proximus* (Girard). *Journal of Parasitology*. 1967; 53: 263-269.
109. Mizelle, J. D., Kritsky, D. C. *Unilatus* gen. n., a unique Neotropical genus of Monogenea. *Journal of Parasitology*. 1967; 53: 1113-1114.
110. Mizelle, J. D., D. C. Kritsky, and J. W. Crane. . Studies on monogenetic trematodes. XXXVIII. Ancyrocephalinae from South America with the proposal of *Jainus* gen. n. *American Midland Naturalist*. 1968; 80:186-198.
111. Molnar, K., Marton, S., Szekely, C., Eszterbauer, E., Differentiation of *Myxobolus* spp. (Myxozoa: Myxobolidae) infecting roach (*Rutilus rutilus*) in Hungary. *Parasitol. Res.* 2010; 107: 1137-1150.

112. Morales, G., Pino L. A., Parasitología cuantitativa, Fondo Editorial Científica Venezolana, Caracas, Venezuela. 1987. p. 132.
113. Morales-Males, P., Schjellerup, P. La gente y su cultura. En Borgtoft, H., Skov, F., Fjeldså, J., Schjellerup, I. y Øllgard, B. (editores). La gente y la biodiversidad. Dos estudios en comunidades de las estribaciones de los Andes en Ecuador. 1ra Edición en español. Ecuador, Centro para la Investigación de la Diversidad Cultural y Biológica de los Bosques Pluviales Andinos (DIVA), Dinamarca y Ediciones Abya Yala. 1999. p. 24-54.
114. Morrone, J., Llorente-Bousquets, J. Una perspectiva latinoamericana de la biogeografía. 2003. [Online] <https://books.google.com.ar/books?isbn=9703204988>
115. Moser, W. E., Bowerman, J., Hovingh, P., Pearl, C. A., Ocegüera-Figueroa, A. New host and distribution records of the leech *Placobdella sophieae* Ocegüera-Figueroa et al., 2010 (Hirudinida: Glossiphoniidae). *Comparative Parasitology*. 2014; 81: 199-202.
116. Mumcuoglu, K. Y. Recommendations for the use of leeches in reconstructive plastic surgery. *Evidence-Based Complementary and Alternative*. 2014.
117. Oda F. H., Da Graça R. J., Tencatt L. F., Tavares L. E., Froehlich O., Takemoto R. M. The Poorly Known *Riggia acuticaudata* (Crustacea: Isopoda) Parasitizing *Ancistrus* sp. (Siluriformes: Loricariidae) from the Paraguay River Basin, Brazil, with Comments on its Reproductive Biology. *Comparative Parasitology*. 2015; 82(1): 25-28.
118. Ocegüera-Figueroa, A., S., Kvist, S. C., Watson, Sankar, D. F., Overstreet, R. M., Siddall, M. E. Leech collections from Washington State, with the description of two new species of *Placobdella* (Annelida: Glossiphoniidae). *American Museum Novitates*. 2010; 3701: 1-14.
119. Ollague, W., Gómez, E., Briones, M. Infección natural de peces de agua dulce con el tercer estadio larvario de *Gnathostoma*, y su dinámica de transmisión al hombre; primer reporte en el Ecuador. *Revista Ecuatoriana Higiene Médica Tropical*: 1985; 35: 33-48.
120. Ollague, W., Gómez, E., Briones, M. Infección natural de peces de agua dulce con el tercer estadio larvario de *Gnathostoma spinigerum*, y su dinámica de transmisión al hombre; primer reporte en Ecuador y América. *Med. Cután. Ibero Latinoamericana*: 1988; 16: 291-4.
121. Ortega, H., Hidalgo, M., Trevejo, G., Correa, E., Cortijo, A., Meza, V y Espino, J. Lista anotada de los peces de aguas continentales del Perú. Estado actual del conocimiento, distribución, usos y aspectos de conservación. Ministerio del Ambiente, Dirección General de Diversidad Biológica, Museo de Historia Natural, UNMSM. Lima, Perú. 2012. p. 58.
122. Overstreet, R. M., Curran. S. S. Family Haploporidae Nicoll, 1914. In *Keys to the Trematoda*, vol. 2, A. Jones, R. A. Bray and D. I. Gibson (eds.). CAB International and The Natural History Museum, London. 2005. p. 129-165.

123. Pariselle, A., Morand, S., Deveney, M., Pouyaud, L. Parasite species richness of closely related hosts: historical scenario and "genetic" hypothesis. In: Taxonomie, écologie et évolution des métazoaires parasites. Taxonomy, ecology and evolution of metazoan parasites. (Livre hommage à Louis Euzet). Tomo II. Combes C & Jourdan J. (eds), PUP Perpignan. 2003; p. 147-166.
124. Pereira J., Ferre, B. Enfermedades del pescado. Universidad de León Departamento de Patología Animal: Sanidad Animal, Junta de Castilla Y Leon Consejería de Sanidad y Bienestar Social, España. 1997. p. 37.
125. Pérez L., Evaluaciones parasitarias en el cultivo de tilapia (*Oreochromis* sp.) en la Granja Río Taura del cantón Naranjal provincia del Guayas. Tesis de grado. Universidad de Guayaquil. Guayaquil, Ecuador. 2011. p. 34.
126. Perry S.F. The chloride cell: structure and function in the gills of freshwater fishes. *Annu. Rev. Physiol.* 1997; 59: 325-347.
127. Plaul S.E. Estudio Histológico, Ultraestructural, Histoquímico y Morfométrico de los órganos involucrados en la osmorregulación y la respiración en *Corydoras paleatus* Jenyns (Siluriformes, Callichthyidae). Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad Nacional Mar del Plata. 2012. p. 289.
128. Prieto, A. Monogeneos (Platyhelminthes) Parásitos de peces de interés comercial sometidos a cultivo intensivo en Cuba; Sistemática, Patología y Control. Tesis Doctoral. Universidad de la Habana. 1987.
129. Pritchard, M.H., Kruse, G.O. The collection and preservation of animal parasites. Technical bulletin No. 1. The Harold W. Manter Laboratory, University of Nebraska Press. 1982. p. 141.
130. Randall D., Burgren W. y K. French. Fisiología animal: mecanismos e adaptações. 4th ed. Guanabara-Koogan. Río de Janeiro, Brasil. 2000. p. 729.
131. Reis, R. E., Kullander, S. O., Ferraris Jr., C. J. Check List of the Freshwater Fishes of South and Central America. Porto Alegre, Edipucrs. 2003.
132. Ribu, D., Lester, R. J. G. Bull. Histopathology of the porcupine fish gill nematode, *Moravecchia australiensis*. *Eur. Ass. Fish Pathol.* 2009; 29(2); p. 47.
133. Rivadeneira, J. F., Anderson E., Dávila S., Peces de la Cuenca del Pastaza. Fundación Natura, Ecuador, Dirección Gráfica e Impresión Publisesores. 2010 Roberts R.J. Patología de los peces. Madrid, España. Mundi-Prensa. 1981. p. 366.
134. Richardson, D. J., Moser, W. E., Hammond, C. I., Shevchenko, A. C., LazoWasem, E. New geographic distribution records and host specificity of 24 *Placobdella* ali (Hirudinida: Glossiphoniidae). *Comparative Parasitology.* 2010; 77: 202- 206.

135. Rodríguez, H. Parásitos piscícolas, en aguas continentales de Colombia. Bogotá, Colombia, INDERENA-Subgerencia de Pesca y Fauna Terrestre. 1981. p. 35.
136. Rowe, A. River Health in Puyo, Ecuador The Use of Macroinvertebrates as Bioindicators of Water Quality and Alternatives to Chlorine for Whitening Clothes in the Puyo River Watershed. *Independent Study Project (ISP)*. 2014. [Online] http://digitalcollections.sit.edu/isp_collection/2018
137. Santos, M.D., Lemos-Pita, S.R., Brasil-Sato, M.C. Fauna de parasitos metazoários de *Pimelodus maculatus* La Cépède, 1803 (Siluriformes, Pimelodidae) do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Acta Scientiarum*. 2007; 29: 101-107.
138. Santos, J. Identificación de nemátodos parásitos en peces dulceacuícolas colectados en los ríos: San Pablo, Caracol y Babahoyo, Universidad de Guayaquil, Ecuador Tesis de Grado. 2011. p. 83.
139. Sawyer, R. T. Leech biology and behaviour. Vol. 1. Clarendon Press, Oxford, U.K. 1986. p. 418.
140. Siddall, M. E., Burreson, E. M. Leeches (Oligochaeta: Euhirudinea), their phylogeny and the evolution of life-history strategies. *Hydrobiologia*. 1996; 334: 277-285.
141. Siddall, M. E., Gaffney, E. S. Observations on the leech *Placobdella ornata* feeding from bony tissues of turtles. *Journal of Parasitology*. 2009; 90: 1186- 1188.
142. Siddall, M.E., Borda, E. Phylogeny and revision of the leech genus *Helobdella* (Glossiphoniidae) based on mitochondrial gene sequences and morphological data and a special consideration of the triserialis complex. *Zoologica Scripta*. 2003; 32: 23-33.
143. Siddall, M., Borda, E. Leech collections from Chile including 2 new species of *Helobdella* (Annelida: Hirudinida). *American Museum Novitates*. 2004; 3457: 1-18.
144. Siddall, M. E., Bely, A. E., Borda, E. Hirudinida. Chapter 9. In *Reproductive biology and phylogeny of Annelida*, G. Rouse y F. Pliejel Ed. Enfield, New Hampshire. 2006. p. 393-429.
145. Sidall, E., Brugler, E., Kvist, S. Comparative Transcriptomic Analyses of Three Species of *Placobdella* (Rhynchobdellida: Glossiphoniidae) Confirms a Single Origin of Blood Feeding in Leeches. *Journal of Parasitology*. 2016; 102(1):143-150.
146. Sierra, R. Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador Continental. Quito, Ecuador. Ecociencia. 1999.
147. Sirén, A. Changing interactions between humans and nature in Sarayaku, Ecuadorian Amazon. *Acta Universitatis Agriculturae Sueciae: Agraria* 447. 2004.

148. Soós, A. Identification key to the leech (Hirudinoidea) genera of the world, with a catalogue of the species: VI Family: Glossiphoniidae. *Acta zoológica Academiae Scientiarum Hungaricae*. 1969; 15: 397-454.
149. Stewart M. *Animal physiology*. Open University. Hodder and Stoughton. London, England. 1991. p. 486.
150. Strona, G., Palomares, M. D., Bailly, N., Galli, P., Lafferty, K. D. Host range, host ecology, and distribution of more than 11800 fish parasite species. *Ecology*. 2013; 94: 544. [Online] <http://www.esapubs.org/archive/ecol/E094/045/FPEDB.csv> on 06 Apr 2016.
151. Sturla M., Masini M.A., Prato P. y C. Grattarola. Mitochondria-rich cells in gills and skin of an African lungfish, *Protopterus annectens*. *Cell Tissue Res*. 2001; 303: 351-358.
152. Szidat L., *Riggia paranensis* n. g., n. sp., un isópodo parásito de la cavidad del cuerpo de "*Curimata platana*" Günther del Rio Paraná. *Revista del Instituto de Investigación del Museo Argentino de Ciencias Naturales*. 1948; 1: 45-56.
153. Szidat, L. Trematodes nuevos de peces de agua dulce de la República Argentina y un intento para aclarar su carácter marino. *Revista del Instituto Nacional de Investigación de las Ciencias Naturales y Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia*. 1954; 3 (1): 1-85.
154. Szidat L., Schubart O., Neue und Parasitische Süßwasser-Asseln der Familie Cymothoidae aus dem Rio Mogi Guassu, Brasilien (Isopoda). *Anais Academia Brasileira de Ciencias*. 1960; 32: 107-124.
155. Tavares-Dias M., Sousa T. J., Neves L. R. 2014. Parasitic infections in two benthopelagic fish from amazon: the arowana *Osteoglossum bicirrhosum* (Osteoglossidae) and oscar *Astronotus ocellatus* (Cichlidae). *Bioscience Journal*. 2014; 30: p. 546-555.
156. Thatcher, V. 1978. Quatro espécies novas da família Haploporidae (Trematoda: Digenea) de peixes de água doce da Colombia, com urna revisao do genero *Saccocoelioides* Szidat. *Acta Amazonica*, 1978; 8 (3): 477-484.
157. Thatcher, V. Quatro especies novas da familia Haploporidae (Trematoda: Digenea) de peixes de agua doce da Colombia, com una revisa do genero *Saccocoelioides* Szidat, 1978. *Acta Amazónica*. 1978; 8 (3): 477-484.
158. Thatcher V.E., Jégu M. Intestinal helminths as population markers of the Amazonian fish *Mylesinus paraschomburgkii*, with descriptions of five new genera and seven new species of trematodes. *Amazoniana*. 1996; 14 (1-2): 143-155.
159. Thatcher, V., Lopes L., Froehlich O., *Riggia acuticaudata* sp. nov. (Isopoda, Cymothoidae) from the body cavity of a freshwater fish of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Revista Brasileira de Zoología*. 2002; 19 (2): 195-201.

160. Thatcher, V.; Lopes L.; Froehlich, O. "*Riggia cryptocularis* sp. nov. (Isopoda, Cymothoidae) from the body cavity of a freshwater fish of Mato Grosso do Sul State, Brazil". *Revista Brasileira de Zoologia*. 2003; 20 (2): 285-289.
161. Thatcher, V. "Amazon Fish Parasites". *Brasil. Amazoniana*. 2006; 11 (3/4): 263-572.
162. Travassos L., Teixeira de Freitas F. y Kohn, A. Trematódeos do Brasil. *Mem. Inst. O. Cruz*. 1969; 67: 1-886.
163. Vigliano F., Alemañ N., Quiroga M.I., y J.M. Nieto. Ultrastructural characterization of gills in juveniles of the Argentinian silverside, *Odontesthes bonariensis* (Valenciennes, 1835) (Teleostei: Atheriniformes). *Anat. Histol. Embryol*. 2006; 35: 76-83.
164. Weber, C. Loricariidae - Hypostominae (Armored catfishes). 2003. p. 351-372.
165. Wilson J.M. y P. Laurent. Fish gill morphology: inside out. *J. Exp. Zool*. 2002; 293: 192-213.
166. Wetzel, M.J. Aquatic Annelida of Illinois: introduction and checklist of species. *Transaction of the Illinois State Academy of Sciences*. 1992; 85: 87-101.
167. Willink, P., Chernoff, B, Mc Cullough, J. A. Rapid Biological Assessment of the Aquatic Ecosystems of the Pastaza River Basin, Ecuador and Peru. *RAP Bulletin of Biological Assesment* 33. Conservation International, Washington, D.C 2005.
168. Yamaguti, S., *Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrates*, Vol. 1 y 2, Keigaku Co., Tokyo, 1074. pp. 1971.
169. Zica E., Abdallah V., De Azebedo R., Wunderlich A., Carvalho E., R. Silva. *Unilatus unilatus* Mizelle & Kritsky, 1976 (Monogenea, Ancyrocephalinae) in *Hypostomus* spp. (Siluriformes, Loricariidae) from the Chavantes reservoir, Sao Paulo State, Brazil. *Institute of Parasitology, SAS, Kosice. Helminthologia* 2012; 49 (2): 87-91.