

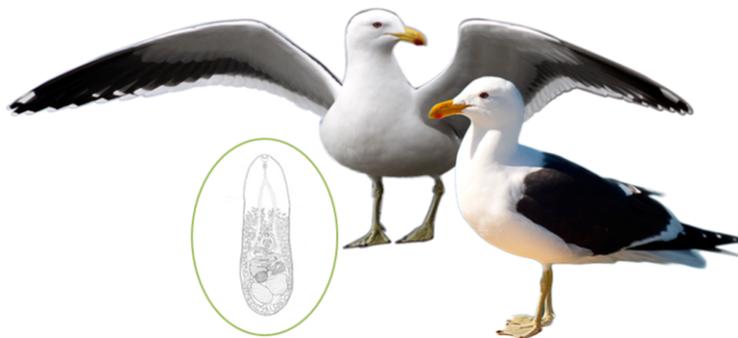


Universidad Nacional del Comahue  
Centro Regional Universitario Bariloche

# La parasitofauna de *Larus dominicanus* en el Parque Nacional Nahuel Huapi

Trabajo de Tesis para optar al Título de  
Doctora en Biología

Autor: Lic. Laura Martha Casalins

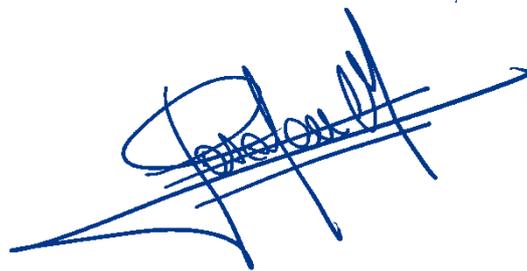


Directora: Dra. Verónica Flores  
Codirector: Dr. Gustavo Viozzi

**2022**

# La parasitofauna de *Larus dominicanus* en el Parque Nacional Nahuel Huapi

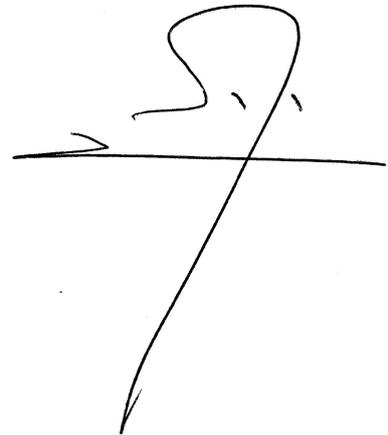
Trabajo de Tesis para optar al Título de  
Doctora en Biología



Lic. Laura Martha Casalins  
Alumna



Dra. Verónica Flores  
Directora



Dr. Gustavo Viozzi  
Codirector

**Lugar de trabajo:** Laboratorio de Parasitología,  
INIBIOMA (CONICET—Univ. Nac. del Comahue),  
(8400) San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina

**Fecha:** 13/09/2022



## RESUMEN

La parasitofauna de *Larus dominicanus* (gaviota cocinera) en Sudamérica, incluye numerosas especies de digeneos, cestodes, nematodos y acantocéfalos. Las familias de digeneos registradas hasta la fecha en ambientes de agua dulce de Argentina, que utilizan a *L. dominicanus* como hospedador definitivo son: Microphallidae, Heterophyidae, Echinostomatidae, Diplostomidae y Schistosomatidae. El objetivo de este trabajo fue describir la comunidad de helmintos de la población de gaviotas cocineras en el lago Nahuel Huapi, para ello se describieron los digeneos adultos encontrados en *L. dominicanus*, los estadios larvales encontrados en posibles hospedadores intermediarios registrados en la dieta. Por último, se describe la composición y la estructura de las comunidades de helmintos. Se capturaron 42 gaviotas en las 4 estaciones de los años 2013 y 2014, con trampas cebadas en el Parque Nacional Nahuel Huapi. Las gaviotas fueron trasladadas inmediatamente al Laboratorio donde se revisaron las vísceras. Entre los resultados podemos señalar que se registraron 17 especies parásitas, registrándose 11 especies de digeneos, 3 de cestodes y 3 de nematodos; algunas de ambientes dulceacuícolas y otras típicamente marinas. De estos registros 4 corresponderían a nuevas especies (*Levinseniella* sp., *Cryptocotyle dominicana*, *Gymnophallus* sp., *Himasthla* sp.), 5 a especies ya descritas en Patagonia (*Maritrema patagonica*, *Tylodelphys* cf. *brevis*, *Stephanoprora uruguayense*, *Echinostoma chloephagae* y *Marinabilharzia patagonense*). Los digeneos de las gaviotas cocinera del Parque Nacional utilizarían a los moluscos *Chilina gibbosa* y *Heleobia hatcheri* como hospedadores intermediarios primarios. Los peces *Galaxias maculatus* y *Galaxias platei* y cangrejos del género *Aegla* y en menor medida los gastrópodos *C. gibbosa* serían los hospedadores secundarios, conformando una red de transmisión relativamente simple en comparación de la estructura trófica marina. Las gaviotas presentaron en sus contenidos estomacales una mayor proporción de desechos antrópicos, los que fueron seguidos por insectos, crustáceos y en menor medida por peces. En la población de gaviotas de agua dulce comparadas con las poblaciones de ambientes marinos, la menor variedad de ítems alimentarios de origen animal, en relación a los desechos antrópicos, se refleja en una menor riqueza y abundancia de especies parásitas. La proporción de gaviotas infectadas por al menos una especie fue alta (90,5%). Se recuperaron un total de 1499 helmintos, con un promedio de 39,4 especímenes por gaviota infectada. Ninguna especie alcanzó el 70 % de prevalencia, por lo que ninguna pudo clasificarse como central, siete se clasificaron como secundarias y las restantes como especies satélite. La comunidad muestra una diversidad intermedia (2,57) y una equitatividad relativamente alta (0,64). Según los valores de dominancia e índice de importancia, la comunidad componente estuvo dominada por tres especies de digeneos, *C. dominicana*, *E. chloephagae* y *Echinoparyphium* sp. Al clasificar las especies en función del índice de importancia la comunidad de gaviotas del lago Nahuel Huapi presenta un 37,5% (6/16) de especies componentes, 50% de acompañantes (50%) y 6,3% de accidentales y de inmigrantes no exitosas. En cuanto a la variación estacional se registró la mayor riqueza en otoño (16 especies) y la menor en primavera (8 especies). En todas las estaciones se registraron especies marinas como *Himasthla* sp., *Diplostomum dominicanum*,



*Gymnophallus* sp. y *Marinabilharzia patagonense*. La máxima riqueza observada en otoño podría deberse a que en esta estación los niveles del agua están en su punto mínimo, por lo que las comunidades de organismos acuáticos como los cangrejos y los caracoles que habitan la zona litoral y que son hospedadores intermediarios se encuentran más expuestos a la depredación por las gaviotas. La presencia de especies de origen marino es un indicador de que gaviotas marinas estarían movilizándose hacia la zona cordillerana, ya sea de la costa atlántica o pacífica.



## ABSTRACT

The parasite-fauna of *Larus dominicanus* (kelp gull) in South America includes numerous species of digeneans, cestodes, nematodes and acanthocephalans. The digenean families recorded to date, in freshwater environments of Argentina, which use *L. dominicanus* as the definitive host are: Microphallidae, Diplostomidae, Echinostomatidae, Heterophyidae, and Schistosomatidae. The objective of this work was to describe the helminth community of the kelp gull population in Lake Nahuel Huapi, for which the adult digeneans found in *L. dominicanus*, the larval stages found in possible intermediate hosts recorded from the diet were sampled and the larval stages found, were described. Finally, the composition and structure of the helminth communities is analyzed. A total of 42 kelp gulls were captured in the 4 seasons of the years 2013 and 2014, with baited traps in the Nahuel Huapi National Park. The kelp gulls were transported to the Laboratory where the viscera were examined. A total of 17 parasite species were registered, corresponding to 11 species of digeneans, 3 of cestodes, and 3 of nematodes; some with freshwater life cycles, and others with typically marine ones. Of these records, 4 correspond to new species (*Levinseniella* sp., *Cryptocotyle dominicana* n. sp., *Gymnophallus* sp., *Himasthla* sp.), 5 to species already described in Patagonia (*Maritrema patagonica*, *Tylodelphys* cf. *brevis*, *Stephanoprora uruguayense*, *Echinostoma chloephagae*, and *Marinabilharzia patagonense*). The digeneans of kelp gulls in the National Park would use the mollusks *Chilina gibbosa* and *Heleobia hatcheri* as primary intermediate hosts. The fish *Galaxias maculatus* and *Galaxias platei*, the crabs of the genus *Aegla* and to a lesser extent, the gastropod *C. gibbosa* would be the secondary hosts for many of the parasite species, establishing a relatively simple transmission network compared to the marine trophic structure. Kelp gulls presented a highest proportion of anthropic waste in their stomach contents, followed by insects, crustaceans, and, to a lesser extent, fish. In the freshwater kelp gull population compared to marine populations, the lower variety of food items of animal origin, in relation to anthropogenic waste, is reflected in a lower richness and abundance of parasitic species. The proportion of kelp gulls infected by at least one species was high (90.5%). A total of 1,499 helminths were recovered, with an average of 39 worms per infected gull. No species reached 70% prevalence so that none could be classified as central, seven were classified as secondary and the rest as satellite species. The community shows intermediate diversity (2.57) and relatively high evenness (0.64). According to the values of dominance and importance index, the component community was dominated by three species of digeneans, *C. dominicana*, *E. chloephagae* and *Echinoparyphium* sp. To classify the species according to the importance index, the community of kelp gulls of Lake Nahuel Huapi presented 37.5% (6/16) of component species, 50% of companion species (50%), and 6.3% of accidental and unsuccessful immigrants. Regarding seasonal variation, the highest richness was recorded in autumn (16 species) and the lowest in spring (8 species). Marine species were recorded at all seasons, including *Diplostomum dominicanum*, *M. patagonense*, *Himasthla* sp., *Gymnophallus* sp. and *Marinabilharzia patagonense*. The maximum richness observed in autumn could be due to the low water level of lakes in this season, which is at their minimum point,



so the communities of aquatic organisms such as crabs and snails that inhabit the littoral zone, which are intermediate hosts for many parasites, are more exposed to predation by kelp gulls. The presence of marine origin species is an indicator that kelp gulls would be moving towards the Andes, either from the Atlantic or Pacific coasts.

A mi hijo JOAQUÍN

Recuerda siempre que...

“cuando el objetivo es claro, lo que cambian son los tiempos”

## Agradecimientos

A mis directores los doctores Verónica Flores y Gustavo Viozzi, por darme la oportunidad de seguir construyendo un camino de investigación científica, a no conformarme con lo posible, sino a sobre exigirme para dar mucho más de lo mejor que puedo dar y así lograr un resultado digno y admirable, agradecida por aprender cómo tesista las consideraciones y mirada crítica de los que transitan hace mucho tiempo más que lo que mi experiencia abarca, a limitar mis ambiciones para lograr concreciones, a seguir construyendo sobre resultados sólidos, a seguir avanzando pese a las adversidades de nuestras vidas personales, agradezco aprender de nuestras diferencias, llantos y méritos compartidos, a gritar de emoción por lo que se creíamos imposible encontrar (mi mejor momento compartido), agradezco la paciencia de mi obstinación y sobre todo, a aprender a apreciar cada propósito alcanzado, a que la motivación tiene que ser propia y no el resultado de una aprobación ajena.

A Valeria Ojeda, mi amiga, hermana, mentora admirable, ejemplo de investigadora profesional a seguir, consejera y persona de corazón de oro. Gracias por tu motivación, por contener mis lágrimas de frustración, por inspirarme a ser paciente y avanzar, por tener siempre confianza en mi, en mi capacidad como Bióloga y profesional, por tener la certeza que puedo lograr mucho más, gracias por seguir acompañándome y devolverme la pasión por investigar.

A Norma Brugni y Liliana Semenas, dos personas admirables que formaron un espacio y un grupo de valoración al conocimiento por el micromundo Helminológico, inspirando desde sus ideas, experiencias y procedimientos compartidos, para darle una continuidad exhaustiva a cada descubrimiento compartido, a dialogar y retroalimentarnos con el aporte de cada persona que se suma al laboratorio, pero siempre, desde la interacción humana como pieza clave de cualquier avance.

A mis compañeros Carlos Rauque, Agustina Waicheim, Luciano Rittosa, Aylén Veleizan y Rocío Vega, por tantos momentos y “olores” compartidos, muestreos, viajes, mates, charlas, lágrimas, quejas, consejos, pero sobre todo, gracias por las risas, muchas risas compartidas.

A la Dra. Marina Arbetman por sus aportes moleculares, enseñanzas y anécdotas ocurrentes que siempre eran bienvenidas.

Al Dr. Sebastián Márquez por permitirme practicar y ser mi consultor molecular de cabecera cuando éste nuevo mundo nos ofrecía una herramienta de identificación inexplorada y todavía en mis estudios, muy poco aplicada.

A nuestro compañero “el gaviotero Quijada” por facilitarnos las capturas de nuestros ejemplares.

A la comisión del doctorado de la Universidad Nacional del Comahue por brindarme la oportunidad de darle continuidad a mis estudios y alcanzar mi compromiso asumido pese a las adversidades temporales que se fueron presentando.

A las “Pajarolocas” Vale, Laura Chaza, Meli, Sil, Lu, Nata, por acompañarme en cada catarsis y logros obtenidos, por estar siempre compartiendo sus experiencias profesionales y personales, admirables mujeres, madres, biólogas profesionales, grandes amigas.

A mis amigos “cerrito” Marce Bonnis, Andre Trochis, Lean “Achpa”, Emi, Sebas, Jose “Gato”, Any Fernandez, por darme amooooorrrr.

A las “Churris” que están a la distancia o cerquita y siempre van a seguir estando, Glorcis, Laurinski, Maylu, Yany power...por su eterna amistad. Gracias!!!

A mi amiga Laurita Gonzalez, amiga de la vida y de tintos compartidos, pasando malos y buenos tragos de la vida.

A mi mamá Margarita Franco, por brillar con cada uno de mis títulos obtenidos y siempre estar con su apoyo incondicional.

A mi familia materna, especial agradecimiento a mi prima Carolina y sobrinos, los solcitos que siempre están para disfrutar a la “Tía de Bariloche”

Especial agradecimiento a mi hijo JOAQUIN CRESPO CASALINS, mi total inspiración, gracias por tanto tiempo y momentos de tolerancia absoluta, mi compañero incondicional, cada abrazo por cada lágrima, y risa por risa compartida, el que me preparo el té reparador a la madrugada, gracias por aceptar mis ausencias, siempre presente, siempre a mi lado TE AMO HIJO, GRACIAS.

**A la EDUCACIÓN PÚBLICA Y GRATUITA por formarme en cada nivel educativo de mi vida.**



## Índice

INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
Objetivo general.....	10
Objetivos específicos.....	10
<b>CAPÍTULO 1. Descripción de los digeneos adultos que parasitan a <i>Larus dominicanus</i></b>	
<b>del Parque Nahuel Huapi</b>	
Introducción .....	11
Objetivo.....	11
Metodología.....	11
Resultados .....	15
Descripción de los digeneos adultos.....	15
<i>Levinseniella</i> sp.....	15
<i>Maritrema patagonica</i> .....	21
<i>Cryptocotyle dominicana</i> .....	26
<i>Gymnophallus</i> sp.....	33
<i>Diplostomum dominicanum</i> .....	37
<i>Tylodelphys cf. brevis</i> .....	41
<i>Himasthla</i> sp.....	45
<i>Stephanoprora uruguayense</i> .....	52
<i>Echinoparyphium</i> sp.....	56
<i>Echinostoma chloephagae</i> .....	60
<i>Marinabilharzia patagonense</i> .....	66
Discusión.....	66
<b>CAPÍTULO 2. Dieta, estadios larvales y ciclos de vida de digeneos que finalizan en <i>L. dominicanus</i>.</b>	
Introducción .....	68
Objetivos.....	75
Metodología.....	75
Resultados.....	80
Dieta de <i>L. dominicanus</i> .....	80



Estadios larvales de digeneos y sus ciclos de vida.....	81
<i>Tylodelphys</i> sp.....	83
Ciclo de vida de <i>Tylodelphys</i> sp.....	85
<i>Echinoparyphyum</i> sp.....	86
Ciclo de vida de <i>Echinoparyphyum</i> sp.....	89
<i>Cryptocotyle dominicana</i> .....	91
Posible ciclo de vida de <i>Cryptocotyle dominicana</i> .....	92
Posible ciclo de vida de <i>Maritrema patagonica</i> .....	93
Especies de ciclo marino.....	94
Discusión.....	97
<b>CAPÍTULO 3. Comunidad de helmintos de <i>Larus dominicanus</i></b>	
Introducción.....	99
Objetivos.....	100
Metodología.....	101
Resultados .....	106
Composición y riqueza de la comunidad parasitaria.....	106
Dinámica de la comunidad componente por estación.....	113
Discusión.....	117
Comunidad componente.....	117
Variación estacional.....	119
Infracomunidad.....	120
BIBLIOGRAFÍA.....	121
ANEXO DE PUBLICACIONES.....	142



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Larus dominicanus</i> (Lichtenstein, 1823) (Charadriiformes: Laridae).....	3
Figura 2. Sitios de reproducción de <i>Larus dominicanus</i> en América del Sur.....	5
Figura 3. Digeneo generalizado.....	13
Figura 4. <i>Levinseniella</i> sp.....	17
Figura 5. <i>Maritrema patagonica</i> .....	22
Figura 6. <i>Cryptocotyle dominicana</i> .....	27
Figura 7. Topología de árbol de MrBayes (MB) para los conjuntos de datos COI e ITS.....	32
Figura 8. <i>Gymnophallus</i> sp.....	34
Figura 9. <i>Diplostomum dominicanum</i> .....	38
Figura 10. <i>Tylodelphys cf. brevis</i> .....	42
Figura 11. Foto <i>Himasthla</i> sp.....	47
Figura 12. Dibujo <i>Himasthla</i> sp.....	48
Figura 13. <i>Stephanoprora uruguayense</i> .....	53
Figura 14. <i>Echinoparyphium</i> sp.....	57
Figura 15. <i>Echinostoma chloephagae</i> .....	61
Figura 16. Sitios de muestreo de hospedadores intermediarios en el PNNH.....	78
Figura 17. Dispositivo para la observación de la emergencia de cercarias en <i>Chilina gibbosa</i> ..... y <i>Heleobia hatcheri</i> .	79
Figura 18. Estadios larvales de <i>Tylodelphys</i> sp.....	84
Figura 19. Posible ciclo de vida de <i>Tylodelphys cf. brevis</i> en PNNH.....	86
Figura 20. Imagen y dibujo de la echinocercaria de <i>Echinoparyphium</i> .....	87
Figura 21. Figura 21. <i>Temnocephala chilensis</i> con metacercarias de <i>Echinoparyphium</i> sp.....	88



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 22. Ciclo de vida de <i>Echinoparyphium</i> sp. en el PNNH.....	90
Figura 23. Metacercaria de <i>Cryptocotyle dominicana</i> .....	91
Figura 24. Posible ciclo de vida de <i>Cryptocotyle dominicana</i> en el PNNH.....	93
Figura 25. Posible ciclo de vida de <i>Maritrema patagonica</i> en el PNNH.....	94
Figura 26. Ciclo de vida de <i>Marinabilharzia patagonense</i> .....	95
Figura 27. Imágenes de cestodes y nematodos registrados en <i>Larus dominicanus</i> .....	108
del Parque Nacional Nahuel Huapi.	
Figura 28. Correlación entre la prevalencia y la intensidad media de la comunidad componente.....	110
de helmintos de la gaviota cocinera.	
Figura 29. Cantidad de especies parásitas de la comunidad componente de <i>Larus dominicanus</i> .....	111
en el PNNH que presentan diferentes valores de prevalencia.	
Figura 30. Riqueza de especies a nivel de infracomunidades de helmintos de <i>L. dominicanus</i> .....	111
del Parque Nacional Nahuel Huapi.	
Figura 31. Prevalencias de cada una de las especies parásitas de <i>Larus dominicanus</i> .....	115
por estación del año.	



## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especies de helmintos descritos en América del Sur en <i>Larus dominicanus</i> ..... 7-10 de agua dulce y marinos.	7-10
Tabla 2. Características generales de las especies de especies de <i>Levinseniella</i> .....20 registradas en aves de América del Sur y de Argentina.	20
Tabla 3. Características generales de las especies de <i>Maritrema</i> registradas en aves .....24 de América del Sur.	24
Tabla 4. Características generales de las especies de <i>Maritrema patagonica</i> registradas.....25 en Argentina.	25
Tabla 5. Características generales de las especies de <i>Cryptocotyle</i> registradas .....30 en aves y mamíferos de América.	30
Tabla 6. Variabilidad de nucleótidos para la región COI, calculada como diferencias.....31 por sitio a partir del promedio de todos los pares de secuencias dentro de cada grupo.	31
Tabla 7. Variabilidad de nucleótidos para la región ITS, calculada como diferencias.....31 por sitio a partir del promedio de todos los pares de secuencias dentro de cada grupo.	31
Tabla 8. Características generales de las especies de <i>Gymnophallus</i> , registradas en aves.....36 de Argentina.	36
Tabla 9. Características generales de las especies de <i>Diplostomum</i> registradas en gaviotas.....40 de Argentina y laAntártida.	40
Tabla 10. Características generales de las especies de <i>Tylodelphys</i> registradas en aves.....44 de América Central y del Sur.	44
Tabla 11. Características generales de las especies de <i>Stephanoprora</i> registradas en aves.....55 en América del Sur	55
Tabla 12. Características generales de las especies de <i>Echinoparyphium</i> registradas.....59 en Patagonia, Argentina.	59
Tabla 13. Características generales de las especies de <i>Echinostoma</i> registradas.....64 - 65 en aves de Argentina.	64 - 65
Tabla 14. Registros previos de los hospedadores intermediarios de los géneros.....74 y especies de digeneos identificados en el Capítulo 1.	74



## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 15. Frecuencia de ítems alimenticios de <i>L. dominicanus</i> registrados.....	81
en diferentes temporadas reproductivas en el PNNH.	
Tabla 16. Hospedadores intermediarios analizados, tamaño de la muestra, intensidad media.....	82
y prevalencia de los digeneos registrados en los hospedadores intermediarios seleccionados.	
Tabla 17. Cestodes y nematodos encontrados en este estudio, registrando estadio,.....	107
sitio de infestación y registros previos.	
Tabla 18. Descriptores de la comunidad componente de helmintos de <i>Larus dominicanus</i> .....	109
del Parque Nacional Nahuel Huapi.	
Tabla 19. Índice de dominancia e índice de importancia de las especies de helmintos.....	112
de la gaviota cocinera.	
Tabla 20. Valores y rangos de riqueza (S), equitabilidad (E) y diversidad de Shannon Wiener (H').....	113
obtenidos para las infracomunidades y comunidad componente de <i>Larus dominicanus</i> .	
Tabla 21 Valores de prevalencia % e intensidad media estacional para cada especie.....	114
Valores máximos de prevalencia (celeste), valores máximos de intensidad media (gris).	
Tabla 22. Índices de riqueza, Diversidad de Shannon, Equitabilidad de Shannon,.....	116
Dominancias de las especies de helmintos registradas por estación.	
Tabla 23. Valores del índice de Similitud de Jaccard para las comunidades de helmintos por estación..	117



## INTRODUCCIÓN GENERAL

El parasitismo es una interacción obligatoria y permanente entre dos organismos heteroespecíficos (el hospedador y el parásito) cuyas historias de vida están sincronizadas en el espacio y en el tiempo (Loker y Hofkin, 2015). Esta forma de vida es la más común sobre la Tierra, dado que cada especie de vida libre tiene asociada más de una especie parásita a lo largo de su ciclo de desarrollo (Windsor, 1997). Es cada vez más evidente la importancia de la taxonomía de los parásitos para el conocimiento y la conservación de la biodiversidad oculta en los ecosistemas. Se ha sostenido que la taxonomía descriptiva es sólo un agente al servicio del resto de la biología, pero dada la peculiaridad extrema de las especies parásitas y la pequeña proporción conocida de este tipo de organismos, el estudio taxonómico de los mismos abre las puertas a un sinnúmero de preguntas, ofrece las bases para el estudio de la filogenia y suministra datos para estudios ecológicos y de conservación (Godfray, 2002; Fenton y Brockhurst, 2008; Gómez y Nichols, 2013). Los programas de conservación de animales, tienden a ser dominados por especies de vertebrados, sin embargo, muchos parásitos son altamente especializados, habiendo evolucionado para depender de una sola especie y pueden resultar más raros y más amenazados que sus hospedadores (Hechinger et al., 2007).

Los parásitos son útiles para diferentes tipos de inventarios debido a su importancia como bioindicadores de las interacciones tróficas en los ecosistemas, estructuran la dinámica poblacional de los hospedadores, alteran la competencia interespecífica, influyen en el flujo de energía y determinan la estructura de las cadenas tróficas. También pueden aumentar el riesgo de extinción local en poblaciones pequeñas o en ecosistemas alterados (Brooks, 2000; Hudson et al., 2006). Su presencia o ausencia hace posible inferir la riqueza de vertebrados e invertebrados en un hábitat determinado, lo que es posible gracias al conocimiento de los ciclos de vida (Hechinger et al., 2007). Los endoparásitos intestinales sirven como bioindicadores de la calidad de agua cuando se analizan los diferentes estadios y sus hospedadores en el ambiente (Brooks y McLennan, 1991). Históricamente el rol de los parásitos en el funcionamiento de los ecosistemas ha sido subestimado debido a su aparente baja biomasa comparada con otros grupos tróficos. Sin embargo, hay evidencia creciente de que los efectos mediados por parásitos sobre las comunidades son significativos y su biomasa comparable a la de los hospedadores (Kuris et al., 2008). Particularmente los digeneos, presentan la mayor biomasa en ambientes de agua dulce (Lagrue y Poulin, 2016; Preston et al., 2021). El estudio de la comunidad parasitaria permite determinar la importancia relativa



de cada una de las especies que la componen, así como posibles asociaciones e interacciones, que pueden variar en relación a diferentes características del hospedador como la edad y el sexo (Bush y Holmes, 1986). Además, la presencia de los parásitos intestinales puede ser indicadora de la dieta de su hospedador. Las comunidades se pueden estudiar en distintos niveles jerárquicos como el de infracomunidad (todas las poblaciones de parásitos dentro de un único individuo hospedador) y como el de comunidad componente (conjunto de las infracomunidades en una población hospedadora) (Esch y Fernández, 1993).

### ***Larus dominicanus***

A nivel mundial existen 44 especies del género *Larus* (Charadriiformes, Laridae), que representan casi la totalidad de las 50 especies de la familia (Harrison, 1983). La mayor parte de estas especies se distribuyen en el Hemisferio Norte (Pierotti y Annet, 1991); 32 especies de *Larus* se reproducen regularmente en el continente americano, 22 en Norteamérica y 10 en Sudamérica (Howell y Dunn, 2007). Los láridos presentan amplios rangos de distribución y nidificación (Yorio y Harris, 1992). En el caso de *Larus dominicanus* (gaviota cocinera; Figura 1), la mayoría de los movimientos ocurren dentro de los 30 km del sitio de nidificación, aunque algunos pueden dispersarse hasta 935 km desde el lugar natal (Whittington y Kearns, 2009). Recientemente se han propuesto cinco subespecies de *L. dominicanus*, aunque el estado taxonómico de esta especie sigue siendo un tema de debate (Jiguet et al., 2012). Las gaviotas cocineras en América del Sur extienden su área de reproducción desde el norte de Tierra del Fuego hasta Río de Janeiro (Brasil), en la costa del Atlántico y hasta Piura (Perú), en la costa del Pacífico (Yorio et al., 2016). A pesar de la amplia distribución y el papel de esta especie en los ecosistemas costeros, el conocimiento de su distribución y su abundancia en América del Sur aún es incompleto, y hay pocas evaluaciones disponibles a nivel regional o nacional (Yorio et al., 1998; Simeone et al., 2003; Barbieri y Mendonça, 2008; Lisnizer et al., 2011). En Patagonia, esta especie está ampliamente distribuida, reproduciéndose a lo largo de las costas marinas y en ambientes continentales (García-Borboroglu y Yorio, 2004).

Una de las características particulares que distingue a las gaviotas de otras aves es la amplitud en el uso de los recursos. Estudios isotópicos mostraron que hembras y machos de gaviotas usan de modo similar los hábitats de forrajeo, excepto por una mayor preferencia en el uso de las áreas costeras por parte de las hembras. Esto posiblemente refleja la gran extensión de áreas utilizadas para incubar (Kasinsky, 2019). La gaviota cocinera prefiere anidar en islas, aunque también utiliza sectores costeros del continente como acantilados, rocas, playas,

vegetación arbustiva y no arbustiva y ocupa ambientes tanto marinos como de agua dulce (Figura 2) (Burger, 1974; Pierotti, 1982; García-Broboroglu y Yorio, 2004). La expansión de las poblaciones de gaviotas cocineras observada en la costa norte patagónica (Lisnizer et al., 2011) también parece estar ocurriendo en los ecosistemas continentales. Una colonia de gaviotas cocineras en las Islas De La Guardia, en el lago Nahuel Huapi, fue avistada por primera vez por pescadores de la zona en 2002, cerca del basurero urbano de Villa la Angostura (~1.5 km entre la colonia y el vertedero). Este basurero utiliza un método de procesamiento de 'vertedero abierto', lo que deja grandes cantidades de desechos orgánicos permanentemente disponibles para las gaviotas y, por lo tanto, apoya el establecimiento y mantenimiento de esta colonia. Donde las poblaciones de gaviotas se están expandiendo los vertederos suelen ser utilizados intensamente como fuente de alimento (Frixione et al., 2012). La disponibilidad de un alimento no natural puede mejorar el desempeño reproductivo de los individuos al aumentar la masa y la condición corporal (Auman et al., 2008). En consecuencia, la dinámica de la población podría cambiarse mejorando la supervivencia de adultos y polluelos. La colonia vecina más cercana en el área es una colonia más antigua, al sur del lago Nahuel Huapi (n = 350 nidos) y cerca de la ciudad de San Carlos de Bariloche (Frixione et al., 2012; Frixione y Alarcón, 2016)(Figuras 1 y 2).



Figura 1. *Larus dominicanus* (Lichtenstein, 1823) (Charadriiformes: Laridae) ID Fotografía: 292608 Santiago Luis Vargas.

En relación a su ecología trófica a las gaviotas se las puede considerar como una especie generalista, depredadora y carroñera que se alimenta tanto de peces, invertebrados acuáticos y terrestres, así como de huevos, de pichones y de adultos de otras especies, de basura de origen antrópico, de descartes pesqueros y de carroña e incluso “cosechan” frutos del bosque (Bertellotti et al., 2001; Yorio y Giaccardi, 2002; Howell y Dunn, 2007). Se ha demostrado



que las diferencias en la dieta entre localidades, temporadas o etapas del ciclo reproductivo, están sujetas a variaciones en la disponibilidad del alimento que consumen naturalmente, a sus requerimientos energéticos y a las variaciones en la oferta antrópica. La diferente oferta ambiental a lo largo de la distribución espacial reproductiva, influye sobre las estrategias tróficas entre machos y hembras (Kasinsky, 2019). Los estudios de dieta realizados para la gaviota cocinera se han centrado en ambientes marinos, pero cabe destacar que, en éstos ambientes, el comportamiento y la variación en la dieta están estrechamente relacionados con la actividad pesquera y la época reproductiva (Yorio et al., 2016). Los estudios en ambientes dulceacuícolas son escasos y muestran que la variación de la dieta, el tamaño poblacional y la relación con otras especies de aves no sólo está determinada por la etapa reproductiva sino también por el asentamiento y la proximidad de las colonias con los basurales (Frixione et al., 2012; Frixione y Alarcón, 2016).



Figura 2. Sitios de reproducción de *Larus dominicanus* en América del Sur (modificado de Yorio, 2016).

Las gaviotas también pueden exhibir un comportamiento de cleptoparasitismo, que incluye la capacidad de detectar y atacar a otras especies de aves que transportan alimentos, sosteniendo prolongadas persecuciones aéreas (Spencer et al., 2016). Este tipo de alimentación es considerado como una forma de agresión y puede ser inter o intraespecífica (Gómez - Tejedor



y De Lope, F., 1995; Martínez y Bachmann, 1997; Bertellotti, 1998; Shealard, 2002; Frixione, 2010). Los estudios de algunas poblaciones de gaviotas cocineras, en Argentina durante las últimas dos décadas, han mostrado que afectan negativamente a otras especies. La depredación, la competencia por el espacio, el cleptoparasitismo y su actividad en o cerca de ciudades, puede resultar peligroso para el ambiente y la salud humana (Yorio et al., 1998). En numerosas regiones es considerada una “especie problema”, impactando negativamente sobre otras especies de aves y de mamíferos, principalmente a través de la depredación, el robo de alimento y la competencia por los sitios de nidificación. Por ejemplo, la gaviota cocinera puede depredar sobre huevos y pichones del pingüino de Magallanes y el cormorán imperial (Frere et al., 1992; Yorio y Boersma, 1994; Yorio y Quintana, 1996). Las gaviotas pueden ser agentes de transmisión y dispersión de diferentes enfermedades zoonóticas, dado que muchas veces se asientan alrededor de los lagos contaminando con heces el agua que se utiliza para el consumo humano o para recreación (Leotta et. al., 2006; Bogomolni et al., 2008; Kinzelman et al., 2008). Particularmente, en los ambientes de agua dulce de Argentina, se ha registrado que las gaviotas son portadoras de agentes potencialmente zoonóticos como el digéneo *Ornithobilharzia canaliculata* que podría causar la dermatitis cercarial (Szidat, 1964) y de especies de *Dibothriocephalus* (syn. *Diphyllobothrium*) que son agentes causales de la difilobotriosis (Kreiter y Semenas, 1997; Hinojosa-Sáez y González Acuña, 2005; Casalins et al., 2015).

### ***Larus dominicanus* como hospedador definitivo**

En Argentina, la mayor parte de los estudios parasitológicos han sido realizados en aves de importancia veterinaria, siendo los estudios de helmintos en aves acuáticas silvestres escasos y esporádicos, sujetos generalmente a eventuales hallazgos de aves muertas o moribundas. Los estudios helmintológicos realizados sobre gaviotas en América del Sur están centrados principalmente en poblaciones marinas y reportan la ocurrencia y los valores de infección en *L. dominicanus* de Brasil, Uruguay, Chile, Argentina y Antártida (Tabla 1). Los trabajos parasitológicos realizados en ambientes continentales corresponden a lagos andinos de Chile (Torres et al.; 1981, 1991, 1992 y 1993) y de Argentina (Szidat, 1964; Kreiter y Semenas, 1997). La parasitofauna de las gaviotas, presenta una gran variedad de helmintos, que podría deberse, a la gran variedad de alimentos ingeridos por este hospedador, como por ejemplo moluscos, crustáceos, insectos y peces entre otros (Aponte et al., 2014). No existen estudios que relacionen la parasitofauna con la dieta de *L. dominicanus* en ambientes dulceacuícolas.



Phylum, Clase o Subclase	Helminto	Familia	País/Región	Bibliografía
ACANTOCEPHALA	<i>Corynosoma</i> sp.	Polymorphidae	Chile y Arg.	Torres et al. (1992), Diaz et al. (2011)
ACANTOCEPHALA	<i>Corynosoma shackletoni</i>	Polymorphidae	Antártida	Zdzitowiecki (1978, 1985)
ACANTOCEPHALA	<i>Filicollis</i> sp.	Polymorphidae	Brasil	Travassos et al. (1960)
ACANTOCEPHALA	<i>Profilicollis</i> sp.	Polymorphidae	Arg.	Kreiter y Semenas (1997), Diaz (2006)
ACANTOCEPHALA	<i>Profilicollis antarcticus</i>	Polymorphidae	Chile y Nueva Zelanda	Torres et al. (1992), Latham y Poulin (2002)
ACANTOCEPHALA	<i>Profilicollis bullocki</i>	Polymorphidae	Chile	Riquelme (2006)
ACANTOCEPHALA	<i>Profilicollis chasmagnati</i>	Polymorphidae	Arg.	Diaz et al., (2011)
CESTODA	<i>Alcataenia dominicana</i>	Dilepididae	Arg.	Labriola y Suriano (2001)
CESTODA	<i>Choanotaenia meridionalis</i>	Dilepididae	Arg.	Szidat (1964)
CESTODA	<i>Cyclorchida omalancristata</i>	Dilepididae	Arg.	Szidat (1964)
CESTODA	<i>Diphyllobothrium</i> sp.	Diphyllobothriidae	Arg.	Szidat (1964), Torres et al. (1981), Kreiter y Semenas (1997)
CESTODA	<i>Diphyllobothrium dendriticum</i>	Diphyllobothriidae	Chile y Arg.	Torres et al. (1981), Kreiter y Semenas (1997)
CESTODA	<i>Diphyllobothrium microcordicep</i>	Diphyllobothriidae	Arg.	Szidat (1964)
CESTODA	<i>Haploparaxis larina</i>	Hymenolepididae	Antártida	Yamaguti (1959)
CESTODA	<i>Haploparaxis primus</i>	Hymenolepididae	Arg.	Szidat (1964)
CESTODA	<i>Hymenolepis semiductilis</i>	Hymenolepididae	Arg.	Szidat (1964)
CESTODA	<i>Mesocestoides</i> sp.	Ciclophyllidea	Arg.	Szidat (1964)
CESTODA	<i>Microsomacanthus shetlandicus</i>	Hymenolepididae	Antártida y Arg.	Cielecka y Zdzitowiecki (1981), Labriola y Suriano (2001)
CESTODA	<i>Paricterotaenia</i> sp.	Dilepididae	Arg.	Yamaguti (1959), Szidat (1964), Labriola y Suriano (2001)
CESTODA	<i>Tetrabothrius</i> sp.	Tetrabothriidae	Arg.	Szidat (1964), Kreiter y Semenas (1997), Diaz et al. (2011), Labriola (2001), Diaz (2006).
CESTODA	<i>Tetrabothrius argentinum</i>	Tetrabothriidae	Arg.	Szidat (1964), Labriola y Suriano (2001)
CESTODA	<i>Tetrabothrius cylindraceus</i>	Tetrabothriidae	Arg. y Chile	Szidat (1964), Torres et al. (1991, 1992, 1993)
CESTODA	<i>Wardium arktowskii</i>	Hymenolepididae	Antártida	Jarecka y Ostas (1984)



Phylum, Clase o Subclase	Helminto	Familia	País/Región	Bibliografía
CESTODA	<i>Wardium paucispinosum</i>	Hymenolepididae	Arg.	Labriola y Suriano (2001)
DIGENEA	<i>Bartolius pierrei</i>	Gymnophallidae	Arg.	Cremonte (2001, 2004), Diaz et al. (2011),
DIGENEA	<i>Brachylecithum</i> sp.	Dicrocoeliidae	Arg.	Diaz (2006)
DIGENEA	<i>Cardiocephalus brandesi</i>	Strigeidae	Brasil	Szidat (1964)
DIGENEA	<i>Cryptocotyle</i> sp.	Heterophyidae	Antártida Chile y Arg.	Zdzitowecki et al. (1989), Torres et al. (1993) Kreiter y Semenas (1997),
DIGENEA	<i>Diplostomum antarcticum</i>	Diplostomidae	Antártida	Feiler (1986)
DIGENEA	<i>Diplostomum dominicanum</i>	Diplostomidae	Antártida	Zdzitowecki et al. (1989)
DIGENEA	<i>Diplostomum minutum</i>	Diplostomidae	Arg.	Szidat (1964), Niewiadomska et al. (1989), Kreiter y Semenas (1997),
DIGENEA	Gymnophallidae indeter	Gymnophallidae	Arg.	Diaz (2006)
DIGENEA	<i>Gymnophallus australis</i>	Gymnophallidae	Arg.	Diaz et al., (2011)
DIGENEA	<i>Gymnophallus deliciosus</i>	Gymnophallidae	Antártida	Zdzitowecki et al. (1989)
DIGENEA	<i>Himasthla escamosa</i>	Himasthliidae	Antártida y Arg.	Feiler (1986), Diaz y Cremonte (2004), La Sala et al. (2009)
DIGENEA	<i>Stephanoprora brachyrhynchus</i>	Echinostomatidae	Arg.	Labriola y Suriano (2001)
DIGENEA	<i>Stephanoprora denticulata</i>	Echinostomatidae	Chile	Torres et al. (1993)
DIGENEA	<i>Stephanoprora</i> sp.	Echinostomatidae	Arg.	Kreiter y Semenas (1997), Labriola y Suriano (2001), Diaz et al. (2011)
DIGENEA	<i>Stephanoprora podicippei</i>	Echinostomatidae	Arg.	Diaz et al. (2011)
DIGENEA	<i>Stephanoprora uruguayense</i>	Echinostomatidae	Uruguay	Holcman-Spector y Olagüe (1989)
DIGENEA	<i>Levinseniella anenteron</i>	Microphallidae	Arg.	Szidat (1964), Deblock (1978)
DIGENEA	<i>Lyperosomum</i> sp.	Dicrocoeliidae	Arg.	Diaz et al. (2011)
DIGENEA	<i>Marinabilharzia patagonense</i>	Schistosomatidae	Arg.	Brant et al. (2017) Lorenti et al. (2022)
DIGENEA	<i>Maritrema</i> sp.	Microphallidae	Arg.	Diaz et al. (2011), Diaz (2006)
DIGENEA	<i>Maritrema bonaerensis</i>	Microphallidae	Arg.	Cremonte et al., (1999)
DIGENEA	<i>Maritrema eroliae</i>	Microphallidae	Chile	González - Acuña et al. (2009)
DIGENEA	<i>Maritrema madrynensis</i>	Microphallidae	Arg.	Diaz y Cremonte (2010)



Phylum, Clase o Subclase	Helminto	Familia	País/Región	Bibliografía
DIGENEA	<i>Maritrema orensensis</i>	Microphallidae	Arg.	Cremonte y Martorelli (1998), La Sala et al. (2009)
DIGENEA	<i>Microphallus nicolli</i>	Microphallidae	Chile	González - Acuña et al. (2009)
DIGENEA	<i>Microphallus similis</i>	Microphallidae	Arg.	Szidat (1964)
DIGENEA	<i>Odhneria odhneri</i>	Microphallidae	Arg.	Díaz et al. (2011)
DIGENEO	<i>Ogmogaster antarcticus</i>	Notocotylidae	Antártida	Zdzitowecki et al. (1989)
DIGENEA	<i>Ornithobilharzia canaliculata</i>	Schistosomatidae	Arg.	Szidat (1964)
DIGENEA	<i>Pachytrema magnum</i>	Opisthorchiidae	Brasil	Travassos et al. (1962)
DIGENEA	<i>Parorchis acanthus</i>	Philophthalmidae	Antártida	Zdzitowecki et al. (1989), Díaz (2006)
DIGENEO	<i>Paramonostomum antarctica</i>	Notocotylidae	Antártida	Odening (1982), Zdzitowecki et al. (1989)
DIGENEA	<i>Parorchis</i> sp.	Philophthalmidae	Arg.	Díaz et al. (2011)
DIGENEA	<i>Philophthalmus lachrymosus</i>	Philophthalmidae	Brasil	Travassos et al. (1960, 1962)
DIGENEA	<i>Renicola</i> sp.	Renicolidae	Brasil	Wright (1954)
DIGENEA	<i>Riverabilharzia ensenadense</i>	Schistosomatidae	Arg.	Lorenti et al. (2022)
DIGENEA	<i>Stomylotrema vicarium</i>	Stomylotrematidae	Arg.	Szidat (1964), Ostrowski de Núñez (1978)
NEMATODA	<i>Ancyracanthopsis winegardi</i>	Acuariidae	Arg.	Cremonte et al., (2000)
NEMATODA	<i>Capillaria</i> sp.	Capillariidae	Chile y Arg.	Torres et al. (1982, 1991, 1992, 1993), Kreiter y Semenas (1997)
NEMATODA	<i>Contracecum</i> sp.	Anisakidae	Chile y Arg.	Torres et al. (1993), Kreiter y Semenas (1997), Díaz et al. (2011)
NEMATODA	<i>Contracecum rudolphii</i>	Anisakidae	Chile	Torres et al. (1993)
NEMATODA	<i>Cosmocephalus obvelatus</i>	Acuariidae	Arg.	Díaz et al. (2001; 2004), Cremonte (2001, 2004)
NEMATODA	<i>Eucoleus</i> sp.	Capillariidae	Arg.	Díaz et al. (2011)
NEMATODA	<i>Paracuaria adunca</i>	Acuariidae	Arg.	Díaz et al. (2011)
NEMATODA	<i>Pectinospirura argentata</i>	Acuariidae	Arg.	Labriola y Suriano (2001), Díaz et al. (2004), La Sala et al. (2009)
NEMATODA	<i>Sciadiocara haematopodi</i>	Acuariidae	Arg.	Cremonte et al. (1999)
NEMATODA	<i>Skrjabinoclava andersoni</i>	Acuariidae	Arg.	Labriola y Suriano (2001), Díaz et al. (2004)



Phylum, Clase o Subclase	Helminto	Familia	País/Región	Bibliografía
NEMATODA	<i>Tetrameres</i> sp.	Tetrameridae	Brasil	Travassos et al. (1960, 1962)
NEMATODA	<i>Tetrameres skrjabini</i>	Tetrameridae	Chile	González - Acuña et al. (2009)

\*Según WoRMS (World Register of Marine Species)

Tabla 1. Especies de helmintos descritos en América del Sur en *Larus dominicanus* de agua dulce y marinos.

### ***Larus dominicanus* en el Parque Nacional Nahuel Huapi**

La dieta de la gaviota cocinera en el Parque Nacional Nahuel Huapi está caracterizada principalmente por una alta frecuencia y abundancia de desechos orgánicos de origen antrópico, seguido por insectos y crustáceos (Frixione et al., 2012; Frixione y Alarcón, 2016). Se han reportado conflictos con otras especies de aves, como es el caso de *Phalacrocorax atriceps* (cormorán imperial), donde los ataques agresivos y el comportamiento cleptoparasitario de la gaviota cocinera disminuyó la actividad reproductiva de aquel imperial (Frixione, 2010; Frixione y Alarcón, 2016). Los registros de parásitos en el Parque Nacional Nahuel Huapi incluyen digeneos de los géneros *Stephanoprora*, *Cryptocotyle* y *Diplostomum*, cestodes de los géneros, *Dibothriocephalus*, *Anomotaenia*, *Tetrabothrius*; nematodes de los géneros *Contraecum* y *Capillaria* y acantocéfalos del género *Profilicollis* (Kreiter y Semenas, 1997). Los capítulos 1 y 2 se centran en la descripción taxonómica y ciclos de vida de los Digeneos dado que son el grupo más representado en estudios previos (ver Tabla 1). En el capítulo 3 se incluyen los Cestodes y Nematodes registrados a efectos de cuantificar la comunidad de helmintos. Adicionalmente se agrega un anexo denominado “Anexo de trabajos publicados” donde se incluyen las publicaciones de la presente tesis.

### ***Objetivo general***

El objetivo del presente trabajo es describir la comunidad de helmintos, con énfasis en los digeneos, de la población de gaviota cocinera (*L. dominicanus*) del lago Nahuel Huapi, Parque Nacional Nahuel Huapi (PNNH).

### ***Objetivos específicos***

- 1- Describir los digeneos adultos encontrados en *L. dominicanus* (Capítulo 1).
- 2- Describir los estadios larvales de digeneos encontrados en posibles hospedadores intermediarios y asociarlos con la dieta de *L. dominicanus* (Capítulo 2).
- 3- Describir la composición y la estructura de las comunidades de helmintos de *L. dominicanus* en cuerpos de agua dulce patagónicos (Capítulo 3).



## CAPÍTULO 1

### Descripción de los digeneos adultos que parasitan a *Larus dominicanus* del Parque Nahuel Huapi

#### **Introducción**

Los digeneos tienen ciclos de vida complejos, con dos o más hospedadores. El hospedador donde alcanzan la madurez sexual se conoce como hospedador definitivo y es generalmente un vertebrado, con pocas excepciones en invertebrados, donde maduran generalmente como metacercarias progenética. En el primer hospedador intermediario que es un molusco, se reproducen asexualmente una o más generaciones de estadios larvales. En los digeneos de ambientes dulceacuícolas, el primer hospedador intermediario es generalmente un gasterópodo, y en algunas especies un bivalvo. Además, utilizan un segundo hospedador intermediario que puede ser pez, molusco o crustáceo y albergan al estadio de metacercaria. Para que los parásitos alcancen al hospedador definitivo vertebrado estos hospedadores deben ser depredados (Loker y Hofkin, 2015).

La parasitofauna de *L. dominicanus* en Sudamérica incluye cerca de 40 especies de digeneos (Szidat, 1964; Kreiter y Semenas, 1997; Diaz 2006; Lunaschi et al., 2007; González-Acuña et al., 2009; Diaz et al. 2011; Lorenti et al., 2022). Particularmente en los ambientes de agua dulce de Argentina, los registros de la parasitofauna de la gaviota cocinera incluyen a 8 especies de digeneos, algunos de los cuales son agentes causales de enfermedades zoonóticas de origen acuático como la dermatitis cercarial (Brant et al., 2017). Las familias de digeneos registradas hasta la fecha en ambientes acuáticos de agua dulce de Argentina que utilizan a *L. dominicanus* como hospedador definitivo son: Microphallidae, Heterophyidae, Echinostomatidae, Diplostomidae y Schistosomatidae (Szidat, 1964; Kreiter y Semenas, 1997; Lunaschi et al., 2007; González-Acuña et al., 2009; Brant et al., 2017).

#### **Objetivo**

- Describir los digeneos adultos encontrados en *L. dominicanus*.

#### **Metodología**

Se capturo un total de 42 gaviotas entre los años 2013 y 2014, 9 en primavera, 12 en verano, 11 en otoño y 10 en invierno. Las gaviotas fueron capturadas, con trampas cebadas en el Parque Nacional Nahuel Huapi. Las gaviotas fueron trasladadas al Laboratorio de Parasitología (LAPAR), Centro Regional Universitario Bariloche, Universidad Nacional



del Comahue para realizar la prospección helmintológica en fresco. Se revisaron los siguientes órganos: esófago, estómago, intestino, hígado, páncreas, riñones, gónadas, corazón y pulmones. Los órganos extraídos fueron colocados en cápsulas de Petri y analizados bajo microscopio binocular estereoscópico. El estómago se compone de dos partes bien diferenciadas morfológicamente y con funciones diferentes, el estómago glandular o proventrículo y el estómago muscular o molleja. El estómago glandular y la molleja fueron conservados en freezer, ya que de esta forma se facilita la separación de la cutícula del estómago muscular. El intestino fue subdividido en tres porciones, anterior, medio y posterior, a fin de identificar el sitio de localización de los helmintos. Se procedió al raspado de la mucosa intestinal para liberar aquellos helmintos que se hallaban adheridos a las paredes.

Para cada gaviota capturada y revisada, se completó una planilla individual, registrando el número de ejemplar, fecha, colector, contenido estomacal, y la cantidad y la localización de los helmintos determinados al menor nivel taxonómico posible. Los parásitos hallados fueron colectados y fijados en formol 5% o conservados en alcohol 96%.

Los digeneos fueron teñidos con diferentes técnicas de coloración (carmín clorhídrico, o tricrómico de Gomori), deshidratados en una serie gradual de alcoholes, diafanizados en creosota y montados en bálsamo de Canadá. Los dibujos fueron realizados con la ayuda de una cámara clara. El número de parásitos de cada gaviota fue contabilizado por especie a fin de calcular la prevalencia y la intensidad media (Bush et al., 1997). Las medidas de las estructuras corporales de los digeneos (Figura 3) se tomaron bajo microscopio óptico con ocular graduado, se expresan en micrones a menos que se indique lo contrario, registrando el rango y el promedio se da entre paréntesis. Se tomaron las siguientes medidas: largo y ancho del cuerpo, largo y ancho de la ventosa oral, largo de la prefaringe, largo y ancho de la faringe, largo del esófago, largo de los ciegos, largo y ancho de la ventosa ventral o acetábulo, largo y ancho de los testículos, largo y ancho del ovario, largo y ancho del huevo, largo y ancho del receptáculo seminal, distribución de las glándulas vitelógenas y del útero, largo del forebody (distancia desde el extremo anterior a la ventosa ventral), largo del hindbody (distancia desde el extremo anterior a la ventosa ventral) y estructuras propias del género o las diferentes especies.

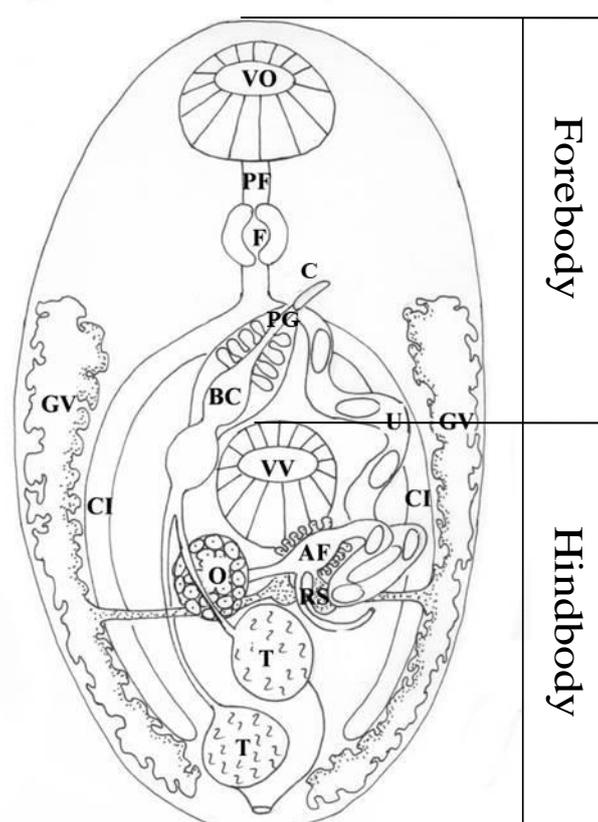


Figura 3. Digeneo generalizado donde se indican las estructuras: Ventosa oral (VO), prefaringe (PF), faringe (F), ciegos intestinales (CI), ventosa ventral o acetábulo (VV), ovario (O), receptáculo seminal (RS), testículo (T), cirro (C), bolsa del cirro (BC), poro genital (PG), útero con huevos (U), glándula vitelógena (GV), atrio femenino (AF).

Para el estudio molecular, el ADN de los Heterophyidae se extrajo utilizando el kit para tejidos Qiagen DNeasy (Qiagen, Hilden, Alemania) y se siguieron las recomendaciones del fabricante. Se amplificaron secuencias correspondientes a COI y a ITS1. La región COI se amplificó utilizando los siguientes cebadores: MplatCOX1dF (TGT AAAACGACGGCCAGTTTWCITTRGATCATAAG) y MplatCOX1dR (CAGGAAACAGCATGACTGAAAYAAAYAIIGGATCICCACC) (Moszczyńska et al., 2009). Para las reacciones de PCR se utilizó un volumen total de 25  $\mu$ l, que incluyó 2,5  $\mu$ l de buffer de 10x (20 mM Tris-HCl pH 8,4, 50 mM KCl), 1,25  $\mu$ l de MgCl<sub>2</sub> 50 mM; 0,5  $\mu$ l de cada cebador (10  $\mu$ M); 0,5  $\mu$ l todos los dNTP (2,5 mM cada uno); 0,15  $\mu$ l de Taq Polimerasa (5  $\mu$ l); y 17,6  $\mu$ l de agua. Las condiciones de ciclado fueron: 1 ciclo de 94° C por 1min, 5 ciclos de 94° C por 40 seg, 45° C por 40 seg y 72° C por 1min; seguido de 35 ciclos de 94° C durante 40 segundos, 51° C durante 40 segundos y 72° C durante 1 minuto; con una extensión final a 72° C por 5 min. Para la amplificación ITS1, se utilizaron los cebadores D1 (AGGAATTCCTGGTAAGTGCAAG) y D2



(TATGCTTAAATTCAGCGGGT) (Galazzo et al., 2002), con el siguiente ciclo térmico: desnaturalización inicial a 94° C durante 5 min; seguido de 45° ciclos de 94° C durante 30 segundos, 57° C por 30 seg, 72° C por 1 min; y una extensión final de 72° C por 7 min.

Todas las muestras amplificadas se corrieron en gel de agarosa al 1% y se tiñeron con tinción en gel SYBRt Safe DNA (ThermoFisher, Buenos Aires, Argentina) para visualizar bandas. Los que dieron positivo fueron enviados a Macrogen Korea para la secuenciación capilar de aproximadamente 650 pb de la región COI y 900 pb para la ITS1. Las secuencias obtenidas de cada región se curaron usando BioEdit (Hall, 1999) y posteriormente alineadas usando ClustalW incluido en Mega 7 (Kumar et al., 2016).

Se realizó una búsqueda BLAST, utilizando cada una de las nuevas secuencias como una consulta, en NCBI para cada región de ADN. Para el género *Cryptocotyle*, solo secuencias COI estaban disponibles y correspondieron a *Cryptocotyle lingua* Creplin, 1825, y luego seleccionamos 10 secuencias de esta especie para capturar la variación intraespecífica y compararla con la especie nueva putativa. También se incluyeron otras especies de la familia recuperadas de la búsqueda BLAST: *Apophallus donicus* Skrjabin y Lindtrop, 1919, *Apophallus muehlingi* Jägerskiöll, *Apophallus* sp., *Ascocotyle* sp. y *Haplorchis taichui* Nishigori, 1924. Para ITS1, nuevamente el único congénere fue *C. lingua*, y se agregaron otras secuencias relacionadas: *A. donicus*, *A. muehlingi*, *Euryhelmis costaricensis* Brenes-Madrigal, Arroyo-Sancho, y Jimenez-Quirós, 1960, *Metagonimus suifunensis* Shumenko, Tatonova, and Besprozvannykh, 2017, *Metagonimus yokogawai* Katsurada, 1912, y *Metorchis orientalis* Tanabe, 1920. Se construyó una alineación por separado para cada región, algunas secuencias tuvieron que ser recortadas para que coincidiera con la secuencia más corta en la alineación. Las distancias genéticas se calcularon dentro y entre los grupos y con especies relacionadas disponibles en GenBank, utilizando distancias- P (p-distances). Luego, se utilizó JModeltest para seleccionar el modelo óptimo de sustitución, siendo, Jukes Cantor el de mejor AIC y valores LogLikelihood. Se realizaron análisis de Máxima Verosimilitud (MV) usando Modelo de Kimura 2 y análisis bayesianos con MrBayes, para explorar las relaciones entre estos taxones.



## Resultados

De las 42 gaviotas capturadas se identificaron 16 especies de endoparásitos de las cuales 10 fueron digeneos correspondientes a 6 familias. A continuación, se detallan las familias y las especies registradas:

Familia Microphallidae Ward, 1901

*Levinseniella* sp. Stiles y Hassall, 1901

*Maritrema patagonica* Rauque, Flores y Brugni, 2013 -

Familia Heterophyidae Leiper, 1909

*Cryptocotyle dominicana* (ver artículo de respaldo en el ANEXO)

Familia Gymnophallidae Odhner, 1905

*Gymnophallus* sp. Odhner, 1900

Familia Diplostomidae Poirier, 1886

*Diplostomum dominicanum* Feiler, 1986

*Tylodelphys cf. brevis* Drago y Lunaschi 2008

Familia Himasthliidae Odhner, 1910

*Himasthla* n. sp. Dietz, 1909

Familia Echinostomatidae Looss, 1899

*Stephanoprora uruguayense* Holcman-Spector y Olagüe, 1989

*Echinoparyphium* sp. Dietz, 1909

*Echinostoma chloephagae* Sutton y Lunaschi, 1980

Familia Schistosomatidae Stiles y Hassall, 1898

*Marinabilharzia patagonense* Lorenti, Brant, Giladroni, Diaz y Cremonte, 2022

### *Descripción de los digeneos adultos*

Familia Microphallidae Ward, 1901

Género: *Levinseniella* Stiles y Hassall, 1901

Sinonimia: *Austromicrophallus* Szidat, 1964, *Heardlevinseniella* Yamaguti, 1971.

Especie: *Levinseniella* sp.

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: región anterior del intestino

Prevalencia: 14,3%

Intensidad media: 4

Rango de intensidad: 1-15



### ***Descripción morfológica***

Basada en 10 digeneos grávidos. Cuerpo lingüiforme a elongado con tegumento espinoso 384-701 (588) de largo, 202-307 (260) de ancho. Ventosa oral diámetro 31-53 (42). Prefaringe 22-50 (36) de largo, faringe 24-36 (27) de largo, 17-31 (22) de ancho, esófago 96-288 (179) de largo, ciegos divergentes, 108-197 (130) de largo. Ventosa ventral post ecuatorial, 41-53 (46) de largo, 43-53 (49) de ancho. Testículos simétricos, post ováricos 41-60 (52) de largo, 72-84 (75) de ancho. Bolsa del cirro ausente. Vesícula seminal piriforme 24-50 (36) de largo, 73 (50-96) de ancho, glándulas prostáticas envuelven la parte distal de la vesícula seminal. Cirro papiliforme, proyectándose al atrio genital. Poro genital localizado a la izquierda de la ventosa ventral 24-31 (25) de diámetro. El atrio genital presenta hasta cuatro digitaciones atriales. El ovario se ubica a la derecha de la ventosa ventral, 29-72 (55) de largo, 41-96 (75) de ancho. Útero ocupando la porción posterior del cuerpo. Metratermo no diferenciado. Las glándulas vitelógenas se ubican en la parte posterior del cuerpo, formando dos grupos simétricos. Ductos vitelógenos arqueados, posteriores a la ventosa ventral, en forma de V. Huevos operculados de color caramelo 12-24 (18) de largo, 7-10 (9) de ancho (Figura 4).

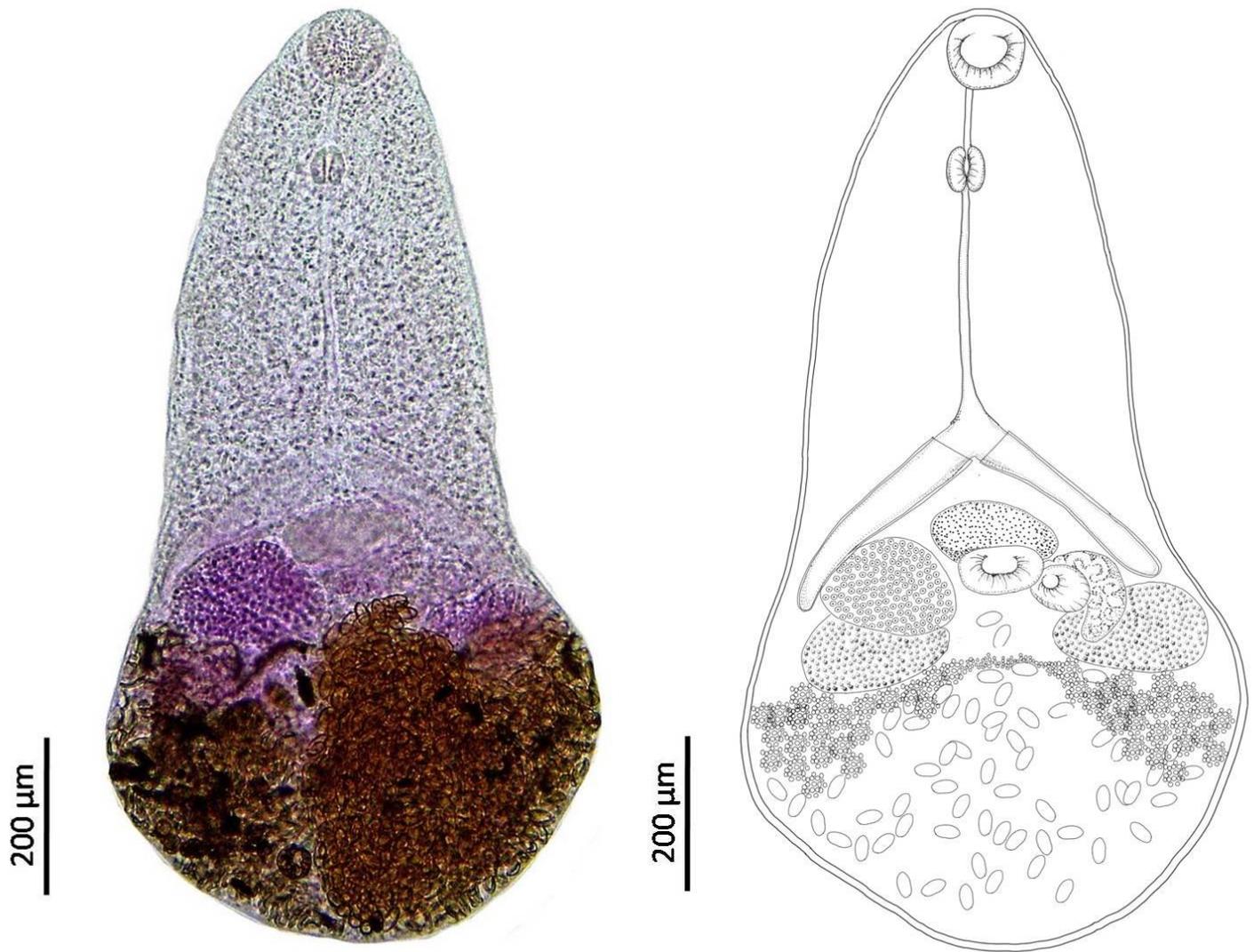


Figura 4. *Levinseniella* sp. (vista ventral)



## Comentarios

Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Levinseniella* por presentar tamaño corporal mediano, ventosa ventral post ecuatorial, esófago largo, ciegos divergentes, testículos postováricos simétricos, bolsa del cirro ausente, poro genital a la izquierda de la ventosa. Además, presentan un atrio que se caracteriza por tener escasas digitaciones atriales (Deblock, 2008). Las especies de *Levinseniella* pueden dividirse en varios subgéneros basados en la presencia o ausencia de una bolsa genital femenina y el número de las digitaciones atriales, como así también, en la presencia o ausencia de un par de papilas principales como características diagnósticas importantes (Rankin, 1939). Posteriormente, Yamaguti (1971) describe un nuevo género, *Herardlevinseniella*, caracterizado fundamentalmente por la ausencia de bolsa genital femenina y por la presencia de un par de papilas en la ventosa anterior y un anillo muscular post-oral. Simultáneamente se propuso un nuevo subgénero, *Monarrhenos* Deblock y Pearson, 1970, que carece de una bolsa genital femenina para diferenciar las especies de *Levinseniella*. Aunque *Herardlevinseniella* fue sinonimizado con *Levinseniella* por Overstreet y Perry (1972), por los escasos argumentos planteados para diferenciarlos en dos géneros por Yamaguti (1971). Para determinar la identidad específica de los miembros del género *Levinseniella*, la naturaleza y el número de las digitaciones atriales han sido consideradas como las principales características cualitativas y cuantitativas. Heard (1968) dividió el género *Levinseniella* en cuatro grupos basado en la presencia o ausencia de bolsas genitales femeninas y el número relativo de digitaciones atriales presentes: (I) con pocas digitaciones atriales (es decir, cuatro o menos) y bolsa femenina presente; (II) pocas digitaciones atriales y bolsa femenina ausente; (III) numerosas digitaciones atriales (es decir, siete o más) y bolsa femenina presente; y (IV) numerosas digitaciones atriales y bolsa femenina ausente.

Hasta la fecha el género *Levinseniella* contiene más de 40 especies descriptas en aves en todo el mundo, de éstas, sólo cuatro especies, han sido registradas en América del Sur: *Levinseniella venezuelensis* Fischthal y Nasir, 1974 en *Erunetes pussillus* (correlimos semipalmeado) y *Levinseniella gavilanicola* Diaz et. al. 2015 en *Buteogallus anthracinus* (gavilán cangrejero negro) en Venezuela, *Levinseniella cruzi* Travassos, 1920 en *Anas bahamensis* (pato gargantilla) y *Nyctanassa violacea* (martinete coronado) en Brasil, y en *Himantopus melanurus* (tero real), *Rollandia rolland chilensis* (macá común), *Vanellus chilensis lampronotus* (tero común) y *Larus atlanticus* (gaviota cangrejera) en Argentina (Martorelli, 1988; Martorelli e Ivanov, 1996; La Sala et al., 2009; Alda, 2011). *Levinseniella* (*Monarrhenos*) *anenteron* (Szidat, 1964) es la única especie descripta de ejemplares obtenidos de *L. dominicanus* en Patagonia, esta especie fue descripta previamente como



*Austromicrophallus anenteron* Szidat, 1964. Posteriormente fue redescrita y transferida al género *Levinseniella* y al subgénero *Monarrehenos*, en base a las características de la bolsa atrial de Tipo II (Deblock, 1978).

Aunque los ejemplares de este estudio comparten con *L. (Monarrehenos) anenteron* la presencia de poro genital situado al costado del acetábulo, bolsa atrial femenina ausente y pocas digitaciones atriales, características que la incluyen en el grupo II, se diferencian por tener faringe y ciegos intestinales, así como por las medidas corporales, que son aproximadamente la mitad de las registradas para *L. (Monarrehenos) anenteron* (Tabla 2). Esta combinación de caracteres morfológicos de los ejemplares recuperados indicaría que se trataría de una nueva especie. Esta nueva especie se diferenciaría de las restantes especies de América del Sur en las medidas del cuerpo y de los órganos así como también en que presenta un número menor de digitaciones atriales (hasta 4 digitaciones atriales en los ejemplares de este estudio *versus* 6 o más en las restantes especies, ver Tabla 2).



Especies	<i>Levinseniella</i> sp.	<i>L. anenteron</i> (Szidat, 1964)	<i>L. cruzi</i> Travassos, 1920	<i>L. cruzi</i> Travassos, 1920	<i>L. cruzi</i> Travassos, 1920	<i>L. venezuelensis</i> Fischthal y Nasir, 1974	<i>L. gavilanicola</i> Diaz, Gomez, Bashirullah y Guillarte, 2015
Hospedador	<i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>Larus maculipennis</i> (capucho café); <i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>Rollandia rolland chilensis</i> (macá común) <i>Himantopus</i> <i>melanurus</i> (tero real), <i>Vanellus chilensis</i> (tero común)	<i>Larus atlanticus</i> (gaviota)	<i>Anas bahamensis</i> (pato gargantilla), <i>Nyctanassa</i> <i>violacea</i> (martinete coronado)	<i>Ereunetes pusillus</i> (correlimos semipalmado)	<i>Buteogallus anthracinus</i> (gavilán cangrejero negro)
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi.	Argentina	Los Talas, Chascomús, Mar Chiquita, Prov. Buenos Aires (Argentina)	Estuarios Bahía Blanca (Argentina)	Brasil	Laguna Los Patos, Venezuela	Venezuela
Referencia	Presente trabajo	Deblock (1978)	Martorelli (1988)	La Sala et al (2009)	Travassos (1920)	Fischthal y Nasir (1974)	Diaz et al. (2015)
Tamaño muestra	10	5	30	Sin dato	Sin dato	3	8
Forma de cuerpo	lingüiforme	lingüiforme	piriforme	sin datos	ovoide	elongado	lingüiforme
Largo corporal	384-702 (588)	900-1200 (1050)	512-1130 (765)	390-690	609-713	836-890	1045-1776
Ancho corporal	202-307 (260)	400-600 (520)	208-460 (330)	190-310	222-313	sin datos	476-629
Largo ventosa oral	31-53 (42)	150-200 (155)	60-102 83	sin datos	92-113	71-90	147-174
Largo prefaringe	22-50 (36)	ausente	28-145 (69)	sin datos	14-56	37-56	40-120
Largo faringe	24-36 (27)	ausente	30-48 (40)	sin datos	35-53	32-38	60-90
Ancho faringe	17-31 (22)	ausente	27-40 (34)	sin datos	21-35	37-38	50-80
Largo ventosa ventral	41-53 (46)	sin datos	sin datos	sin datos	56-71	63-64	100-153
Ancho ventosa ventral o	43-53 (49)	sin datos	sin datos	sin datos	56-71	56-61	112-139
Largo esófago	96-288 (179)	ausente	80-261 (151)	40-110	sin datos	172-205	160-410
Largo ciegos	108-197 (130)	ausente	180-330 (232)	110-270	sin datos	192-213	sin datos
Largo testículo derecho	41-60 (52)	90-120	99-150 (119)	50-80	sin datos	53-68	30-50
Ancho testículo derecho	72-84 (75)	65-80	48-80 (69)	50	sin datos	90-119	80-112
Largo testículo izquierdo	sin datos	90-120	100-139	50-90	sin datos	57-65	30-60
Ancho testículo izquierdo	sin datos	65-80	50-80	30-70	sin datos	35-93	80-120
Largo vesícula seminal	24-50 (36)	110-210	66-108 (89)	sin datos	sin datos	87-88	60-121
Ancho vesícula seminal	50-96 (73)	65-90	sin datos	sin datos	sin datos	35-43	202-262
Largo ovario	29-72 (55)	120-170 (140)	72-99 (90)	50-90	irregular	56-62	80-150
Ancho ovario	41-96 (75)	80-120 (100)	40-84 (63)	20-50	irregular	74-85	140-180
Largo huevo	12-24 (18)	20-21	18-24 (20)	sin datos	21-35	15-17	18-24
Ancho huevo	7-10 (9)	14	9-12 (10)	sin datos	12-14	10-11	10-13
Largo forebody	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos	545-590	sin datos
Ancho forebody	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos	177-187	sin datos
Digitaciones atriales	1-4	4	6 a 10	6 a 10	6 a 10	6	9

Tabla 2. Características generales de las especies de especies de *Levinseniella* registradas en aves de América del Sur y de Argentina.

Género *Maritrema* Nicoll, 1907

Especie: *Maritrema patagonica* Rauque, Flores y Brugni, 2013

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: región media del intestino

Prevalencia: 28,5%

Intensidad media: 2

Rango de intensidad: 1-4

### ***Descripción morfológica***

Mediciones basadas en 7 ejemplares. Cuerpo 294-378 (340) de largo por 232-280 (254) de ancho a nivel del testículo, ovalado a piriforme. Espinas cubriendo toda la superficie del cuerpo. Ventosa oral 28-39 (32) de largo por 31-42 (34) de ancho, subterminal. Ventosa ventral 28-34 (33) de largo por 28-34 (30) de ancho, ecuatorial. Faringe 13-20 (17) de largo por 17-22 (19) de ancho, muscular. Esófago corto, 28-78 (43) de largo. Ciego extendiéndose hasta la región anterior del testículo, que termina en la proximidad del borde anterior de la vitelógena; bifurcación intestinal a nivel del margen anterior del saco del cirro. Testículos indentados, simétricos, postováricos, izquierdo 28-67 (44) de largo por 42-92 (58) de ancho, en el último tercio del cuerpo. Vesícula seminal 42-92 (72) de largo por 34-70 (50) de ancho. Cirro invaginado sin espinas. Ovario 22-42 (32) de largo por 20-56 (41) de ancho, transversalmente alargado, trilobado. Receptáculo seminal presente. Glándulas vitelógenas bien desarrolladas y compuesta por pequeños folículos de forma irregular, configurando un anillo estrecho ininterrumpido que se extiende desde la parte anterior de los testículos hacia el extremo posterior del cuerpo, rodeando testículos y útero. Conductos vitelinos se fusionan para formar el reservorio vitelino, entre los testículos. Metratermo fuertemente muscularizado y definido. Poro genital a la izquierda de la ventosa ventral. Huevos 14-17 (16) de largo por 8-11 (9) de ancho, ovalados, lisos y operculados (Figura 5).

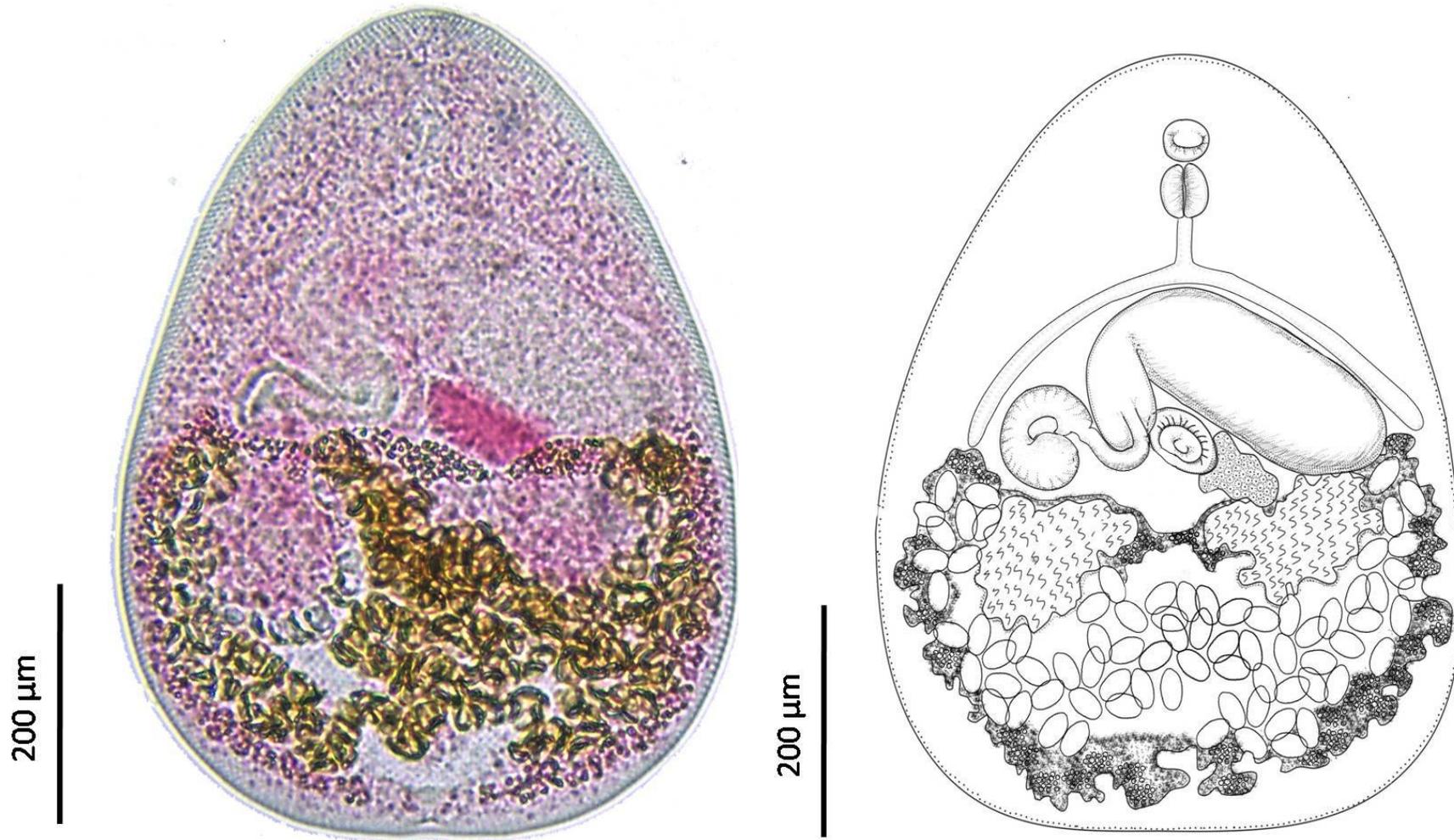


Figura 5. *Maritrema patagonica* (vista ventral)



### Comentarios

El género *Maritrema* agrupa a pequeños trematodos que parasitan el intestino de aves. La clasificación e identificación de las especies en el género *Maritrema* es difícil, debido a la gran cantidad de especies descritas y a la homogeneidad de sus características (Cremonte y Martorelli, 1998). Las especies dentro de este género se clasifican por la presencia/ausencia de espinas en el cirro, por la distribución de las glándulas vitelógenas, y sus características morfométricas (Deblock, 2008).

De acuerdo con la clasificación de los microfálidos propuesta por Deblock (1971, 2008), la especie registrada en *L. dominicanus* del Parque Nacional Nahuel Huapi, puede ser incluida en el género *Maritrema* por la presencia de vitelógenas en cintas simétricas rodeando los canales uterinos y los testículos; y por la presencia una bolsa del cirro que contiene al cirro evaginable.

La amplia distribución geográfica de las especies de *Maritrema* es atribuida a los hábitos migratorios de las aves que sirven como hospedadores definitivos. Se han reportado alrededor de 22 especies en diferentes hospedadores (Yamaguti, 1975; McDonald, 1981). En América del Sur, las especies de este género han sido encontradas en intestinos de aves y de mamíferos: *Maritrema nicolli* Travassos, 1920, parasitando al anseriforme *Daphila bahamensis* (pato gargantillo) y *Maritrema pulcheri* Travassos, 1920 parasitando *Didelphis aurita* (zarigüella) ambas en Brasil; *Maritrema bravoae* Caballero e Ibáñez, 1970, en el passeriforme *Anthus peruvianus* (cachirla peruana) en Perú; *Maritrema magdalenae* Werding, 1973 en el charadriiforme, *Limnodromus griseus* (becasina piquicorta) en Colombia. González Acuña et al. (2009), reportaron la presencia de *Maritrema eroliae* Yamaguti, 1939 en aves playeras y en *L. dominicanus* en costas del Pacífico Chileno en Talcahuano. En Argentina, en ambientes marinos, se reportaron *Maritrema bonaerensis* Etchegoin y Martorelli, 1997 parasitando a las gaviotas *L. atlanticus* y a *L. maculipennis*. *Maritrema huillini* Flores, Brugni y Pozzi, 2012 parasitando a *Lontra provocax* (huillin) en lagos andino patagónicos, *Maritrema pichi* Capasso, D'amico y Diaz, 2019 y *Maritrema patagonica* obtenida experimentalmente a partir de metacercarias de *Aegla riolimayana* (cangrejo de río) (Rauque et al., 2013). Los reportes correspondientes a las especies de *Maritrema* que parasitan a *L. dominicanus* en Argentina; corresponden a: *Maritrema madrynensis* Diaz y Cremonte, 2010 en Puerto Madryn, Chubut; a *Maritrema formicae* Diaz, Gilardoni y Cremonte, 2012 en Península Valdés, Chubut; y a *Maritrema orensensis* Cremonte y Martorelli, 1998 en el Balneario Orense en Buenos Aires, esta última también parasita a *L. atlanticus* (Etchegoin y Martorelli, 1997; Cremonte y Martorelli, 1998; Cremonte, 1999; Diaz y Cremonte, 2010; Diaz et al., 2012). Los ejemplares obtenidos en este estudio se corresponden morfométricamente con *M. patagonica* (Tablas 3 y 4)



<b>Especie</b>	<i>Maritrema patagonica</i> Rauque, Flores y Brugni, 2013	<i>M. nicolli</i> Travassos, 1920	<i>M. pulcherrima</i> Travassos, 1928	<i>M. bravoae</i> Caballero et Ibáñez, 1970	<i>M. magdalenae</i> Werding, 1973
<b>Hospedador</b>	<i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>Anas bahamensis</i> (pato gargantillo)	<i>Didelphis aurita</i> (zarigüella)	<i>Anthus peruvianus</i> (cachirla peruana)	<i>Limnodromus griseus</i> (becasina piquicorta)
<b>Localidad</b>	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Brasil	Brasil	Perú	Colombia
<b>Referencia</b>	<b>Presente trabajo</b>	Travassos (1920)	Deblock (1971)	Caballero e Ibáñez (1970)	Werding (1973)
<b>Tamaño de muestra</b>	7	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos
<b>Forma del cuerpo</b>	piriforme	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos
<b>Largo corporal</b>	294-378 (340)	156-241	400-500	743-885	288-366 (321)
<b>Ancho corporal</b>	232-280 (254)	177-213	320-380	286-371	174-270
<b>Largo ventosa oral</b>	28-39(32)	28-32	80-100	37-51	30-36
<b>Ancho ventosa oral</b>	31-42 (34)	28-32	80-100	44-51	30-45
<b>Largo faringe</b>	13-20 (17)	12-14	25-30	17-20	18-21
<b>Ancho faringe</b>	17-22 (19)	sin datos	sin datos	sin datos	24-27
<b>Largo ventosa ventral</b>	28-34 (33)	28	40-48	51-54	45-57
<b>Ancho ventosa ventral</b>	28-34 (30)	28	40-48	44-51	sin datos
<b>Largo esófago</b>	28-78(43)	35	10-20	34-102	15-24
<b>Largo del ciego</b>	sin datos	sin datos	110-160	7	sin datos
<b>Largo testículo</b>	28-67 (44)	sin datos	40-50	92-102	21-33
<b>Ancho testículo</b>	42-92 (58)	sin datos	sin datos	75-95	30-54
<b>Largo vesícula seminal</b>	42-92 (72)	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos
<b>Ancho vesícula seminal</b>	34-70 (50)	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos
<b>Largo ovario</b>	22-42(32)	30	sin datos	sin datos	48-81
<b>Ancho ovario</b>	20-56(41)	30	sin datos	sin datos	21-42
<b>Largo huevo</b>	14-17 (16)	12	18-20	sin datos	14-16
<b>Ancho huevo</b>	8-11 (9)	8	10-11	14	sin datos

Tabla 3. Características generales de las especies de *Maritrema* registradas en aves de América del Sur



Especie	<i>M. patagonica</i> Rauque, Flores y Brugni, 2013	<i>M. patagonica</i> Rauque, Flores y Brugni, 2013	<i>M. formicae</i> Diaz, Gilardoni y Cremonte, 2012	<i>M. madrynensis</i> Diaz y Cremonte, 2010	<i>M. huillini</i> Flores, Brugni y Pozzi; 2012	<i>M. bonaerensis</i> Etchegoin y Martorelli, 1997	<i>M. orenensis</i> Cremonte y Martorelli, 1998	<i>M. pichi</i> Capasso, D'Amico y Diaz, 2019
Hospedador	<i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	Adulto experimental	<i>L. dominicanus</i>	<i>L. dominicanus</i>	<i>Lontra provocax</i> (huillin)	<i>L. maculipennis</i> (gaviota capucho café) y <i>L. atlanticus</i> (gaviota cangrejera)	<i>L. dominicanus</i> y <i>L. atlanticus</i>	<i>Calidris bairdii</i> (correlimos de Baird)
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Península Valdés (Patagonia)	Puerto Madryn (Patagonia)	Pichi Leufu (Patagonia)	Buenos Aires	Buenos Aires	Provincia de Chubut (Patagonia)
Referencia	Presente trabajo	Rauque et al. (2013)	Diaz et al. (2012)	Diaz y Cremonte (2010)	Flores et al. (2012)	Etchegoin y Martorelli (1997)	Cremonte y Martorelli (1998)	Capasso et al. (2019)
Tamaño de muestra	7	6	14	10	20	15	15	18
Forma del cuerpo	piriforme	oval a piriforme	piriforme	lingüiforme	piriforme	lingüiforme	lingüiforme	piriforme
Largo corporal	294-378 (340)	240-317 (288)	230-350 (269)	400-690 (535)	538-758 (656)	530-740 (670)	380-510 (430)	140-292 (209)
Ancho corporal	232-280 (254)	182-211 (197)	102-195 (130)	235-390 (309)	259-326 (290)	270-350 (300)	190-270 (230)	sin datos
Largo ventosa oral	28-39(32)	25-35 (30)	26-43 (32)	40-62 (53)	41-48 (51)	53-70 (61)	34-53 (41)	20-40 (29)
Ancho ventosa oral	31-42 (34)	32-38 (35)	24-40 (29)	35-61 (48)	46-65 (57)	43-63 (52)	30-50 (27)	13-50 ( 27)
Largo faringe	13-20 (17)	15-20 (17)	17-28 (20)	30-42 (37)	18-24 (22)	23-29 (26)	26-37	12-30 (19)
Ancho faringe	17-22 (19)	17-25 (22)	13-18 (15)	21-30 (25)	24-29 (25)	23-26 (24)	20-32 (24)	9-20 (14)
Largo ventosa ventral	28-34 (33)	28-35 (31)	23-40 (28)	50-75 (59)	41-53 (46)	43-63 (55)	38-44 (42)	18-40 (25)
Ancho ventosa ventral	28-34 (30)	28-37 (33)	24-40 (29)	43-60 (51)	36-55 (45)	43-60 (56)	38-44 (42)	15-30 (23)
Largo esófago	28-78(43)	10-22 (17)	20-35 (27)	25-75 (48)	53-94(69)	36-120 (90)	21-42 (31)	10--30 (18)
Largo del ciego	sin dato	105-130 (112)	sin dato	sin dato	361-458 (412)	26-29	80-122 (100)	sin datos
Largo testículo	28-67 (44)	40-83 (55)	30-45 (36)	55-75 (63)	72-115 (83)	79-120 (96)	27-69 (46)	30-75
Ancho testículo	42-92 (58)	52-60 (58)	23-40 (29)	48-55 (52)	72-108 (88)	60-120 (79)	34-79 (56)	18-42
Largo vesícula seminal	42-92 (72)	45-75 (62)	20-45 (27)	62-110 (85)	13-19 (16)	110-170 (140)	35-72 (48)	28-38 (32)
Ancho vesícula seminal	34-70 (50)	10-30 (24)	17-25 (20)	48-55 (52)	13-19 (16)	40-60 (52)	21-37 (30)	12-17 (15)
Largo ovario	22-42(32)	25-50 (37)	30-52 (42)	40-65 (55)	36-65 (51)	53-80 (63)	34-79 (50)	20-35 (28)
Ancho ovario	20-56(41)	45-67 (58)	23-35 (28)	75-110 (93)	41-91 (65)	73-85 (79)	34-72 (53)	11-22 (17)
Largo huevo	14-17 (16)	17-18 (18)	14-18(16)	18-23 (20)	17-20 (19)	17-20 (19)	12-16 (15)	12-20 (17)
Ancho huevo	8-11 (9)	10-11 (10)	8-9 (8,5)	10-12 (11)	10-10 (10)	9-12 (7)	74-110 (100)	9 (5-10)

Tabla 4. Características generales de las especies de *Maritrema patagonica* registradas en Argentina

Familia Heterophyidae (Leiper, 1909)\*

\*Nota: Tradicionalmente, el género *Cryptocotyle* se ha considerado miembro de la familia Heterophyidae (Pearson, 2008), pero estudios genéticos posteriores a la publicación de *C. dominicana* ubican al género en la familia Opisthorchiidae (Tatonova y Besprozvannykh, 2019; Sokolov et al., 2021)

Género *Cryptocotyle* (Luhe, 1899)

Especie *Cryptocotyle dominicana* Casalins, Arbetman, Viozzi y Flores, 2020

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: región media del intestino.

Prevalencia: 40 %

Intensidad Media: 22

Rango de intensidad 1-130

Ejemplares depositados: Adulto Holotipo (MACN–Pa 624) y paratipos (MACN–Pa 625/1; MACN–Pa 625/2; MACN–Pa 625/ 3, MACN–Pa 625/4; MACN–Pa 625/5; MACN –Pa 625/6).

Secuencia Representativa ADN:[urn:lsid:zoobank.org:pub:1C4811BA-1407-4986-82B9-2F71F53130F4](https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuclot/1C4811BA-1407-4986-82B9-2F71F53130F4).

Etimología: el nombre de la especie “dominicana” hace referencia al epíteto específico del hospedador tipo.

### **Descripción morfológica**

Basado en 20 digeneos grávidos. Cuerpo lingüiforme con escamas tegumentarias, 1296-1939 (1586) de largo, 490-672 (566) de ancho, relación largo/ancho 1: 2,65-2,90 (1: 2,80). Ventosa oral subterminal, 50-106 (73) de largo, 59-87 (70) de ancho. Prefaringe corta, más pequeña que la ventosa oral, faringe 42-61 (49) de largo, 28-56 (40) de ancho, esófago 56-154 (115) de largo, bifurcación intestinal anterior al saco ventrogenital. Los ciegos se extienden hasta el extremo posterior del cuerpo. Ventosa ventral 36-77 (58) de largo, 56-86 (67) de ancho. El saco ventrogenital que incluye la papila genital, el poro genital y la ventosa ventral se ubica en el segundo tercio del cuerpo, 48-157 (132) de largo. La papila genital a veces sobresale a través del poro genital. El ducto eyaculador y el metratermo se abren en el poro genital. Testículos oblicuos irregulares, 62-252 (185) de largo, 154-288 (219) de ancho. Vaso deferente paralelo al útero y al metratermo. Ovario irregular, anterior a los testículos, 86-168 (123) de largo, 98-375 (195) de ancho. Receptáculo seminal parcialmente superpuesto con ovario, 70-204 (132) de diámetro. El útero ocupa el tercer cuarto del cuerpo, extendiéndose desde la ventosa ventral a la glándula de Mehlis. Las glándulas vitelógenas se extienden por delante del saco ventrogenital, alcanzando la mitad de la distancia entre la ventosa ventral y la bifurcación de los ciegos y se extienden posteriormente hasta el extremo del cuerpo, 624-1296 (1056) de largo. Huevos operculados 25-33 (30) de largo, 14-19 (17) de ancho (Figura 4).

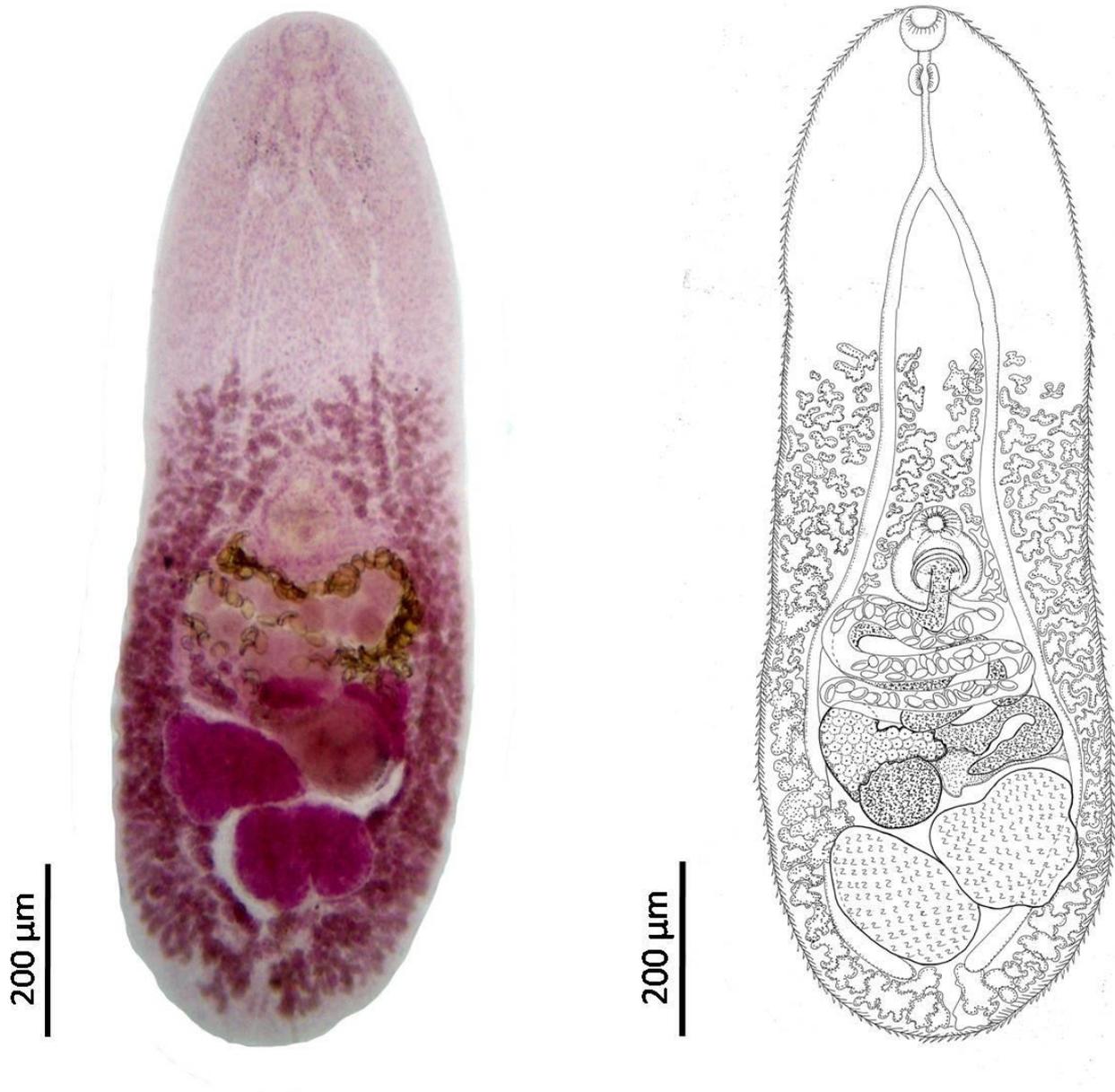


Figura 6. *Cryptocotyle dominicana* (vista ventral)



### Comentarios

Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Cryptocotyle* por tener un cuerpo lingüiforme, tegumento escamoso, saco ventrogenital permanente y testículos oblicuos (Pearson, 2008). El género *Cryptocotyle* Lühe, 1899 incluye parásitos intestinales de aves y mamíferos, especialmente de ambientes marinos del Hemisferio Norte (Yamaguti, 1971; Pearson, 2008). Algunas de ellas parasitan a gaviotas, como *Cryptocotyle concava* Creplin, 1825, *Cryptocotyle lingua* Creplin, 1825 y *Cryptocotyle jejuna* Nicoll, 1907, y recientemente se describió *Cryptocotyle micromorpha* Presswell y Bennett, 2022 de numerosas aves, entre ellas *L. dominicanus* en Nueva Zelanda (Presswell y Bennett, 2022). En América del Sur, la única especie descrita es *Cryptocotyle thapari* McIntosh, 1953, que parasita las nutrias de los géneros *Lutra* y *Pteronura* en ambientes de agua dulce de Bolivia (Gardner y Thew, 2006). En la Antártida y en la Patagonia argentina y chilena, especímenes adultos de *Cryptocotyle* sp. se encontraron parasitando a *L. dominicanus* pero no se identificaron a nivel de especie (Szidat, 1964, Zdzitowiecki et al., 1989, Torres et al., 1993, Kreiter y Semenas, 1997) (Tabla 1).

Las especies del género *Cryptocotyle* que parasitan exclusivamente a mamíferos son *Cryptocotyle macrorhina* Mac Callum, 1916, *Cryptocotyle badamshini* Kurochkin, 1959, *Cryptocotyle delamurei* Yurakhno, 1987, *Cryptocotyle quinqueangularis* Skrjabin, 1923, *Cryptocotyle yamashitai* Kamiya y Ohbayashi, 1975, *Cryptocotyle misgurni* Ohyama, Okino y Ushirogawa, 2001 y *C. thapari*. La especie que fue registrada exclusivamente en aves es *C. jejuna*, mientras que *Cryptocotyle cryptocotyloides* Issaitschicow, 1923, *C. lingua*, *C. concava* y *Cryptocotyle gyrincola* (Kamiya y Ohbayashi, 1975) parasitan tanto aves como a mamíferos (Yamaguti, 1971). Estudios recientes al sur de Rusia, registraron una nueva especie, obteniendo adultos experimentales de *Cryptocotyle lata* Tatonova y Besprozvannykh, 2019 a partir de infestaciones experimentales de *Anas platyrhynchos* alimentados con ranas y peces también parasitados experimentalmente (Tatonova y Besprozvannykh, 2019), pero luego se registraron infecciones naturales en mamíferos como *Nyctereutes procyonoides koreensis* (perro mapache) (Lee et al., 2021).

Las especies que parasitan exclusivamente a mamíferos, excepto *C. thapari*, tienen forma corporal pentagonal u ovoide con una relación largo/ancho que varía entre 1: 0,86-1,66, con testículos dispuestos simétricamente, y glándulas vitelógenas que se extienden anteriormente hasta la bifurcación de los ciegos (Kamiya y Ohbayashi, 1975; Yurakhno, 1987; Ohyama et al., 2001). *Cryptocotyle dominicana* se diferencia de estas por tener un cuerpo lingüiforme con una proporción de 1: 2,65-2,90 (1: 2,80), testículos oblicuos y glándulas vitelinas que no alcanzan la bifurcación cecal. Particularmente difiere de *C. thapari* por la disposición de los testículos, en *C. dominicana* son oblicuos, mientras que en *C. thapari* se encuentran en tándem (Gardner y Thew, 2006). *Cryptocotyle lata* difiere de *C. dominicana*, tanto en la forma del cuerpo



(pentagonal *versus* lingüiforme), como en el tamaño corporal, tamaño de huevo, disposición de testículos y extensión de vitelógenas (Lee et al., 2021). *Cryptocotyle dominicana* comparte con *C. cryptocotyloides*, *C. jejuna*, *C. lingua* y *C. concava* la forma corporal lingüiforme, pero difiere de todas por el tamaño del huevo, que es menor. Además, *C. cryptocotyloides* y *C. concava* se diferencian de esta especie al tener los testículos dispuestos simétricamente (Ransom, 1920, Issaitschikoff y Weinberg, 1926, Price, 1931). *Cryptocotyle jejuna* se diferencia por la distribución de las glándulas vitelógenas, que alcanzan sólo el nivel de la ventosa ventral (Price, 1931) (Tabla 4). *Cryptocotyle micromorpha* se distingue de *C. dominicana*, por su menor tamaño corporal y la distribución de las glándulas vitelógenas que no se extienden intercecalmente ni solapan los ciegos intestinales (Presswell y Bennett, 2022). En particular, cuando los especímenes de *C. dominicana* se comparan con los especímenes de *Cryptocotyle* obtenidos de *L. dominicanus* de la Antártida por otros autores, se observan escasas diferencias en las medidas de los órganos, pero difieren en la extensión de las glándulas vitelógenas que alcanzan la bifurcación cecal en los especímenes antárticos (Zdzitowiecki et al., 1989), a diferencia de *Cryptocotyle dominicana* donde alcanzan la mitad de la distancia entre la bifurcación de los ciegos y la ventosa ventral. Considerando los caracteres morfológicos que diferencian a *C. dominicana* de las otras especies, concluimos que los especímenes registrados en *L. dominicanus* del PNNH corresponden a una nueva especie de *Cryptocotyle*.



Ejemplar	<i>Cryptocotyle dominicana</i> n sp.	<i>Cryptocotyle</i> sp. (Lühe, 1899)	<i>C. jejuna</i> (Nicoll, 1907)	<i>C. lingua</i> (Creplin, 1825)	<i>C. lingua</i> (Creplin, 1825)	<i>C. concava</i> (Creplin, 1825)	<i>C. thapari</i> McIntosh, 1953
Hospedador	<i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>L. dominicanus</i>	<i>L. argentatus</i> (gaviota argentéa) <i>L. ridibundus</i> (gaviota encapuchada)	<i>L. glaucescens</i> (gaviota aliglauca o gaviota de Bering)		<i>L. marinus</i> (gavión atlántico)	<i>Lontra longicaudis</i> (perro de agua) <i>Pteronura brasiliensis</i> (nutria gigante)
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Antártida	Hemisferio Norte	Hemisferio Norte		Hemisferio Norte	Bolivia
Referencia		Zdzitowiecki (1989)	Ransom (1920)	Ransom (1920)	Yoshimura (1965)	Ransom (1920); Wootton (1957)	Gardner y Thew (2006)
Forma del cuerpo	lingüiforme	lingüiforme	lingüiforme	lingüiforme	lingüiforme	ovoide	
Largo corporal	1296-1939	720-900	1800	550-2000	2839	600-1000	1257-3120
Ancho corporal	490-672	370-450	sin datos	200-900 (400)	972	500-850	618-933
Largo ventosa oral	47-115	640-650	45	66-110	134	60-100	63-100
Ancho ventosa oral	19-87	720-740	45	66-110	134	69-100	72-96
Largo faringe	42-61	540-610	38	40-80	95-104	60-64	75-106
Ancho faringe	28-56	350-460	18	30-48	95-104	60-64	53-79
Largo ventosa ventral	36-144	400-700	55	120-250	112-126	150-300	113-149
Ancho ventosa ventral	19-47	700-800	55	120-250	112-126	150-300	156-172
Largo esófago	56-154	sin datos	100	sin datos	112	95	70-287
Disposición de testículos	oblicuos	oblicuos	oblicuos	oblicuos	oblicuos	simétricos	tandem
Largo testículo izquierdo	62-252	140-190	sin datos	120-250	275-324	sin datos	280-513
Ancho testículo	154-288	100-140	sin datos	70-130	421-480	300	124-249
Forma del ovario	lobulado	lobulado	uniforme	subglobular	subglobular	lobulado	sin datos
Largo ovario	96-168	140	sin datos	70-120	243	sin datos	93-250
Ancho ovario	98-375	70-90	sin datos	140-180	243	sin datos	225-342
Largo huevo	25-33	29-34	31-36	39-42	39-42	34-38	24-37
Ancho huevo	14-19	12-19	16-19	20-22	20-22	16-20	43435
Largo complejo genital	48-154	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos	sin datos
Extensión de las vitelógenas	levemente anterior a la ventosa	hasta la bifurcación del intestino	hasta la ventosa ventral	hasta la mitad de la distancia entre bifurcación del intestino y la ventosa ventral	hasta la mitad de la distancia entre bifurcación y la ventosa ventral	hasta la mitad de la distancia entre bifurcación y la ventosa ventral	levemente anterior a la ventosa

Tabla 5. Características generales de las especies de *Cryptocotyle* registradas en aves y mamíferos de América.



### Resultados moleculares

Las secuencias del gen COI mitocondrial se obtuvieron de 3 adultos y de 3 metacercarias. La alineación de fragmentos de alrededor de 500 pb, muestra 12 posiciones de nucleótidos variables. El número de bases sustituidas por sitio fue del 0,3% dentro del grupo de las metacercarias y del 1,4% para los adultos, lo que resulta en una variación intraespecífica general para la nueva especie del 0,6%. La distancia entre la nueva especie y *C. lingua* (14%) fue comparable a la de otras especies de heterófidis analizados para la secuencia COI, con un 17% entre *A. donicus* y *A. muehlingi* (Tabla 6).

Especies	1	2	3	4	5	6	7
1. <i>Cryptocotyle lingua</i>	<b>0.48%</b>						
2. <i>Cryptocotyle dominicana</i>	<i>14.17</i>	<b>0.61%</b>					
3. <i>Ascocotyle</i> sp.	<i>20.19</i>	<i>21.99</i>	<b>13.21%</b>				
4. <i>Haplorchis taichui</i>	<i>21.49</i>	<i>20.60</i>	<i>20.46</i>	<b>0.14%</b>			
5. <i>Apophallus</i> sp.	<i>21.76</i>	<i>22.27</i>	<i>21.41</i>	<i>22.73</i>	<b>10.37%</b>		
6. <i>Apophallus donicus</i>	<i>20.81</i>	<i>24.15</i>	<i>21.85</i>	<i>23.28</i>	<i>12.64</i>	<b>0.48%</b>	
7. <i>Apophallus muehlingi</i>	<i>20.25</i>	<i>22.70</i>	<i>24.05</i>	<i>23.17</i>	<i>15.87</i>	<i>17.38</i>	<b>7.11%</b>

Tabla 6. Variabilidad de nucleótidos para la región COI, calculada como diferencias por sitio a partir del promedio de todos los pares de secuencias dentro de cada grupo. En negrita el porcentaje dentro de las especies, en cursiva el porcentaje de diferencias entre especies.

Especies	1	2	3	4	5	6	7	8
1. <i>Euryhelmis costaricensis</i>	<b>0.17%</b>							
2. <i>Metorchis orientalis</i>	<i>10.65</i>	<b>0.13%</b>						
3. <i>Metagonimus suiifunensis</i>	<i>10.07</i>	<i>10.78</i>	<b>0%</b>					
4. <i>Metagonimus yokogawai</i>	<i>9.80</i>	<i>10.57</i>	<i>1.22</i>	<b>0.09%</b>				
5. <i>Apophallus muehling</i>	<i>7.84</i>	<i>7.39</i>	<i>10.33</i>	<i>10.11</i>	<b>n/c</b>			
6. <i>Apophallus donicus</i>	<i>8.04</i>	<i>7.25</i>	<i>9.93</i>	<i>9.72</i>	<i>1.44</i>	<b>0.00%</b>		
7. <i>Cryptocotyle dominicana</i>	<i>9.74</i>	<i>8.92</i>	<i>8.66</i>	<i>8.57</i>	<i>7.25</i>	<i>7.12</i>	<b>0.59%</b>	
8. <i>Cryptocotyle lingua</i>	<i>8.29</i>	<i>8.83</i>	<i>8.29</i>	<i>8.20</i>	<i>6.72</i>	<i>6.59</i>	<i>2.41</i>	<b>0.07%</b>

Tabla 7. Variabilidad de nucleótidos para la región ITS, calculada como diferencias por sitio a partir del promedio de todos los pares de secuencias dentro de cada grupo. En negrita el porcentaje dentro de las especies (cuando solo 1 secuencia estaba disponible, n/c).



La distancia de a pares entre *C. lingua* y la nueva especie putativa fue del 14,17 % para COI y 2,41 % para ITS. Esta distancia es mayor que cualquier otro par de especies de otros géneros presentes en el análisis (es decir, que la distancia entre *M. suifunensis* y *M. yokogawai* es de 1,22 % para ITS y para *A. muehlingi* y *A. donicus* es de 17,38 % para COI y 1,44 % para ITS) (Tablas 6-7). Las topologías de los árboles (derivadas de MV y del análisis Bayesiano) fueron equivalentes para la mayoría de los nodos (Fig. 7). Como se esperaba, la menor distancia genética de la nueva especie putativa fue con *C. lingua*, y sorprendentemente la región COI fue más variable que el ITS. Estos resultados moleculares confirman que los ejemplares obtenidos en este trabajo corresponden a una nueva especie de *Cryptocotyle* (ver trabajo de respaldo ANEXO).

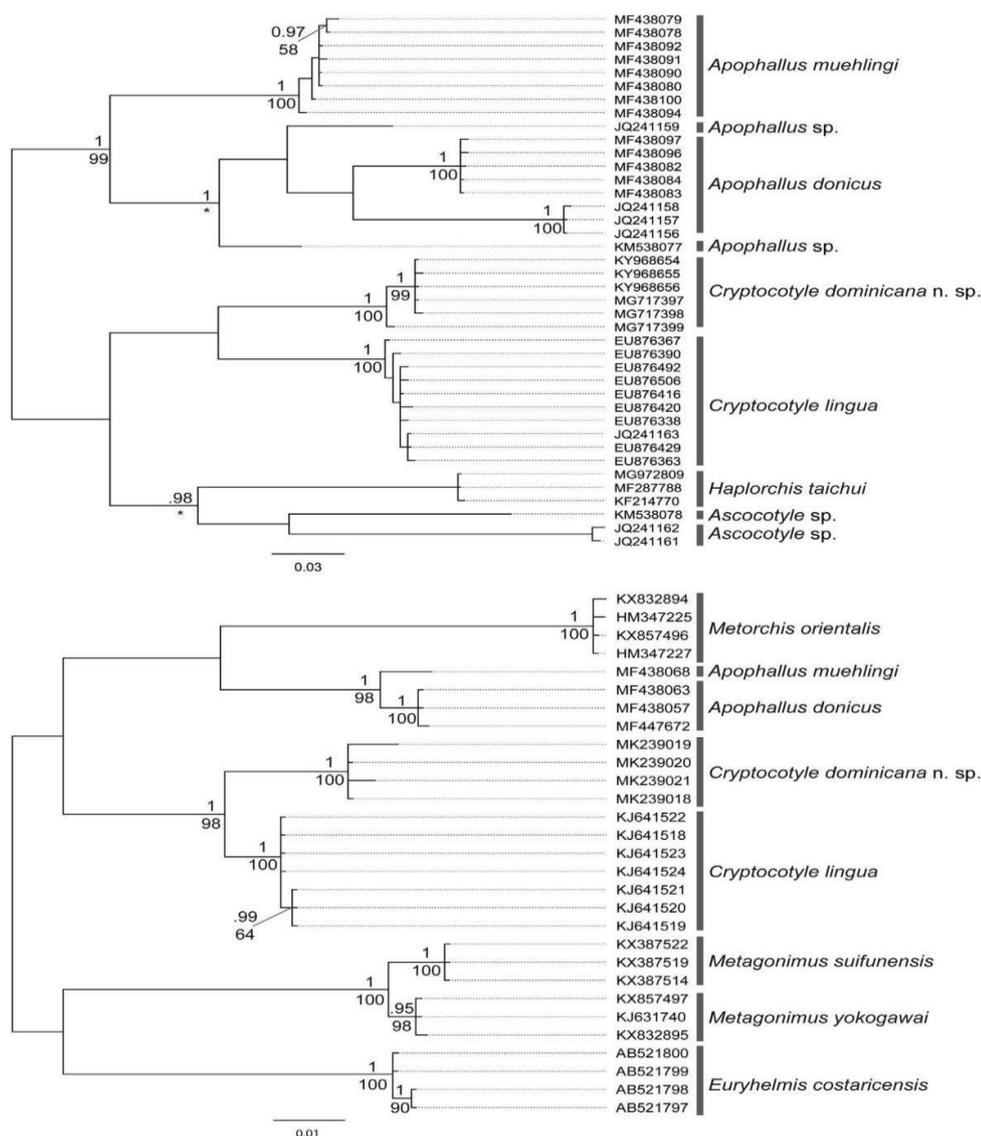


Figura 7. Topología del árbol del Análisis Bayesianos (AB) para los conjuntos de datos COI (árbol superior) e ITS (árbol inferior); los valores junto a los nodos indican probabilidades posteriores (PP) de inferencia bayesiana (arriba) y valores de arranque (BS) de inferencias de máxima verosimilitud (MV) (abajo). Los clados donde los análisis AB y MV infirieron diferentes topologías internas se indican con un asterisco en lugar de un valor (PP). Las probabilidades posteriores se muestran en cada nodo.

Familia Gymnophallidae Odhner, 1905

Género: *Gymnophallus* Odhner, 1900

Sinonimia: *Meiogymnophallus* Ching, 1965

Especie ***Gymnophallus* sp.**

Ambiente: Marino

Sitio de infestación: región media del intestino

Prevalencia: 7,1%

Intensidad media: 30

Rango de intensidad: 9-69

### ***Descripción morfológica***

Basado en 11 digeneos grávidos. Cuerpo pequeño, oval a piriforme 221-298 (256) de largo, 115-163 (142) de ancho, con espinas tegumentarias simples que cubren toda la superficie. Ventosa oral terminal, 50-56 (53) de largo, 70-81 (75) de ancho, con proyecciones laterales, aunque no siempre visibles. Prefaringe ausente; faringe bien desarrollada 20-28 (25) de largo, 17-36 (25) de ancho, esófago ausente. Intestino bifurcado, ciegos cortos 34-76 (46) de largo, 22-31 (27) de ancho, ampliamente divergentes, que no alcanzan la mitad del cuerpo. Ventosa ventral localizada en el tercio medio, 25-36 (31) de largo, 25-36 (32) de ancho, relación entre ventosas 1:0,5-0,72 (0,58). Vesícula seminal bipartita. Ovario esférico pre-testicular 22-39 (39) de largo, 20-42 (32) de ancho. Poro genital inconspicuo. Cirro y saco del cirro ausente. Dos testículos, dispuestos simétricamente, posterolaterales a la ventosa ventral 31-53 (41) de largo y 17-34 (27) de ancho. Vitelógenas en una sola masa levemente triangular, ligeramente superpuesta a la ventosa ventral. Glándula prostática anterior a la ventosa ventral 20-36 (27) de largo, 20-28 (24) de ancho, con células prostáticas que se abren en el atrio genital. Útero en la parte posterior del cuerpo con vueltas en ramas ascendentes que rodean la ventosa ventral. Huevos pequeños, operculados, embrionados 14-22 (19) de largo, 8-14 (13) de ancho (Figura 8).

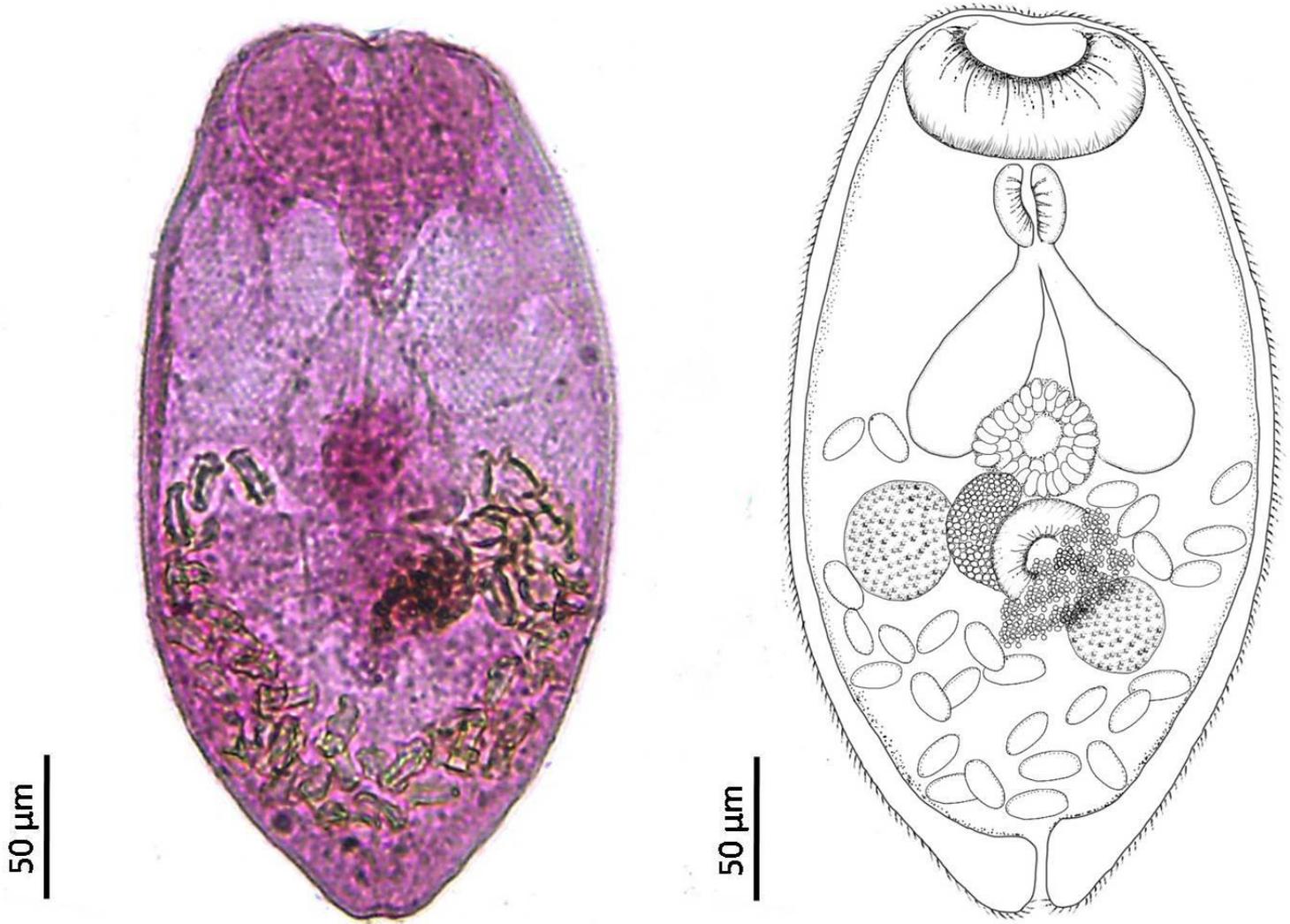


Figura 8. *Gymnophallus* sp. (vista ventral)



### **Comentarios**

Los ejemplares adultos encontrados en *L. dominicanus* se incluyen en el género *Gymnophallus* por presentar cuerpo pequeño, ovalado, ventosa oral con prolongaciones laterales, ciegos cortos y sin divertículos dorsales, ventosa ventral generalmente en el segundo tercio, vesícula seminal bipartita y *pars prostatica* presente y bien desarrolladas, ovario pretesticular, glándulas vitelógenas en una masa única de forma triangular, próximas a la ventosa ventral y útero principalmente en la parte posterior del cuerpo.

Las especies del género *Gymnophallus* son parásitos de vesícula biliar, bolsa de Fabricio o intestino de aves Charadriiformes y Anseriformes; ocasionalmente encontrados en mamíferos, incluyendo seres humanos. En Sudamérica, los registros de especies del género *Gymnophallus* son muy escasos. Szidat (1964), en su revisión de la helmintofauna de *L. dominicanus*, no registró ejemplares de esta familia. Posteriormente, *Gymnophallus deliciosus* Olsson, 1893 fue registrado en América del Sur, en varias especies de Charadriiformes en las Islas Orcadas del Sur y en Georgia del Sur (Antártida) (Jones y Williams, 1968), y también se encontró parasitando la vesícula biliar de *Chionis alba* (gaviota americana), *L. dominicanus* y en *Catharacta maccormicki* (págalo antártico) recolectadas en la estación de Palmer (Antártida) durante el verano de 1982-1983 (Hoberg, 1984) (Tabla 8).

Los ejemplares encontrados en este trabajo presentan espinas tegumentarias, mayor tamaño corporal, terminación de los ciegos intestinales anterior a la ventosa ventral, y huevos más pequeños que *G. deliciosus*, que presenta tegumento desnudo, cuerpo más pequeño y terminación de los ciegos posterior a la ventosa ventral (Jones y Williams, 1968). Los ejemplares registrados en *L. dominicanus* de este trabajo, también se diferencian de *G. australis*, que se obtuvieron experimentalmente (Cremonte et al., 2008), en que el tamaño del cuerpo, tanto largo como ancho, el tamaño de las ventosas, faringe y ciegos resultan hasta un tercio más pequeños en *Gymnophallus* de este trabajo que en *G. australis* (Cremonte et al., 2008).

Según las diferencias registradas con ambos gimnofálidos de América del Sur, podemos decir que los ejemplares colectados en *L. dominicanus* podrían pertenecer a una nueva especie dentro del género *Gymnophallus*, por lo que se necesitaría complementar la determinación con análisis moleculares para su confirmación.



Especie	<i>Gymnophallus</i> sp. Odhner, 1900	<i>G. australis</i> (Szidat, 1962)	<i>G. deliciosus</i> Olsson, 1893
Hospedador	<i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	Adulto experimental	<i>Chionis</i> (palomas antárticas)
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Comodoro Rivadavia (Chubut)	Isla Signy (Antártida)
Referencia	presente trabajo	Szidat (1964) Cremonte et al. (2008)	Jones y Williams (1968)
Tamaño muestra	11	10	13
Forma de cuerpo	oval a piriforme	oval	oval a piriforme
Largo corporal	221-298 (256)	300-390 (343)	190-220
Ancho corporal	115-163 (142)	226-303 (258)	95-111
Espinas tegumentarias	presentes	presentes	ausentes
Largo ventosa oral	50-56 (53)	125-155 (143)	35-40
Ancho ventosa oral	70-81 (75)	140-175 (156)	35-40
Largo faringe	20-28 (25)	30-50 (40)	sin datos
Ancho faringe	17-36 (25)	32-50 (41)	sin datos
Largo ciegos	34-76 (46)	48-110 (78)	sin datos
Ancho ciegos	22-31 (27)	27-90 (54)	sin datos
Terminación de ciegos	anterior a la ventosa ventral	anterior a la ventosa ventral	posterior a la ventosa ventral
Largo ventosa ventral	25-36 (31)	45-57 (50)	28-34
Ancho ventosa ventral	25-36 (32)	50-60 (54)	28-34
Largo testículo derecho	31-53 (41)	41-70 (55)	sin datos
Ancho testículo derecho	17-34 (34)	23-57 (45)	sin datos
Vesícula seminal	bipartita	bipartita	bipartita
Posición ovario	pretesticular	pretesticular	lado izquierdo
Largo ovario	22-39 (39)	43-87 (60)	sin datos
Ancho ovario	20-42 (32)	32-61 (49)	sin datos
Largo huevo	14-22 (19)	17-23 (21)	24-29
Ancho huevo	8-14 (13)	10-13 (11)	15-17
Distribución del útero	posterior	anterior	posterior
Largo glándulas prostáticas	20-36 (27)	24-45 (31)	sin datos
Ancho glándulas prostática	20-28 (24)	25-38 (32)	sin datos

Tabla 8. Características generales de las especies de *Gymnophallus*, registradas en aves de Argentina.

Familia Diplostomidae Poirier, 1886

Género: *Diplostomum* von Nordmann 1832

Especie: *Diplostomum dominicanum* Feiler, 1986

Ambiente: Marino

Sitio de infestación: región anterior del intestino

Prevalencia: 7,1 %

Intensidad media: 4

Rango de intensidad: 1-9

### ***Descripción morfológica***

Basado en 7 digeneos grávidos. Cuerpo bipartito en región anterior y posterior, longitud total 1950-2625 (2282,1). El cuerpo anterior tiene forma de hoja o cuchara, 975-1500 (1235,7) de largo y 550-875 (635,7) de ancho, el cuerpo posterior 1000-1300 (1139,3) de largo y 400-500 (450) de ancho, siendo la relación entre el largo anterior y posterior del cuerpo es 1: 0,98-1,4 (1,1); y la relación entre el cuerpo posterior y el largo total del cuerpo es 1: 0,43-0,5 (0,48). El forebody mide 425-675 (532,1) de largo y el hindbody 1600-1850 (1707,1) de largo. En el cuerpo anterior se encuentran presentes dos pseudoventosas ubicadas a cada lado de la ventosa oral y miden de largo 64-100 (81,9) de largo por 46-55 (47,3) de ancho. La ventosa oral mide 71-111 (82,2) de largo y 51-101 (74,1) de ancho, la prefaringe mide 0-12 (4,8) de largo y la faringe 51-71 (60,6) de largo y 40-61 (50,5) de ancho. La ventosa ventral está ubicada en la mitad del cuerpo anterior, a una distancia de 546-683 (615,6) del extremo anterior y mide 71-101 (85,1) de largo y 71-101 (90,9) de ancho. Por detrás de la ventosa ventral se ubica el órgano tribocítico, que se encuentra a 410-637 (485,3) de la ventosa ventral. Los testículos se encuentran en el primer y segundo tercio del cuerpo posterior; testículos elongados transversalmente ocupando todo el ancho del cuerpo posterior, con forma de herradura. El testículo anterior mide 202-313 (244,1) de largo y 323-444 (355,2) de ancho, el posterior mide 253-313 (272,7) de largo y 353-424(377,1) de ancho. El ovario se ubica en el 2° tercio del cuerpo posterior entre ambos testículos, y mide 111-141 (122,8) del largo y 121-162 (139,7) de ancho. Las glándulas vitelógenas se extienden un poco por delante del borde anterior de la ventosa ventral, a una distancia de 546-564 (552,1) del extremo anterior y se extienden hasta el extremo posterior del cuerpo posterior. La glándula Mehlis no pudo ser observada, el útero no alcanzó en ninguno de los casos el cuerpo anterior. Cono genital ausente. En el útero se encuentran entre 1-14 (7) huevos que miden 101-121 (106,5) de largo y 61-71 (67,3) de ancho (Figura 9).



Figura 9. *Diplostomum dominicanum* (vista ventral)



### Comentarios

Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Diplostomum* por presentar un cuerpo bipartito con una región anterior y una posterior, y un extremo anterior trilobado por la presencia de pseudoventosas. Además de presentar ventosas pequeñas y un órgano tribocítico elíptico con una abertura media, los testículos en tándem y las glándulas vitelógenas que se extienden tanto en la parte anterior como posterior del cuerpo (Niewiadomska, 2002).

Hasta la fecha los registros pertenecientes a géneros de la familia Diplostomidae que se han citado en América del Sur, se han obtenido principalmente de metacercarias de peces, tanto en ambientes marinos como de agua dulce. Como ejemplo de los peces marinos se puede citar a *Odontesthes nigricans* (Flores et al., 2016) y de agua dulce a peces nativos e introducidos y de cultivo (Ortubay et al., 1994; Semenas, 1998). En el Hemisferio Sur, las especies del género *Diplostomum* registradas en *L. dominicanus* corresponden a: *Diplostomum antarcticum* Feiler, 1986, *Diplostomum dominicanum* Feiler, 1986 en las islas Malvinas y *Diplostomum minutum* Szidat, 1964 en Patagonia continental. Por otra parte, Diaz et al. (2011) registran especímenes inmaduros de *Diplostomum* en la gaviota cocinera de la costa marina patagónica.

Los especímenes obtenidos en este trabajo difieren en la mayoría de las medidas corporales respecto de las registradas para *D. minutum* colectados de *L. dominicanus* en Patagonia continental (Tabla 9). Por ejemplo, la longitud total del cuerpo es casi la mitad para *D. minutum* respecto de los especímenes colectados en este trabajo (*D. minutum*: 999-1598 versus 1950-2625), así como también la longitud del cuerpo anterior y posterior, de la ventosa oral y del testículo anterior. Otra diferencia es la extensión de las vitelógenas por delante de la ventosa ventral en los especímenes de este trabajo, mientras que en *D. minutum* no alcanzan el borde anterior de la ventosa ventral (Niewiadomska et al., 1989). Estas diferencias indicarían que pertenecen a especies diferentes. Cuando se comparan con *D. antarcticum* también se observan diferencias notables en relación al tamaño corporal, al largo del cuerpo anterior, largo y ancho de la ventosa ventral, del ovario, largo del testículo y también en el largo del huevo (*D. antarcticum* 82 versus 101-121). Al igual que con *D. minutum* las medidas corporales son mayores en los ejemplares de este trabajo que en *D. antarcticum* (Tabla 9). Sin embargo, las medidas de los ejemplares de este trabajo coinciden en su mayoría con *D. dominicanum*, especie que también fue registrada por Feiler (1986) en gaviotas cocineras de la Antártida (Tabla 9), solo se diferencian levemente en el tamaño de la ventosa oral y la faringe, lo que sugiere que la especie registrada en *L. dominicanus* de este trabajo correspondería a *D. dominicanum*, lo que ampliaría su distribución (Tabla 9).



Especies	<i>Diplostomum dominicanum</i> Feiler, 1986	<i>D. antarcticum</i> Feiler, 1986	<i>D. dominicanum</i> Feiler, 1986	<i>D. minutum</i> Szidat, 1964
Hospedador	<i>L. dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>L. dominicanus</i>	<i>L. dominicanus</i>	<i>L. dominicanus</i> <i>L. maculipennis</i> (gaviota capucho café)
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Islas del Sur, Antártida	Islas del Sur, Antártida	Lago Huechulafquen (Pcia. Neuquén) y lago Rosario (Pcia. Chubut)
Referencia	Presente trabajo	Feiler (1986)	Feiler (1986)	Szidat (1964); Feiler (1986); Zdzitowiecki et al. (1989); Niewiadomska et al. (1989); Kreiter y Semenas (1997)
Largo corporal	1950-2625	1344	2479	999-1598
Largo c. anterior	975-1500	684	1291	650
Largo c. posterior	1000-1300	660	1188	500
Ancho c. anterior	550-875	588	504	610
Ancho c. posterior	sin datos	330	360	sin datos
Largo forebody	425-675	sin datos	sin datos	518-740
Largo del hindbody	1600-1850	sin datos	sin datos	555-932
Ancho forebody	550-875	sin datos	sin datos	525-666
Ancho hindbody	400-500	sin datos	sin datos	466-636
Largo ventosa oral	71-111	60	50	61-81
Ancho ventosa oral	51-101	48	40	54-100
Largo faringe	51-71	52	38	54-70
Ancho faringe	40-61	35	29	25-44
Órgano tribocítico largo	202-283	168	264	150-180
Órgano tribocítico ancho	182-222	250	216	130-170
Largo ventosa ventral	71-101	64	130	61-120
Ancho ventosa ventral	71-111	94	36	70-105
Largo ovario	111-141	106	132	74-81
Ancho ovario	121-162	110	130	118-139
Largo testículo 1	202-313	168	300	177-207
Ancho testículo 1	323-444	324	228	298-518
Largo testículo 2	253-313	sin datos	sin datos	185-333
Ancho testículo 2	354-424	sin datos	sin datos	333-532
Cantidad de huevos	10-141	sin datos	sin datos	1 a 11
Largo huevo 1	101-121	82	115-120	96-115
Ancho huevo 1	61-71	72	53-72	61-70
Relación entre estructura A y B	400-625	sin datos	sin datos	0,46-0,67
Relación/total del cuerpo	sin datos	sin datos	sin datos	0,42-0,52

Tabla 9. Características generales de las especies de *Diplostomum* registradas en gaviotas de Argentina y la Antártida.

Género: *Tylodelphys* Diesing, 1850

Especie: *Tylodelphys* cf. *brevis* Drago y Lunaschi 2008

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: región anterior del intestino

Prevalencia: 28,6 %

Intensidad media: 5

Rango de intensidad: 1-36

### ***Descripción morfológica***

Basado en 3 digeneos grávidos. El cuerpo no está dividido en dos partes, 725-825 (756,3) de largo y 200-225 (208,0) de ancho. El forebody es espatulado, mide 238-336 (270,7) de largo y el hindbody tiene forma cónica, con una longitud de 406-420 (410,7) y la relación entre ambos es de 1: 1,2-1,7. La ventosa oral es subterminal, 50-63 (54,8) de largo y 50-63 (55,0) de ancho. Pseudoventosas bien desarrolladas, 55-72 (61,8) de largo y 29-41 (34,2) de ancho. La prefaringe ausente y la faringe 43-45 (43,3) de largo y 30-43 (34,2) de ancho. La ventosa ventral es preecuatorial, mide 50 (50,0) de diámetro. Por detrás de la ventosa ventral se ubica el órgano tribocítico que tiene forma ovalada longitudinalmente, 108-138 (119,4) de largo y 88-125 (96,9) de ancho. Testículos en tándem. La relación entre el largo del órgano tribocítico y el largo del cuerpo es de: 6-6,7 (6,3). Las glándulas vitelógenas se extienden desde una distancia de 137-182 (159,3) desde el extremo anterior y se extienden hasta el extremo posterior del segundo tercio del cuerpo. No se observaron la glándula de Mehlis ni el cono genital. En el útero se encontraron hasta 3 huevos que miden 88-105 (95) de largo y 50-63 (55) de ancho (Figura 10).

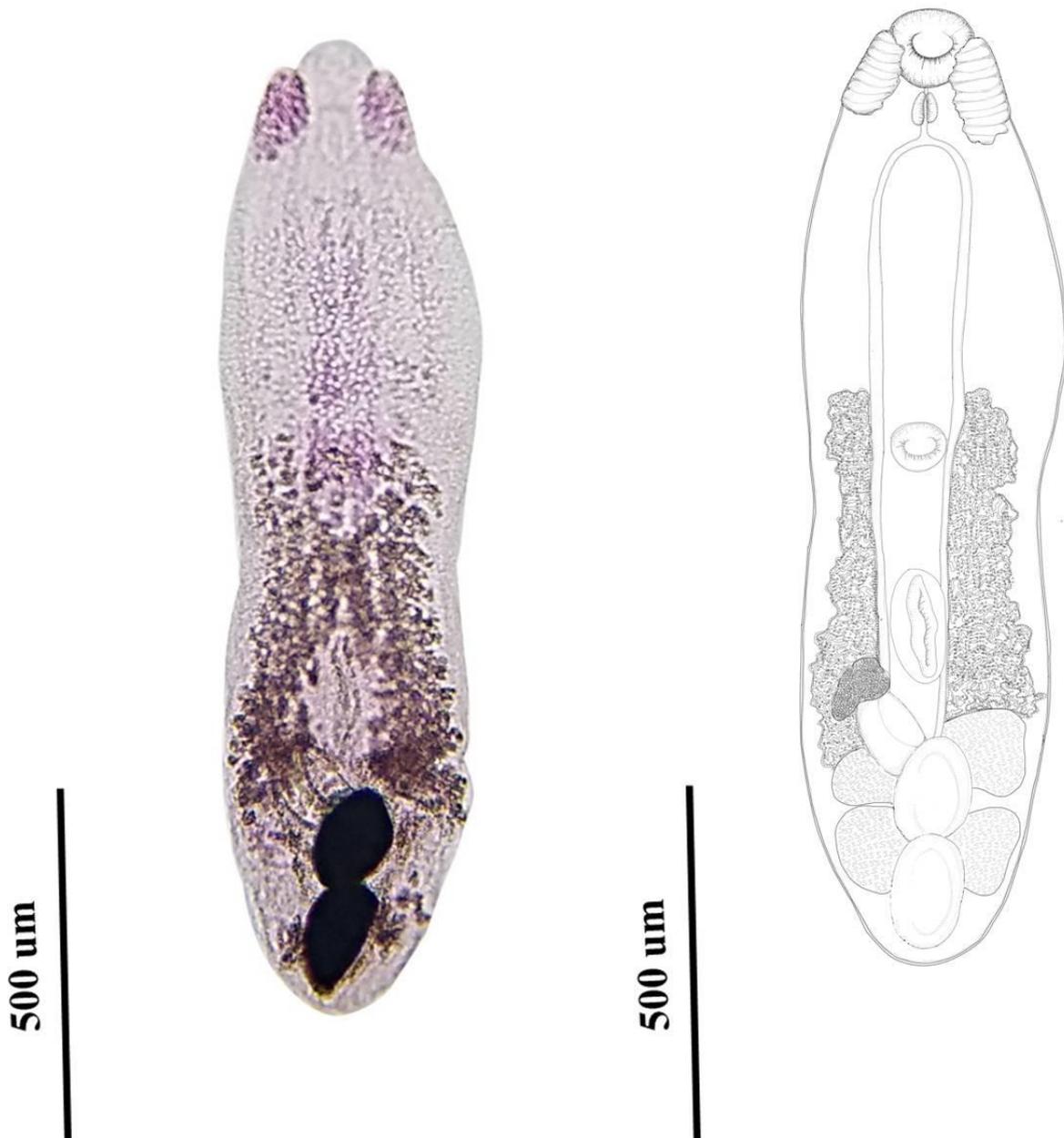


Figura 10. *Tyloodelphys cf. brevis* (vista ventral)



### **Comentarios**

Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Tylodelphys* porque poseen un cuerpo lingüiforme, sin regiones visibles, pseudoventosas y órgano tribocítico bien desarrollados, testículos en tandem, glándulas vitelógenas tanto en forebody como hindbody y poro genital subterminal (Niewiadomska, 2002).

Las especies cuyos adultos se conocen de América son *Tylodelphys azteca* García-Varela, 2016 en *Podilymbus podiceps* (macá de pico grueso) de México, *Tylodelphys americana* (Dubois, 1936) parasitando a *P. podiceps* y *Aechmophorus occidentalis* (achichilque pico amarillo) en México y a *Mycteria americana* (cigüeña de cabeza pelada) de México, Venezuela y Brasil; *Tylodelphys elongata* Lutz, 1928, 1937 parásito de *Podiceps dominicus* (macá gris) en Cuba, Venezuela y Brasil; *Tylodelphys adulta* Lunaschi y Drago, 2004 parásito de *Podiceps major* (macá grande); y *Tylodelphys brevis* Dubois, 1970 en *M. americana* ambas en Argentina (Drago y Lunaschi, 2008; García Varela et al., 2016), pero ninguna especie ha sido registrada parasitando a *L. dominicanus*.

Las características morfométricas de los especímenes obtenidos en este trabajo se corresponden con las de *T. cf. brevis*. La única diferencia registrada es que presenta una ventosa ventral de tamaño levemente mayor en los especímenes del presente trabajo, en *T. brevis* la ventosa mide 27-54  $\mu\text{m}$  de largo y 24-36  $\mu\text{m}$  de ancho, mientras que en los ejemplares de este trabajo mide 50  $\mu\text{m}$  de diámetro. Al compararla con las restantes especies podemos señalar que todas las medidas de los especímenes obtenidos de *L. dominicanus* son más pequeñas que las registradas para los adultos obtenidos en América Central y del Sur (Tabla 10).



Especies	<i>Tylodelphys cf. brevis</i> Drago y Lunaschi, 2008	<i>T. brevis</i> Drago y Lunaschi, 2008	<i>T. adulta</i> Lunaschi y Drago, 2004	<i>T. elongata</i> (Lutz ,1928)	<i>T. americana</i> (Dubois, 1936)	<i>T. azteca</i> García-Varela et al., 2015
Hospedador	<i>L. dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>Mycteria americana</i> (cigüeña pelada)	<i>Podiceps major</i> (huala)	<i>Jabiru mycteria</i> (jabirú americano), <i>Podiceps dominicus</i> (macá gris), <i>Mycteria americana</i>	<i>Podylimbus podiceps</i> (zampullín de pico grueso)	<i>Podylimbus podiceps</i>
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Argentina	Argentina	Brazil, Venezuela	México	México
Referencia	Presente trabajo	Drago y Lunaschi (2008)	Lunaschi y Drago (2004)	Drago y Lunaschi (2008)	Dubois (1970); García-Varela et al. (2016)	García-Varela et al. (2016)
Largo corporal	725-825	570-851	1123-1464	1500-2350	900-2400	874-1135
Largo forebody	238-336	371-507	790-950	800-1120	550-1500	626-763
Largo del hindbody	406-420	371-507	1269-528	450-650	310-900	370-467
Largo ventosa oral	50-62	40-67	71-97	80-100	48-90	80-101
Ancho ventosa oral	50-62	44-69	83-103	90-104	48-95	63-100
Largo faringe	42-45	45-57	71-110	63-73	49-79	57-95
Ancho faringe	30-42	22-31	53-74	60-68	33-72	33-53
Largo ventosa ventral	50,0	24-36	60-80	70-90	33-108	32-103
Ancho ventosa ventral	50,0	27-54	78-97	99-100	36-115	80-142
Largo órgano tribocítico	107-137	69-131	195-250	160-210	115-390	127-279
Ancho órgano tribocítico	87-125	50-102	178-274	sin datos	110-510	123-294
Largo testículo derecho	sin datos	41-71	120-121	100-140	110-300	65-115
Ancho testículo derecho	sin datos	133-226	216-494	445-460	270-575	150-440
Largo testículo izquierdo	sin datos	34-83	115-168	110-180	91-290	50-255
Ancho testículo izquierdo	sin datos	121-202	211-427	400-445	230-520	212-350
Largo ovario	sin datos	34-53	73-83	75-125	63-135	57-110
Ancho ovario	sin datos	29-78	73-97	95-200	80-90	60-100
Cantidad de huevos	7,0	1-2	1-20	15	10-30	2-7
Largo huevo	87-105	83-102	87-99	90-97	83-103	89-113
Ancho huevo	50-62	45-64	51-59	60-66	53-68	45-77
Hindbody/total body	sin datos	0,4-0,8	0,28-0,64	0,55-0,72	0,38-0,80	0,57-0,70
Largo pseudoventosa	55-72	48-74	145-216	110-210	96-150	130-243
Ancho pseudoventosa	29-41	29-59	74-126	80-130	32-97	32-97

Tabla 10. Características generales de las especies de *Tylodelphys* registradas en aves de América Central y del Sur.



Familia Himasthliidae Odhner, 1910

Género: *Himasthla* Dietz, 1909

Especie: ***Himasthla* sp.**

Ambiente: Marino

Sitio de infestación: en todo el intestino

Prevalencia: 12 %

Intensidad media: 2

Rango de intensidad: 1-7

### ***Descripción morfológica***

Basado en 4 digeneos grávidos. Cuerpo alargado, delgado, 9,2-12,2 (10,9) mm de largo, 450 (450) de ancho a nivel de la ventosa ventral, representando el ancho del cuerpo el 3,9% del largo del cuerpo. Tegumento cubierto con espinas tipo escamas dispuestas transversalmente, disminuyendo de tamaño abruptamente posterior del acetábulo y gradualmente hasta el extremo posterior del cuerpo. El forebody 600-1000 (831,3) de largo, lo que representa el 6,5-8,8% (7,6%) del total del cuerpo, hindbody 8,2-10,2 (9,3) mm de largo, lo que representa el 73,9-89,8% (85,4%) del total del cuerpo. La ventosa oral es subterminal, 100 (N=1) de largo, 100-125 (112,5) de ancho. El collar cefálico es reniforme, 300 (N=1) de ancho, con 29 espinas dispuestas en una única hilera continua. La espina angular más pequeña mide 38-45 (41,3) de largo y la más larga 50-63 (56,3) y las dorsales miden 43-70 (53,1) de largo. Prefaringe corta, faringe 100 (N=1) de largo por 100 (N=1) de ancho. Esófago 225-600 (368) de largo, bifurcación inmediatamente anterior al acetábulo; ciegos largos alcanzando el extremo posterior del cuerpo. La ventosa ventral situada en el primer séptimo del cuerpo, 300-375 (350,0) de largo, 250-325 (300) de ancho, siendo la relación entre las ventosas de 1: 2,4-3,3. La distancia intertesticular es de 300-325 (306,3). Testículos con borde liso, en tándem, testículo anterior 550-800 (662,5) de largo, 275-325 (300) de ancho, el posterior es levemente más grande, 650-875 (706,3) de largo, 275-300 (293,8) de ancho. La distancia post-testicular es de 900-1075 (1006,3) que representa 8,8-9,8% (9,2%) de la longitud del cuerpo. La bolsa del cirro mide 1,4-1,7 (1,5) mm de largo por 112 (112,5) de ancho y contiene al cirro con espinas a las células prostáticas, y presenta una vesícula seminal larga y sinuosa. El poro genital se encuentra en la línea media ventral en el borde anterior del acetábulo. El ovario tiene borde liso, es redondeado a ovalado, 150-250 (193,8) de largo, 150-225 (187,5) de ancho, distante



6,4-7,0 (6,7) mm del borde posterior de la ventosa ventral y a una distancia de 625-1050 (825) al borde anterior del testículo anterior. Ootipo situado inmediatamente posterior al ovario. El útero es largo y representa 57-59% (58,2 %) del largo del cuerpo. Las glándulas vitelógenas en campos laterales, se extienden por delante del borde posterior de la bolsa del cirro. Los huevos son muy numerosos, 81-88 (80,8) de largo, 51 (50,5) de ancho (Figura 11 y 12).



Figura 11. *Himastha* sp. (vista ventral)

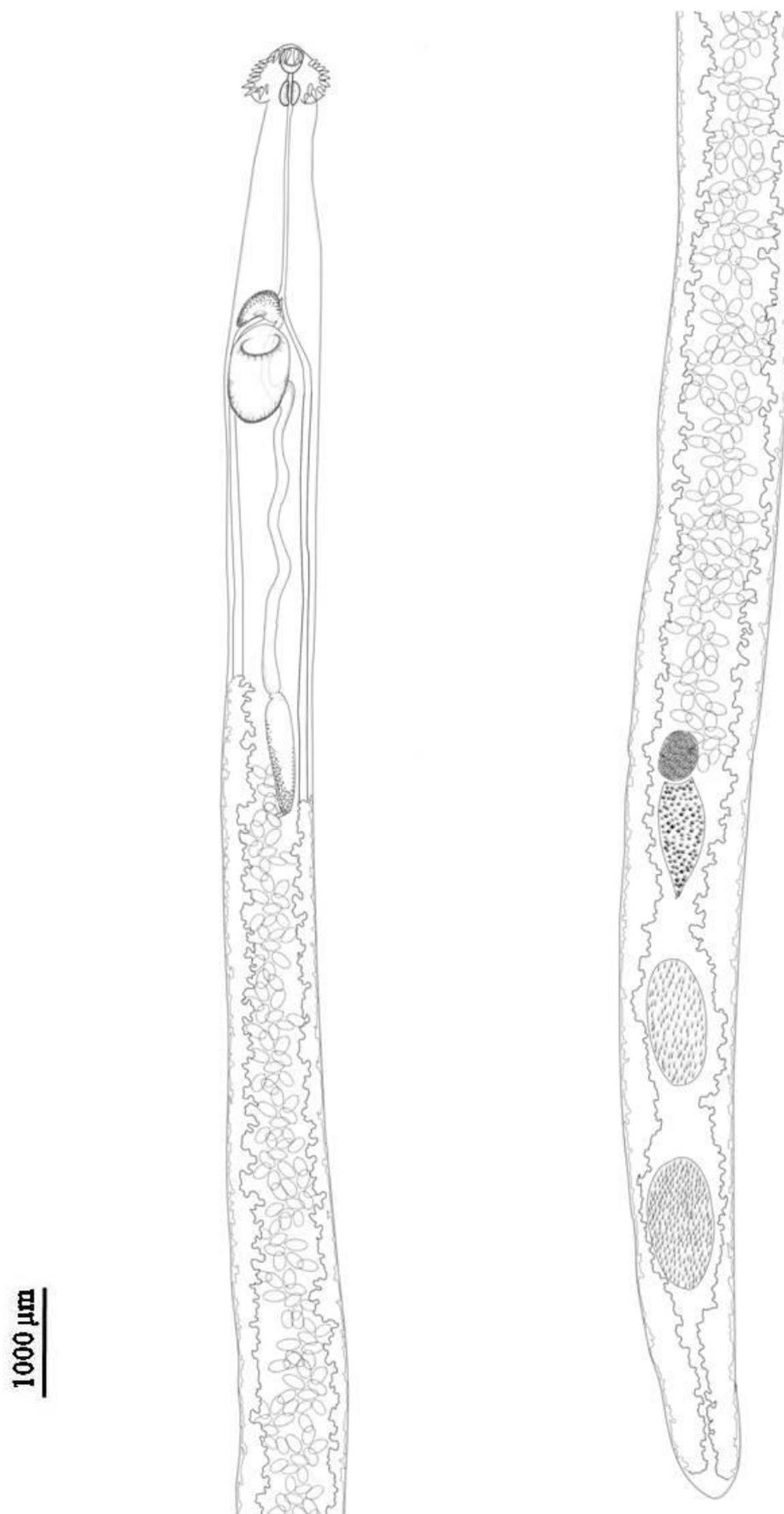


Figura 12. *Himastha* sp. (vista ventral)



### Comentarios

La elevación al rango de familia Himasthlidae, en base a características moleculares y morfológicas es relativamente reciente (Tkach et al., 2016). Anteriormente el género *Himasthla* estaba ubicado dentro de la familia Echinostomatidae. Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Himasthla* por presentar un cuerpo largo, fino con espinas que le dan aspecto de pseudosegmentado, un *forebody* corto, collar cefálico reniforme con espinas en una única hilera y zona post-testicular corta, bolsa del cirro larga conteniendo un cirro armado y además presenta un útero muy largo (Kostadinova, 2005).

El género *Himasthla* contiene 25 especies, de las cuales las siguientes parasitan a diferentes especies de *Larus* en el mundo: *Himasthla elongata* Mehlis, 1831; *Himasthla continua* Loos, 1967; *Himasthla interrupta* Loos, 1967; *Himasthla kusasigi* Yamaguti, 1939; *Himasthla larina* Ishkulov y Kuklin, 1998; *Himasthla leptosoma* (Creplin, 1829); *Himasthla schachtachtinskoi* Petrov y Sailov, 1961 e *Himasthla secunda* (Nicoll, 1906). Particularmente en el Hemisferio Sur, *Himasthla escamosa* Diaz y Cremonte, 2004 parasita a *L. dominicanus* y *L. atlanticus* (Diaz y Cremonte, 2004; Fernandes et al., 2015). Posteriormente, se registró la presencia de ejemplares afines a *H. escamosa* en *L. atlanticus* de la Provincia de Buenos Aires, Argentina (La Sala et al., 2009) y en *L. dominicanus* de Talcahuano, Chile (González Acuña et al., 2009).

Los especímenes de este trabajo presentan un tamaño corporal (9-12 mm) mayor que los de *H. elongata* (6,3-6,89 mm) y huevos de menor tamaño (115-129  $\mu\text{m}$  por 67-77  $\mu\text{m}$  en *H. elongata* versus 81-88  $\mu\text{m}$  por 51  $\mu\text{m}$  en nuestros especímenes). Los especímenes de este trabajo presentan espinas de la corona cefálica más grandes de *Himasthla continua* que alcanzan un tamaño máximo de 62  $\mu\text{m}$  (Diaz y Cremonte, 2004) mientras que nuestros especímenes alcanzan 70  $\mu\text{m}$ . Los ejemplares de éste trabajo presentan glándulas vitelógenas continuas a diferencia de *Himasthla interrupta* que posee glándulas vitelógenas interrumpidas a la altura del ovario (Loos, 1967). También se diferencian por presentar 29 espinas en la corona de espinas a diferencia de *Himasthla kusasigi* que presenta 31 espinas en la corona y huevos levemente más grandes (Yamaguti, 1971). Los ejemplares del presente estudio se diferencian de *H. schachtachtinskoi* por presentar un collar cefálico con un número mayor de espinas (29 versus 25) (Yamaguti, 1971). Por otro lado, poseen el mismo número de espinas que *Himasthla larina*, *H. secunda* y *H. leptosoma*, diferenciándose de estas por el



tamaño de los huevos (más pequeños en *H. larina* y en *H. secunda*) y por el tamaño de las espinas cefálicas (más pequeños en *H. leptosoma*) (Diaz y Cremonte, 2004).

Además, en América del Sur, se registran las siguientes especies de *Himasthla*: *Himasthla piscicola* Stunkard, 1960 que parasita a peces en Brazil; *H. alincia* Dietz, 1909 parásita de *Calidris pusilla* (playerito enano); *Himasthla limnodromi* Didyk y Burt, 1997 de *Limnodromus griseus* (becasina piquicorta); *Himasthla rhigedana* Dietz, 1909 de *Tringa semipalmatus* (playero aliblanco) en Venezuela (Fernandes et al., 2015). Los ejemplares de este trabajo presentan 29 espinas en la corona y difieren de *H. alincia*, *H. rhigedana* y de *H. limnodromi* en el número de espinas que varían de 28-31 en la primera y 31 en las dos últimas (Diaz y Cremonte, 2004). Los especímenes de éste trabajo presentan un tamaño corporal más pequeño que *H. alincia* y *H. rhigedana* (Diaz y Cremonte, 2004). Por otra parte nuestros ejemplares presentan huevos más pequeños que *H. alincia*. Nuestros especímenes tienen las vitelógenas solapados con la bolsa del cirro y difieren de *H. piscicola* que presentan las vitelógenas separadas de la bolsa del cirro, además los huevos de nuestros ejemplares son más pequeños además *H. piscicola* parasita a peces como hospedador definitivo (Diaz y Cremonte et al., 2004; Fernandes et al., 2015).

Al comparar nuestros especímenes con los de la especie de la costa marina patagónica, *H. escamosa*, podemos señalar que se asemejan por la cantidad de espinas en el collar, la disposición de las espinas corporales y del cirro. Pero existen numerosas diferencias en caracteres que se han utilizado para diferenciar las especies de este género, entre ellos podemos citar: el tamaño del cuerpo (*H. escamosa* 2,82 a 5,65mm versus nuestros ejemplares 9,2-12,2mm), la distribución de las glándulas vitelógenas (en *H. escamosa* alcanzan el borde posterior de la bolsa del cirro, pero en nuestros ejemplares se extienden casi un tercio de la longitud de la bolsa del cirro hacia el extremo anterior), el tamaño de las espinas del collar (*H. escamosa* 48-66 versus nuestros ejemplares 43-70) y otros como el largo de la bolsa del cirro (*H. escamosa* 880-1110 versus nuestros ejemplares 1350 a 1675), la relación entre ventosas (*H. escamosa* 1:3-3.3 versus nuestros ejemplares 1: 2,4-3,3) (Diaz y Cremonte, 2004). Además, se registran diferencias en el porcentaje que representa el forebody respecto del largo total del cuerpo, que en nuestros especímenes varía entre 6,5-8,8% (7,6%) y en *H. escamosa* entre 12,4- 14,8%. También existen marcadas diferencias en el tamaño de los testículos, que en nuestros especímenes son casi el doble de tamaño (550-800 para el anterior y 650-875 para el posterior versus *H. escamosa*: 200-470 para el primero y



220-600 para el segundo). En cuanto a los especímenes obtenidos de *L. atlanticus* que fueron asignados a *H. escamosa* en Buenos Aires, no podemos comparar el tamaño general de los especímenes dado que no fue dado en el trabajo. Existen algunas similitudes en el tamaño de las ventosas y la bolsa del cirro pero los testículos son más pequeños (La Sala et al., 2009). Por lo tanto, se considera que los especímenes de este trabajo corresponderían a una nueva especie de *Himasthla*.



Familia: Echinostomatidae Looss, 1899

Género: *Stephanoprora* Odhner, 1902

Especie: *Stephanoprora uruguayense* Holcman-Spector y Olagüe, 1989 (syn. *S. dogieli* Holcman-Spector y Olagüe, 1989; *S. podicippei* Etchegoin y Martorelli, 1997)

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: en todo el intestino

Prevalencia: 2,4 %

Intensidad media 2

Rango de intensidad: 2

### **Descripción morfológica**

Medidas basadas en 2 adultos ovígeros. Cuerpo alargado, 2,8-4,0 (3,5) mm de largo 450 (450) ancho a nivel de la ventosa ventral, representando 11,3% del largo del cuerpo. Tegumento espinoso, con espinas que miden 15 de largo y densas hasta el testículo anterior. *Forebody* 625-825 (700) representando el 20,6-22,1 (20,1%) del largo total del cuerpo, *hindbody* 1,9-2,9 (2,5) mm de largo, representando el 66,3-74 (72,4) % del largo total del cuerpo. El collar cefálico es reniforme, 300 (N=1) de ancho, con 22 espinas dispuestas en una única hilera continua no interrumpida dorsalmente, 1° espinas angular 28-38 (31,7) de largo y la 6° 43-55 (47,5). No se observaron pequeñas espinas en el borde anterior de la ventosa, pero esto puede ser producto del estado de conservación del material. La ventosa oral 100 (N=1) de largo y 75 (N=1) de ancho, faringe muscular 100-125 (112,5) de largo, 75-100 (87,5) de ancho. El esófago no pudo ser observado en estos especímenes y los ciegos se extienden hasta el extremo posterior del cuerpo. La ventosa ventral situada en el primer tercio del cuerpo, 275-325 (300) de largo, 250-375 (316,6) de ancho, siendo la relación entre las ventosas de 1: 2,8-3,0. Las gónadas están situadas en el segundo tercio del cuerpo. Testículos tándem, con borde liso, testículo anterior 300-350 (333,3) de largo, 300-325 (316,7) de ancho, el posterior levemente más grande, 375-425 (408,3) de largo, 300-325 (316,7) de ancho. La distancia intertesticular es de 25-100 (58,3). La distancia post-testicular es de 1,1-1,7 (1,5) mm representando 38,1-45,1 (42,1) % de la longitud del cuerpo. La bolsa del cirro situada dorsalmente a la ventosa ventral, 325-400 (362,5) de largo, 325 (325) de ancho, contiene la vesícula seminal bipartita, las células prostáticas y un cirro. El poro genital se encuentra en la línea media ventral en el borde anterior de la ventosa ventral. El ovario con borde liso, es

redondeado a ovalado, 125 (125) de largo por 125-150 (137,5) de ancho, a una distancia de 81-152 (127,9) del borde posterior de la ventosa ventral. El útero es corto y representa 4,4-4,9% del largo del cuerpo. Ootipo situado inmediatamente posterior al ovario. Las glándulas vitelógenas en campos laterales, desde la mitad posterior del testículo anterior hasta el extremo posterior. Los huevos son escasos entre 9 y 13 y miden entre 91 (91) de largo por 56-61 (57,2) de ancho (Figura 13).



Figura 13. *Stephanoprora uruguayense* (vista ventral)



## Comentarios

Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Stephanoprora* por presentar un cuerpo de tamaño intermedio, con el ancho máximo a la altura de la ventosa ventral, un *forebody* corto que representa el 22% del total cuerpo, un collar cefálico con 22 espinas dispuestas en una sola hilera, espinas tegumentarias pequeñas, testículos en tándem, útero corto y área post-testicular extensa que representa entre 35-55% del largo total del cuerpo (Kostadinova, 2005).

El género *Stephanoprora* contiene especies que se distribuyen en todos los continentes (Yamaguti, 1971; Ostrowski de Núñez et al., 2004; Kostadinova, 2005; Ostrowski de Núñez y Quintana, 2008; Fernandes et al., 2015; Besprozvannykh et al., 2017). Las especies de *Stephanoprora* que parasitan a gaviotas del género *Larus* son *Stephanoprora denticulata* Rudolphi, 1802 en *Larus argentatus smithsonianus*, *Larus atricilla*, y *Larus cirrocephalus* en Europa, África y América; y *Stephanoprora pseudoechinata* Olsson, 1876 en *L. argentatus*, *Larus marinus* y *Larus ridibundus* en Europa y en América del Norte (Yamaguti, 1971). En América del Sur se registró *Stephanoprora podicipei* (*syn. Stephanoprora uruguayense* Ostrowski de Núñez et al., 2004) y *S. denticulata* Rudolphi, 1802 en la gaviota cocinera de Argentina y Chile (Fernandes et al., 2015). Además, en Argentina se registró *Stephanoprora argentinensis* Sutton, Lunaschi y Topa, 1982 en *Podiceps major* (huala) y *Rollandia rolland* (macá común), que difiere de nuestros especímenes por presentar 20 espinas en el collar cefálico (Sutton et al., 1982). También se describió a partir de material experimental *Stephanoprora aylacostoma* Ostrowski de Núñez y Quintana, 2008 (Ostrowski de Núñez y Quintana, 2008).

*Stephanoprora uruguayense* fue descrita parasitando a *L. dominicanus* en Uruguay y Argentina (Bariloche) y en perros en Uruguay según Ostrowski de Núñez et al. (2004). Las medidas de los ejemplares de éste estudio cómo así también de los huevos y de las diferentes estructuras, están dentro de los rangos dados para los especímenes colectados en las gaviotas del Parque Nacional Nahuel Huapi y se corresponden con las reportadas por Ostrowski de Núñez et al. (2004) y por eso se asignan a *S. uruguayense* (Tabla 11).



Especie	<i>Stephanoprora uruguayense</i> Holcman-Spector y Olagüe, 1989	<i>S. dogieli</i> Holcman-Spector y Olagüe, 1989	<i>S. podiceps</i> Etchegoin y Martorelli, 1997	<i>S. podiceps</i> Etchegoin y Martorelli, 1997				
Hospedador	<i>Larus dominicanus</i>	<i>Larus dominicanus</i>	<i>Larus dominicanus</i>	<i>Larus dominicanus</i>	<i>Canis familiaris</i> (perro)	<i>Larus dominicanus</i>	<i>Podiceps major</i> (huala)	<i>Sterna hirundinacea</i> (charrán sudamericano)
Referencia	Presente trabajo	Ostrowski de Núñez et al. (2004)	Holcman-Spector y Olagüe (1989)	Ostrowski de Núñez et al. (2004)	Holcman-Spector y Olagüe (1989)	Holcman-Spector y Olagüe (1989)	Etchegoin y Martorelli (1997)	Cremonte et al. (1999)
Tamaño de muestra	3	7	Sin dato	1	12	Sin dato	Sin dato	18
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi	Argentina	Uruguay	Uruguay	Uruguay	Uruguay	Argentina	Argentina
	Bariloche	Bariloche	Montevideo	Montevideo	Montevideo	Montevideo	Mar Chiquita	Mar Chiquita
Largo corporal	2825-4000 (3475)	1328-2576 (2032)	2360-2820	1712-2448 (2007)	3088-4688 (3837)	1980-3250	1100-1400 (1300)	1600-1860 (1750)
Ancho corporal		288-352 (310)	299-416	336-592 (455)	336-512 (429)	220-380	240-320 (300)	300-380 (360)
Ancho collar de espinas	300	157-214 (197)	258-341		220-270 (239)		190-240 (210)	210-230 (220)
Largo ventosa oral	100	57-94 (75)	83-109	75-100 (93)	94-126 (111)	67-83 ?	80-100 (90)	70-120 (90)
Ancho ventosa oral	75	57-94 (69)	109-145		94-144 (113)	80-96 ?	70-110 (90)	110-140 (130)
Largo prefaringe		0-38 (22)		82-94 (88)	19-88 (62)	51-80		
Largo faringe	100-120 (112)	69-88 (81)	109-132		100-151 (122)	80-103	90-130 (110)	100-120 (110)
Ancho faringe	75-100 (87)	38-63 (53)	64	69	100-132 (116)	45-87	70-96 (80)	50-70 (60)
Esófago		75-182 (119)	209-265	251	207-377 (306)	265-429	80-140 (120)	90-140 (120)
Largo ventosa ventral	275-375 (300)	188-289 (250)	221-351	151-220 (187)	226-333 (286)	208-247	170-230 (200)	190-260 (230)
Ancho ventosa ventral	75	207-282 (232)	221-299	176	264-314 (291)	208-338	160-220 (190)	180-240 (220)
Largo ovario	125	63-126 (88)	106-112	69-88 (80)	94-188 (132)	93-119	30-60 (40)	40-60 (60)
Ancho ovario	125-150 (137)	75-126 (104)	122-145	94	82-163 (131)	109-122	50-80 (70)	90-120 (100)
Largo testículo anterior	300-350 (333)	126-264 (188)	196-260	138-188 (174)	289-565 (388)	247-364	70-90 (80)	120-140 (130)
Ancho testículo anterior	300-325 (317)	144-251 (192)	130-247	119	188-377 (282)	182-286	100-150 (130)	150-190 (180)
Largo testículo posterior	375-425 (408)	188-320 (242)	273-312	220-283 (250)	352-584 (442)		120-150 (130)	170-200 (180)
Ancho testículo posterior	300-325 (317)	150-237 (181)	143-195	132	151-352 (253)		100-140 (120)	170-200 (190)
Largo del cirro		69-188 (136)	193-232	107-144 (124)	188-377 (272)	135-161	90-140 (110)	110-160 (130)
Ancho del cirro		75-113 (95)	83-148	75	113-188 (154)	77	50-90 (60)	67-79 (80) sic
Largo huevo	91	72-91 (81)	80-103	75-107 (90)	85-101 (92)	80-103	80-96 (90)	80-90 (83)
Ancho huevo	55-60 (57)	41-54 (46)	48-64	38-63 (46)	47-63 (54)	48-67	46-50 (50)	40-56 (50)
Número de huevos	9-13	5-17	26	36	85-101	42		

Tabla 11. Características generales de las especies de *Stephanoprora* registradas en aves en América del Sur.



Género: *Echinoparyphium* Dietz, 1909

Especie: *Echinoparyphium* sp.

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: en todo el intestino

Prevalencia: 19 %

Intensidad media: 79

Rango de intensidad: 1-600

### ***Descripción morfológica***

Medidas basadas en 10 adultos ovígeros, cuyo estado de conservación no es el más adecuado. Cuerpo alargado, 4,1-6,5 (4,7) mm de largo, 442-710 (596) de ancho a nivel de la ventosa ventral. Largo del *forebody* 576-1647 (959), representando el 20-40% del total cuerpo, *hindbody* 2,8-4,4 (3612) mm de largo. El collar cefálico es reniforme, 240-384 (319) de ancho. Corona de espinas dispuestas en dos hileras, no interrumpidas dorsalmente. La ventosa oral 86-173 (134) de largo, 96-144 (119) de ancho, la faringe muscular 86-163 (117) de largo y 67-125 (88) de ancho. La ventosa ventral ovalada, ubicada en el segundo quinto del cuerpo, 384-568 (500) de largo, 298-454 (370) de ancho. Los testículos son alargados longitudinalmente, con bordes lisos y contiguos, intercecales, en tandem, ocupando parte del tercer y último cuarto del cuerpo. Testículo anterior 307-625 (460) de largo y el testículo posterior 312-710 (520) de largo; la distancia pos-testicular 806-1363 (1023) representa entre un 15-30% del largo del cuerpo. Bolsa del cirro elongada, posterior a la bifurcación de los ciegos, con paredes musculares, se superpone con la ventosa ventral en un 50-88% (74,1%), 336-432 (382) de largo y 125-240 (180) de ancho, contiene una vesícula seminal simple, la *pars-prostatica* y el cirro. Poro genital entre la bifurcación de los ciegos y el borde anterior de la ventosa ventral. Ovario alargado, ovoide, ecuatorial, 115-170 (149) de largo y 115-173 (150) de ancho. Útero intercecal, corto representando 3-20% del largo del cuerpo. Glándulas vitelógenas en campos laterales, no alcanzan anteriormente el borde posterior de la ventosa ventral, se superponen con los márgenes de los testículos y no confluyen en la zona posterior. Conductos vitelinos unidos por delante del testículo anterior formando un reservorio triangular. Huevos amarillentos, 96-106 (100) de largo y 48-77 (65) de ancho (Figura 14).

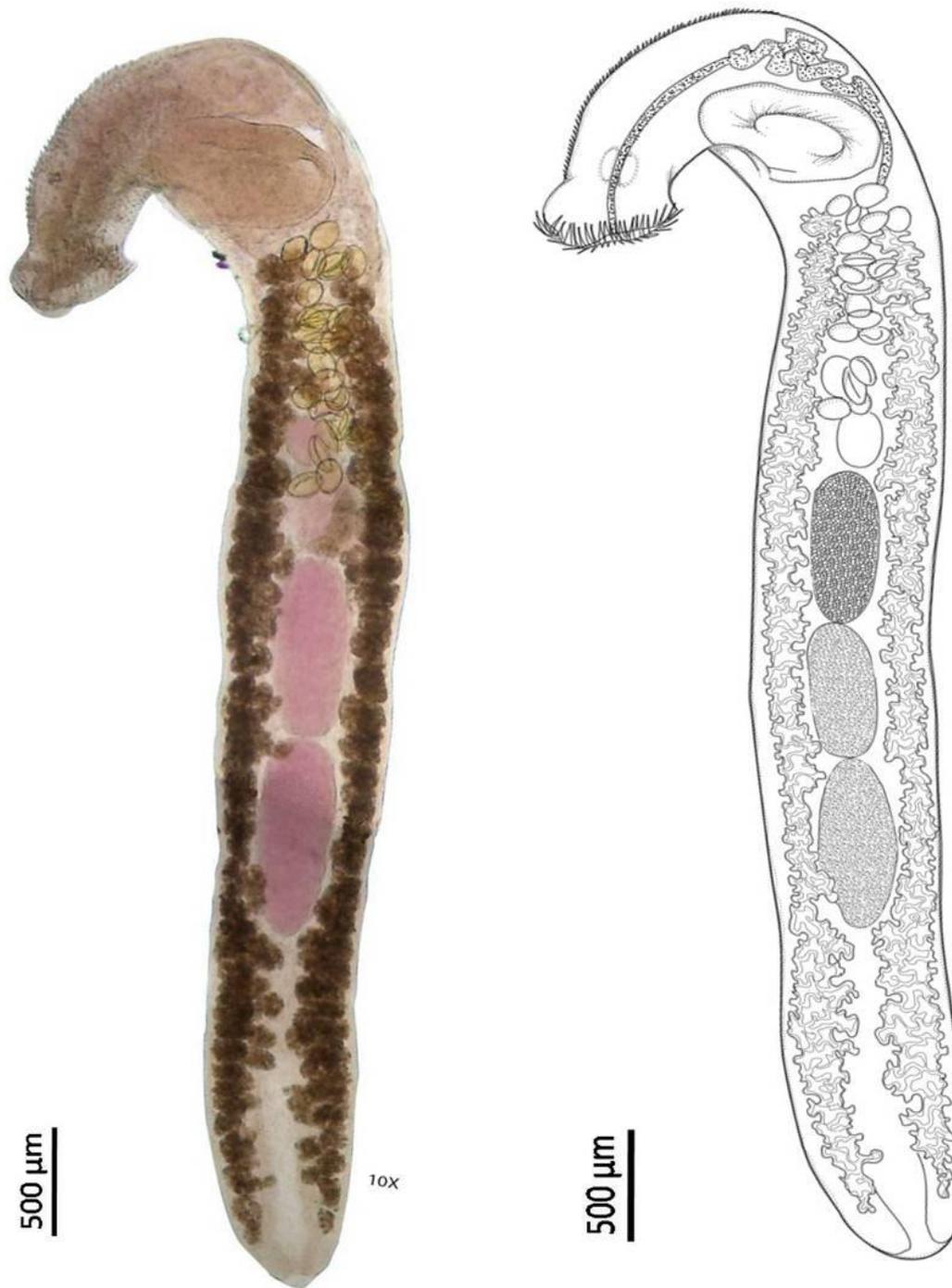


Figura 14. *Echinoparyphum* sp. (vista ventral)



### **Comentarios**

Los ejemplares recuperados de *L. dominicanus* se asignan al género *Echinoparyphium* por presentar las siguientes características: cuerpo de tamaño intermedio y elongado, con el ancho máximo a la altura de la ventosa ventral, un *forebody* extremadamente corto que representa el 20-40% del total cuerpo, una corona con doble hilera de espinas no interrumpida dorsalmente, con espinas tegumentarias pequeñas, ventosa ventral en el segundo cuarto o un poco anterior, testículos en tándem, con un área post-testicular que representa entre un 15-30% del largo del cuerpo, ovario ecuatorial y útero corto representando 3-20% del largo del cuerpo (Kostadinova, 2005).

El género *Echinoparyphium* tiene una distribución cosmopolita, se ha registrado la presencia de *Echinoparyphium recurvatum* (von Linstow, 1873) en *Larus* sp., *L. novaehollandiae scopulinus* y *L. dominicanus* (Yamaguti, 1971; Latham y Poulin, 2002; Fredensborg et al., 2004). En América del Sur se han registrado algunas especies de este género como *Echinoparyphium singularis* Lutz, 1924 con 33 espinas en el collar cefálico (Kohn y Fernandes, 1976) en Brasil. En Argentina, sólo se han registrado *Echinoparyphium scapteromae* Sutton, 1983 con 42-45 espinas en su corona, colectados de los roedores *Scapteromys aquaticus* y *Rattus norvegicus* (Sutton y Lunaschi, 1994) y *Echinoparyphium megacirrus* Semenas, Brugni y Ostrowki de Núñez, 1999 con 43 espinas en su corona, obtenidos del hospedador experimental *Gallus gallus domesticus*, que fueron infectados con metacercarias obtenidas de *Diplodon chilensis* de lagos del Parque Nacional Nahuel Huapi (Semenas et al., 1999, ver Tabla 12). Los ejemplares obtenidos en este trabajo no pudieron ser asignados a ninguna especie dado que la corona de espinas no estaba completa.



<b>Especies</b>	<i>Echinoparyphium</i> sp. Dietz, 1909	<i>E. megacirrus</i> Semenas, Brugni y Ostrowski de Núñez, 1999
<b>Hospedador definitivo</b>	<i>Larus dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>Gallus gallus</i> (gallina domestica)
<b>Localidad</b>	<b>Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi</b>	Bariloche
<b>Referencia</b>	Presente trabajo	Semenas et al. (1999)
<b>Largo total</b>	4737	2432
<b>Ancho a la VV</b>	596	381
<b>Diámetro del collar cefálico</b>	319	sin datos
<b>Largo Ventosa Oral</b>	134	89
<b>Ancho Ventosa Oral</b>	119	96
<b>Largo Faringe</b>	117	92
<b>Ancho Faringe</b>	88	74
<b>Largo Ventosa Ventral</b>	500	329
<b>Ancho Ventosa Ventral</b>	370	256
<b>Largo esófago</b>	516	sin datos
<b>Largo Ovario</b>	149	129
<b>Ancho Ovario</b>	150	130
<b>Largo Testículo anterior</b>	460	288
<b>Ancho Testículo Anterior</b>	214	183
<b>Largo Testículo Posterior</b>	520	326
<b>Ancho Testículo posterior</b>	221	186
<b>Largo Máx. Bolsa Cirro</b>	382	227
<b>Ancho Máx. Bolsa Cirro</b>	180	113
<b>Dist. Test post/ EP</b>	1023	708
<b>Cantidad de Huevos</b>	31	21
<b>Largo Huevo 1</b>	100	97
<b>Ancho Huevo 1</b>	65	52
<b>Largo cirro</b>	528	366
<b>Ancho cirro</b>	48	30

Tabla 12. Características generales de las especies de *Echinoparyphium* registradas en Patagonia, Argentina.



Género: *Echinostoma* Dietz, 1909

Especie: *Echinostoma chloephagae* Sutton y Lunaschi, 1980

Ambiente: Agua dulce

Sitio de infestación: en todo el intestino

Prevalencia: 31 %

Intensidad media: 12

Rango de intensidad: 1-60

### ***Descripción morfológica***

Basado en un único digeneo con la corona de espinas completa. Cuerpo elongado, 7,0 mm de largo por 852 de ancho a nivel de la ventosa ventral. Tegumento cubierto por espinas tipo escamas dispuestas en hileras transversales. *Forebody* 994 de largo, lo que representa el 14% del total del cuerpo. La ventosa oral es subterminal, 412 de diámetro. El collar cefálico mide 426 de diámetro, con 37 espinas en una única hilera no interrumpida en la corona. La espina angular 96 de largo, las espinas laterales 77 de largo, las espinas dorsales 86 de largo. Prefaringe ausente; faringe 227 de largo por 170 de ancho. Esófago 568 de largo. La ventosa ventral se ubica en el tercio anterior del cuerpo, 681 de largo por 625 de ancho, relación entre ventosas 1: 5,5. Testículos en tándem, distancia intertesticular de 28, ambos testículos miden 454 de largo y 369 de ancho. La distancia post-testicular es de 2,6 mm. La bolsa del cirro mide 312 de largo por 341 de ancho. El ovario con borde liso, redondeado a ovalado, 255 de largo, 312 de ancho, distante 1,2 del borde posterior de la ventosa ventral, a una distancia de 284 del borde anterior del testículo anterior. Ootipo situado inmediatamente posterior al ovario. Las glándulas vitelógenas en campos laterales se extienden hasta el borde posterior de la bolsa del cirro. Los huevos son muy numerosos, 105 de largo y 67 de ancho (Figura 15).



Figura 15. *Echinostoma chloephagae* (vista ventral)



## Comentarios

El ejemplar recuperado de *L. dominicanus* se asigna al género *Echinostoma* por presentar un cuerpo elongado no subdividido en regiones, con un tamaño de medio a largo, una relación largo-ancho corporal incluida en el rango del género, *forebody* corto a muy corto, menor a 20%; poro genital preacetabular ubicado inmediatamente después de la bifurcación de los ciegos, el collar de espinas con 27-71 espinas, ordenadas en una sola hilera simple, no interrumpida dorsalmente. Los testículos ovals elongados, en tándem, lisos, postecuatorial en el tercer cuarto del cuerpo, bolsa del cirro anterodorsal a la ventosa ventral, ubicada enteramente en el *forebody* y dorsal a la ventosa ventral y vitelógenas que no alcanzan el margen anterior de la ventosa ventral, en campos no interrumpidos (Kostadinova, 2005).

El género *Echinostoma* tiene una distribución cosmopolita, y parasita el intestino de aves y mamíferos, incluyendo al hombre (Sutton y Lunaschi, 1994; Kostadinova, 2005).

Actualmente se reconoce por estudios moleculares (Chai et al., 2020) la existencia de al menos 16 especies de *Echinostoma* de 37 espinas en su collar cefálico distribuidas en el mundo. Además otras 10 especies son consideradas como válidas hasta su evaluación molecular, entre ellas *Echinostoma barbosai* (Lie y. Basch, 1966) y *E. chloephagae* (Chai et al., 2020). Los registros hasta la fecha en Argentina sin análisis moleculares corresponden a *Echinostoma parcespinosum* Martorelli, 1987 parasitando a *Rallus maculatus* (rascón overo) y *Rallus sanguinolentus* (rascón plumizo), *E. mendax* (posible *E. revolutum* por análisis moleculares) que parasita a *Cygnus melancoryphus* (cisne de cuello negro) y *E. chloephagae* parasita de *Chloephaga picta leucoptera* (cauquén), y también ejemplares adultos obtenidos a partir de infecciones experimentales con metacercarias recuperadas del bivalvo *Diplodon chilensis* (Sutton y Lunaschi, 1980; Fernandes et al., 2015; Flores y Semenas, 2016).

Al comparar el ejemplar encontrado en *L. dominicanus* con las especies registradas en Argentina, se descarta *E. parcespinosum* por presentar 31-33 espinas en la corona cefálica y tanto la ventosa oral, ventosa ventral, largo de faringe como el tamaño de ovario presentan un menor tamaño que los de gaviota. *Echinostoma revolutum* con 37 espinas presenta un mayor tamaño del cuerpo, ventosas y huevos (Travassos et al., 1969) que el medido en la gaviota cocinera de este trabajo. *Echinostoma barbosai* se diferencia del ejemplar recuperado por presentar ventosas más pequeñas (Lie y Bach, 1966). Al comparar el ejemplar recuperado con los obtenidos mediante infestaciones experimentales de metacercarias extraídas de *D. chilensis*, se registra que los experimentales presentan similitudes en el tamaño corporal, el porcentaje de *forebody*, el largo de la faringe, la relación entre ventosas y el tamaño de los testículos. Aunque el ejemplar obtenido de la gaviota tienen una ventosa ventral más grande y los huevos



levemente más pequeños (Flores y Semenas, 2016). Si bien se registraron varios ejemplares con similitudes morfológicas al género *Echinostoma* solo uno presentaba huevos y la corona de espinas completa. Los ejemplares de este trabajo son levemente más grandes que los registrados de *E. chloephagae* en los cauquenes, *Chloephaga picta*, aunque son de tamaño similar en el huevo, largo de la faringe, los testículos, las espinas laterales y dorsales. Y se diferencia por el menor tamaño de la bolsa del cirro y de las espinas angulares. Por lo que a partir de las características morfológicas y merísticas, se concluye que nuestro ejemplar podría ser asignado a *E. chloephagae* (Tabla 13). Los restantes ejemplares con corona incompleta también fueron asignados a la misma especie dada sus características morfológicas.



Especies	<i>Echinostoma chloephagae</i> Sutton y Lunaschi, 1980	<i>E. chloephagae</i> Sutton y Lunaschi, 1980	<i>E. barbosai</i> Lie y. Basch, 1966	<i>Echinostoma sp.</i> <i>Experimental</i>	<i>E. revolutum</i> (Froelich, 1802)	<i>E. parcespinosum</i> Lutz, 1924
Hospedador	<i>L. dominicanus</i> (gaviota cocinera)	<i>Chloephaga picta</i> (cauquén)	Gallina y palomas experimentales	Experimental en <i>Gallus</i> <i>gallus</i> (gallina doméstica)	<i>Sturnus vulgaris</i> (estornino pinto)	<i>Rallus</i> sp. (rascones)
Localidad	Argentina, Parque Nacional Nahuel Huapi Bariloche	Islas Malvinas	Argentina, Europa, Asia	Argentina- Patagonia	Argentina, Brasil, Perú, Venezuela	Argentina La Plata
Referencia	Presente trabajo	Sutton y Lunaschi (1980)	Lie y Basch (1966)	Flores y Semenas (2016)	Travassos et al. (1969)	Martorelli (1987)
Número de espinas	37	36-37	37	37	37	31-33
Largo total	7043	5130-6910	3650-7830	4090-5205	15600-21800	5600-7000
Largo forebody	994	sin datos	Sin datos	Sin datos	Sin datos	sin datos
% del forebody respecto al largo total	14%	sin datos	Sin datos	12-16%	Sin datos	sin datos
Ancho a la bifurcación	852	820-990	Sin datos	543-715	Sin datos	600-720
Ancho a la VV	852	sin datos	460-960	543-716	2600-3000	sin datos
Ancho entre VV-ovario	937	sin datos	Sin datos	543-717	Sin datos	sin datos
Diametro del collar céfalico	426	sin datos	Sin datos	298-355	Sin datos	sin datos
Largo ventosa oral	412	126-170	123-193	115-163	360-480	120-130
Ancho ventosa oral	412	150-200	123-193	115-154	410-530	120-130
Prefaringe	0	sin datos	Sin datos	0-41	Sin datos	sin datos
Largo faringe	227	180-230	Sin datos	120-156	Sin datos	92-120
Ancho faringe	170	108-144	Sin datos	103-149	Sin datos	sin datos
Largo ventosa ventral	681	240-550	346-501	312-432	1180-1420	330-440
Ancho ventosa ventral	625	630-720	sin datos	216-300	1160-1440	330-440
Ratio VV:VO	3,42	sin datos	Sin datos	1:3-4	Sin datos	sin datos
Largo Esófago	568	234-390	sin datos	240-312	105-115	sin datos
Largo ovario	255	198-250	104-116	96-240	sin datos	145-160
Ancho ovario	312	126-220	64-74	106-259	sin datos	sin datos
Largo testículo anterior	454	432-740	Sin datos	202-384	Sin datos	440-510
Ancho testículo anterior	369	250-350	Sin datos	173-307	Sin datos	220-240
Largo testículo posterior	454	432-710	Sin datos	298-432	Sin datos	480-560



Especies	<i>Echinostoma chloephagae</i> Sutton y Lunaschi, 1980	<i>E. chloephagae</i> Sutton y Lunaschi, 1980	<i>E. barbosai</i> Lie y. Basch, 1966	<i>Echinostoma sp.</i> <i>Experimental</i>	<i>E. revolutum</i> (Froelich, 1802)	<i>E. parcespinosum</i> Lutz, 1924
<b>Ancho testículo posterior</b>	369	250-320	Sin datos	182-259	Sin datos	220-240
<b>Distancia intertesticular</b>	28	sin datos	Sin datos	0-50	Sin datos	sin datos
<b>Largo máximo bolsa del cirro</b>	312	380-700	Sin datos	216	Sin datos	280-350
<b>Ancho máximo bolsa del cirro</b>	341	sin datos	Sin datos	sin datos	Sin datos	120-180
<b>Distancia faringe/BC</b>	227	sin datos	Sin datos	sin datos	Sin datos	sin datos
<b>Distancia VV/ovario</b>	1192	sin datos	Sin datos	sin datos	Sin datos	sin datos
<b>Dist. Ovario/Testículo anterior</b>	284	sin datos	Sin datos	sin datos	Sin datos	sin datos
<b>Dist. VV/Testículo anterior</b>	1760	sin datos	Sin datos	sin datos	Sin datos	sin datos
<b>Dist. Testículo post/EP</b>	2556	sin datos	Sin datos	sin datos	Sin datos	sin datos
<b>Largo huevo</b>	105	100-120	104-106	98-120	Sin datos	110-120
<b>Ancho huevo</b>	67	60-70	64-74	50	Sin datos	64-65
<b>Largo esp. Angular</b>	96	64-84	Sin datos	31-65	Sin datos	sin datos
<b>Largo esp. Lateral</b>	77	64-84	Sin datos	43-66	Sin datos	sin datos
<b>Largo esp. Dorsal</b>	86	64-84	Sin datos	41-63	Sin datos	sin datos

Tabla 13. Características generales de las especies de *Echinostoma* registradas en aves de Argentina.

Familia: Schistosomatidae Stiles y Hassall, 1898

Género: *Marinabilharzia* Lorenti, Brant, Giladroni, Diaz y Cremonte, 2022

Especie: *Marinabilharzia patagonense* Lorenti, Brant, Giladroni, Diaz y Cremonte, 2022

Ambiente: Marino

Sitio de infestación: venas mesentéricas del intestino posterior

Prevalencia: 12%

Intensidad media: sólo se encontraron 2 fragmentos

### **Comentarios.**

Solo se encontraron pequeños fragmentos de especímenes de la familia Schistosomatidae, que no permitieron la identificación morfológica. Uno de los fragmentos correspondía a la parte posterior por lo que fue analizado molecularmente y publicado en colaboración con Brant et al. (2017). Posteriormente, se describe la morfología de esta especie a partir de vermes adultos de la costa marina patagónica (Lorenti et al., 2022).

### **Discusión**

A partir de las gaviotas continentales analizadas se pudo registrar la presencia de 11 especies de digeneos, algunas de ambientes dulceacuícolas y otras que son típicamente marinas. De los géneros y especies de digeneos registrados en *L. dominicanus* 4 de ellas corresponderían a nuevas especies descritas durante este trabajo (*Levinseniella* sp., *Cryptocotyle dominicana*, *Gymnophallus* sp. e *Himasthla* sp.), 5 corresponden a especies ya descritas en Patagonia (*Maritrema patagonica*, *Diplostomum dominicanum*, *Tylodelphys* cf. *brevis*, *Stephanoprora uruguayense*, *Echinostoma chloephagae* y *Marinabilharzia patagonense*) y una especie, *Echinoparyphium*, no pudo ser asignada a ninguna especie dado que estaba incompleta la corona de espinas.

*Cryptocotyle dominicana* se identificó morfológica y molecularmente, y corresponde al trabajo respaldo de esta tesis (ver ANEXO). Además, *M. patagonense* se identificó molecularmente (Brant et al. 2017), en el transcurso de esta tesis, fue encontrada en gaviotas marinas y se realizó su descripción morfológica por otros autores (ver Lorenti et al., 2022).

La especie *D. dominicanum* fue previamente descrita parasitando a la gaviota cocinera y a otras especies de la familia Laridae en la Antártida, por lo que la presencia en las gaviotas del Parque Nacional Nahuel Huapi, ampliaría su distribución a los lagos andinos.

El registro de *Gymnophallus* sp., especie de ambientes marinos, es el único dentro de la familia Gymnophallidae obtenido en hospedadores definitivos de cuerpos de agua dulce. Varias especies del mismo género han sido reportadas en localidades marinas de la costa atlántica patagónica Argentina,



estudios que evalúen su morfología y sus características moleculares permitirán determinar si se trata de una nueva especie dentro de la familia.

Este trabajo reporta a *L. dominicanus* de cuerpos de agua dulce patagónicos como nuevo hospedador definitivo para *Tylodelphys cf. brevis* y *Echinostoma chloephagae*, registrados previamente parasitando a aves de otros órdenes. *Maritrema patagonica* es registrada por primera vez en un hospedador definitivo natural, ya que fue descrita a partir de material experimental (Rauque et al., 2013).



## CAPÍTULO 2

### Dieta, estadios larvales y ciclos de vida de digeneos en *Larus dominicanus*

#### **Introducción**

##### ***Dieta***

En la actualidad, la actividad antrópica es uno de los fenómenos que genera mayores alteraciones en los patrones de disponibilidad de alimento para las poblaciones de vida silvestre (Liu et al., 2003). La alta producción de residuos orgánicos, sumado al mal manejo que se hace de ellos, constituye un ejemplo de este tipo de alteración. En particular, los vertederos de residuos urbanos ofrecen una fuente de alimento *ad libitum* que la mayoría de las veces deriva en superpoblaciones artificialmente sustentadas (Yorio et al. 1996; Duhem et al., 2008). Desafortunadamente, los cambios en los patrones de disponibilidad de alimento repercuten a lo largo de la cadena trófica, poniendo en riesgo la integridad de los ecosistemas naturales y las interacciones que en ellos se establecen (Boarman, 2003; Rodewald et al., 2011).

La mayoría de las especies de la familia Laridae son aves de hábitos alimentarios generalistas, que se caracterizan por la capacidad de utilizar recursos tróficos de origen antrópico. Este comportamiento incluye el uso de basurales de desechos urbanos, descartes pesqueros y sitios de faena (Oro, 1996; Contreras Balderas et al., 2003; Petracci et al., 2004; Ludynia et al., 2005). Cada uno de estos lugares provee grandes cantidades de residuos orgánicos, en sitios puntuales del espacio, de manera sostenida en el tiempo y altamente accesible. Como consecuencia, los individuos reproductores exhiben todo su potencial reproductivo, lo que en muchas regiones del mundo se ha traducido en explosiones demográficas preocupantes (Duhem et al., 2008). Los crecimientos poblacionales de las especies del género *Larus* han resultado altamente problemáticas dada su vinculación a la transmisión de enfermedades zoonóticas, la contaminación de fuentes de agua potable y la interacción negativa con especies de valor especial (Giacardi et al., 1997; Frere et al., 2000; Nugent et al., 2008; Sironi et al., 2009). Este grado de plasticidad, y su capacidad de recuperación en escenarios antropogénicos y naturales ha resultado en una distribución casi global de las especies de gaviotas (Yorio, 2016). Al mismo tiempo, su estrategia generalista puede amortiguar los cambios ambientales, adaptándose y cambiando su comportamiento de forrajeo (Anderson et al., 2016).



A lo largo de la costa argentina, las poblaciones de gaviotas cocinera (*L. dominicanus*) han aumentado considerablemente en los últimos años (Yorio et al., 1998; Lisnizer et al., 2011). Varios estudios realizados en la región sugieren que los incrementos son producto del uso que los individuos de la especie hacen de fuentes de alimento no convencionales, principalmente basurales a cielo abierto (Petracci et al., 2004; Yorio et al., 2005). A través de la competencia por recursos limitantes (ej. sitios de nidificación), el cleptoparasitismo y la depredación, la gaviota cocinera ha retraído las poblaciones de otras especies de aves marinas tales como el gaviotín real (*Sterna maxima*) y el gaviotín patinegro (*S. eurygnatha*) (Quintana y Yorio, 1998, 1999). En los últimos años, la gaviota cocinera ha captado especial atención por parte de las autoridades dedicadas a la conservación de la vida silvestre, dado su impacto negativo sobre la ballena franca austral (monumento natural y patrimonio de la humanidad, UNESCO) en Península Valdés (Sironi et al., 2009). Si bien no hay estudios que evalúen la problemática sanitaria de estos crecimientos, el efecto es potencialmente alto, ya que las gaviotas son portadoras de virus y enterobacterias patogénicas para los humanos y forman parte del ciclo de vida de parásitos metazoos zoonóticos (Pereda et al., 2008).

La presencia de esta especie en el Parque Nacional Nahuel Huapi data del año 1951 (Gollan, 1951) y si bien su presencia es probablemente más antigua, actualmente existen grandes colonias asentadas en islotes del Lago Nahuel Huapi. Las más conspicuas son la colonia “Norte” en islas De La Guardia, entre Península Quetrihué y la costa continental; y las colonias localizadas en Isla de los Fósiles, entre Millaqueo e Isla Victoria. Estudios dietarios realizados por Frixione et al., (2012) en la colonia Norte (islas De La Guardia) muestran que, en términos de porcentaje de frecuencia, los restos de origen antrópico son el ítem más frecuente registrado en los regurgitados durante la época de cría de los pichones. Estos resultados sugieren que esta colonia se sostiene gracias a la disponibilidad de alimento proveniente del basural de Villa La Angostura.

Desde su establecimiento en la zona, las gaviotas son un importante símbolo utilizado por las empresas de turismo como atractivo para las excursiones náuticas ofrecidas en el Lago Nahuel Huapi. Durante la excursión se invita a los turistas a ofrecer alimento (galletitas) a las gaviotas que se acercan. Las aves comienzan a seguir los barcos cuando los turistas levantan en alto la mano con el alimento ofrecido. Si bien se conoce que la gaviota cocinera en Patagonia puede dispersar zoonosis de origen acuático como la dermatitis cercarial y la difilobotriosis (Szidat, 1964; Kreiter y Semenas, 1997; Casalins



et al., 2015), aún es escasa la información que se tiene al respecto, y no se conoce el riesgo real de la transmisión de enfermedades virósicas o bacterianas de esta actividad.

Los estudios han demostrado que las egagrópilas reflejan la composición de la dieta y resultan muy valiosas para detectar tanto cambios estacionales como diferencias entre localidades (Spaans, 1971; Annet y Pierotti, 1989). La dieta de las poblaciones marinas generalmente incluye peces, crustáceos, pelecípodos, gastrópodos, poliquetos, octópodos, decápodos, equinodermos, insectos y aves (Kasinsky, 2019). Según estos estudios la mayor parte de las presas corresponden a invertebrados del intermareal, la contribución de los peces en la dieta podría ser mayor a la observada ya que el método empleado para el análisis (pellets) no permite evaluar la biomasa de las presas ingeridas o podría subestimar la presencia de peces pequeños (Bertellotti y Yorio, 1999). Además, la incorporación de basura en la dieta indica una estrategia alimentaria oportunista, lo cual también está sugerido por el cambio entre años en la proporción de consumo de algunas presas (Yorio y Bertellotti, 2002). Estudios sobre dieta llevados a cabo en la colonia de Punta León, ubicada a 60 km al norte del basural de Rawson, muestran que las gaviotas cocineras se alimentan de basura durante la etapa de incubación y crianza de pichones (Giaccardi et al., 1997).

En un estudio realizado en el lago Nahuel Huapi se encontró que durante la etapa reproductiva se alimentan generalmente de desechos antrópicos, peces (*Galaxias maculatus*, *Percichthys* sp. y salmónidos), crustáceos (*Aegla riolimayana* y *Samastacus spinifrons*), insectos (coleópteros) y gastrópodos (Frixione et al., 2012). Según estudios realizados tanto en periodos reproductivos como también post-reproductivos, mediante observación directa de los individuos sobre la fuente de alimento o reconociendo los ítems alimenticios de egagrópilas y revisando los contenidos estomacales, los crustáceos tuvieron una mayor importancia relativa que los peces en la temporada post-reproductiva. Sin embargo, se concluye de estos estudios en el Parque Nacional Nahuel Huapi, que el basural es una fuente de recursos alimenticios durante todo el año (Frixione y Alarcón, 2016).

Diferentes autores han sugerido patrones de asociación relacionados con un tipo de ítem presa específico consumido por el hospedador para explicar la existencia de especies de helmintos centrales o dominantes que co-ocurren frecuentemente, confiriéndole predictibilidad a las comunidades de helmintos, la presencia de hospedadores intermediarios o paraténicos comunes a varias especies de helmintos evidentemente favorecerá su asociación en el hospedador definitivo (Bush et al., 2001). Algunos



trabajos han evaluado la relación interpoblacional de especies de parásitos y especies de vertebrados como hospedadores en función del rango geográfico. Dritschilo et al. (1975) estudiaron los ácaros ectoparásitos de roedores en América del Norte, y Price y Clancy (1983) consideraron los parásitos helmintos en peces de agua dulce en Gran Bretaña, en ambas investigaciones, el número de especies de parásitos por hospedador aumentó con el rango geográfico del hospedador definitivo. Price y Clancy (1983) han sugerido que las especies hospedadoras con rangos de distribución más grandes pueden contener más especies de parásitos porque al ser las áreas de distribución más grandes abarcan rangos de más especies de hospedadores intermediarios. Estudios han demostrado que las especies de anátidos migratorios están expuestas a una mayor diversidad, prevalencia y abundancia de parásitos hematozoos que las especies sedentarias y que el número de especies de parásitos hematozoos se relaciona positivamente con la distancia de migración. Especies hospedadoras con rangos geográficos más grandes pueden tener más nichos para diferentes especies de parásitos (Dogiel, 1961; 1964; Price, 1980).

Los ensambles de parásitos son distintos entre diferentes sitios de muestreo y pueden usarse para predecir dónde el hospedador se ha estado alimentando y podrían servir como herramientas tanto en el control de la población de aves migratorias, como en la conservación de aves no migratorias y residentes. Se sabe que algunos parásitos muestran claros gradientes geográficos en intensidad o prevalencia, lo que sugiere que podrían usarse para ilustrar los gradientes geográficos de hospedadores intermediarios (invertebrados, peces) y de aves como hospedadores definitivos (Sheehan et al., 2016).

### ***Estadios larvales y ciclo de vida***

Se conoce como ciclo de vida al conjunto de estadios, desde que el organismo parásito sale del huevo hasta que se transforma en adulto, pasando por uno o más estadios larvales. En alguna de estas etapas el parásito puede ser de vida libre, pero generalmente vive dentro (endoparásito) o sobre (ectoparásito) el hospedador. Cuando el ciclo incluye un único hospedador, se dice que es monoxeno o directo y si participa más de un hospedador, el ciclo es heteroxeno o indirecto. Aquellos hospedadores en los que el parásito madura y se reproduce sexualmente, reciben el nombre de hospedadores definitivos. Por otra parte, si los hospedadores alojan estadios larvales, pueden ser hospedadores intermediarios o paraténicos (Loker y Hofkin, 2015).



Los ciclos de vida de los digeneos utilizan al menos dos hospedadores. Uno de ellos es un vertebrado (con pocas excepciones), en el que ocurre la reproducción sexual, y el otro es un molusco, en el cual se producen una o más generaciones de estadios larvales por mecanismos de reproducción asexual. Seis formas larvales diferentes pueden sucederse a partir del huevo. Sin embargo, no todos los ciclos son iguales. En algunas especies faltan estadios y en otras pueden repetirse, es decir, presentar más de una generación. En el ciclo de vida típico de un digeneo, la larva ciliada de vida libre, el miracidio, se libera del huevo y penetra el primer hospedador intermediario, que suele ser un gastrópodo. En algunos casos, el huevo es ingerido directamente por el molusco y se libera el miracidio en el intestino, penetrando el epitelio intestinal. Luego se transforma en una estructura simple, en forma de saco, llamada esporocisto. Dentro de él, se forman asexualmente un gran número de embriones, que dan origen a esporocistos hijos o a redias. Las redias presentan mayor grado de complejidad que los esporocistos ya que desarrollan, a diferencia de éstos, una faringe y un saco intestinal. A partir de sus células germinales, la redia o el esporocisto hijo desarrollan cercarias que normalmente emergen del molusco y nadan hasta penetrar en el próximo hospedador o enquistarse en el sustrato (Schmidt y Roberts, 2000). La cercaria está provista de estructuras que ayudan a la penetración, como glándulas, estiletos u órganos de penetración (Schmidt y Roberts, 2000). En algunos casos (Schistosomatidae), la cercaria penetra en el hospedador definitivo, desarrollando el adulto, pero en la mayoría de los digeneos la cercaria se enquista en el medio o penetra en un segundo y hasta en un tercer hospedador intermediario, dando lugar al desarrollo de una metacercaria. Finalmente, la metacercaria ingresa al hospedador definitivo cuando éste se alimenta del segundo o tercer hospedador intermediario. Gracias a las condiciones físico químicas del estómago y del e intestino del vertebrado, la metacercaria se desenquista y da lugar al adulto, que se reproduce sexualmente, produciendo huevos que se liberan con las heces o la orina (Schmidt y Roberts, 2000). De esta manera, los ciclos de vida de los digeneos están integrados dentro de intrincadas tramas tróficas y se constituyen en indicadores de la estructura de las mismas. Dentro de este contexto ecotrófico, los parásitos pueden indicar la posición del hospedador dentro de la trama trófica; el uso que realizan de diferentes microhábitats, el tiempo que transcurren en ellos y los posibles cambios de dieta durante el ciclo de vida del hospedador (Brooks y Hoberg, 2000).

Los parásitos con ciclos de vida complejos pueden ser indicadores ideales de la diversidad de especies porque requieren de la presencia de todos los hospedadores y



todos los estadios del parásito en el mismo tiempo y espacio (Marcogliese y Cone, 1997; Hudson et al., 2006; Lafferty, 1997; Marcogliese, 2005). Por otra parte, la ocurrencia de helmintos y su grado de madurez sexual en las aves en una época determinada del año, podría indicar el tiempo transcurrido desde la adquisición de las infecciones. Además, la presencia de un parásito podría indicar el lugar de alimentación y dar indicios de la posible distribución geográfica de los hospedadores intermediarios que participan en su ciclo de vida.

Con el fin de identificar los posibles hospedadores intermediarios de digeneos que involucran a *L. dominicanus* como hospedador definitivo en los ciclos de vida, se confeccionó una tabla con registros bibliográficos de los posibles hospedadores intermediarios de las especies encontradas en el capítulo 1 (Tabla 14).



Familia	Digeneos en <i>Larus dominicanus</i>	Cuerpos de agua	Hospedador Intermediario	Cita bibliográfica
Microphallidae	<i>Levinseniella anenteron</i>	Agua dulce	H1: Desconocido H2: Desconocido	
	<i>Levinseniella</i> sp.	Agua dulce?	H1: Desconocido H2: Desconocido	
	<i>Maritrema patagonica</i>	Agua dulce	H1: <i>Heleobia hatcheri</i> ? (Molusco, gastrópodo) H2: <i>Aegla</i> sp. (Crustáceo decápodo)	Flores (2005) Rauque et al. (2013)
Heterophyidae	<i>Cryptocotyle dominicana</i>	Agua dulce	H1: Desconocido H2: <i>Galaxias platei</i> (Pez)	Casalins et al. (2020) trabajo respaldo
Gymnophallidae	<i>Gymnophallus</i> sp.	Marino	H1: <i>Darina solenoides</i> (Molusco, bivalvo) H2: Desconocido	Cremonte (2001), Cremonte e Ituarte (2003), Cremonte (2004).
Diplostomidae	<i>Diplostomum dominicanum</i>	Marino	H1: Desconocido H2: Desconocido	
	<i>Tylodelphys cf. brevis</i>	Agua dulce	H1: Desconocido H2: Desconocido	
Schistosomatidae	<i>Marinabilharzia patagonense</i>	Marina	H1: <i>Siphonaria lessoni</i> (Molusco gastrópodo)	Brant et al. (2017)
Echinostomatidae	<i>Echinoparyphium</i> sp.	Agua dulce	H1: <i>Chilina</i> sp. ? (Molusco gastrópodo) H2: <i>Chilina</i> sp., <i>Diplodon chilensis</i> (Molusco, bivalvo)	Flores (2005) Semenas et al. (1999); Flores (2005)
	<i>Echinostoma chloephagae</i>	Agua dulce	H1 y 2: <i>Lymnaea viatrix</i> (Molusco gastrópodo)	Prepelitchi y Ostrowski de Núñez (2007); Flores y Semenas (2016)
	<i>Stephanoprora uruguayense</i>	Agua dulce	H1: desconocido H2: <i>Galaxias maculatus</i> (Pez)	Ostrowski de Núñez et al. (2004)
Himasthlinae	<i>Himasthla</i> n. sp.	Marino	H1: <i>Heleobia australis</i> H2: Poliquetos	Alda (2011)

Tabla 14. Registros previos de los hospedadores intermediarios de los géneros y especies de digeneos que fueron identificados en el Capítulo 1.



## Objetivo

- Describir los estadios larvales de digeneos encontrados en posibles hospedadores intermediarios y asociarlos con la dieta de *L. dominicanus*.

## Metodología

### *Dieta de Larus dominicanus en cuerpos de agua dulce*

El estudio de la dieta estuvo basado en el análisis de pellets estomacales regurgitados y de estómagos diseccionados. Los hospedadores fueron eviscerados y sus estómagos fijados en formol 10%. Una vez en el laboratorio se procedió a revisar y clasificar el contenido estomacal para determinar los ítems alimenticios al mínimo taxón posible. Cada pellet y contenido se analizó sobre una bandeja utilizando pinzas y alcohol para humedecer el material y poder separarlo. Fue clasificado según su origen en: antrópico (por ejemplo: plásticos, basura, huesos de pollo, etc) o animal (por ejemplo: plumas, restos de insectos, huesos, etc.).

Se revisaron 42 estómagos de gaviotas de los cuales solo 18 presentaban contenido estomacal en época post-reproductivas, desde abril a junio del 2013. La recolección de pellets se hizo durante visitas periódicas a las colonias de reproducción localizadas en las Islas de los Fósiles (41°0'38.03"S, 71°32'39.74"O). Este trabajo se realizó en forma intensiva (cada 5 días) entre los meses de octubre y marzo y más dispersa (cada 15 días) durante el resto del año.

### *Hospedadores Intermediarios del PNNH seleccionados*

#### *Chilina gibbosa*

La familia Chiliniidae es endémica de América del Sur, y ningún miembro del grupo, ya sea viviente o fósil, ha sido hallado fuera de este continente y en la actualidad contiene un único género: *Chilina*. Es un grupo primitivo de pulmonados de ambientes de agua dulce (Gutiérrez Gregoric, 2019). En la Argentina se reconocen 24 especies, clasificándose principalmente en base a la morfología del caparazón (Gutiérrez Gregoric, 2019). El conocimiento de la biología de las especies de *Chilina* es escaso, pero en general prefieren ambientes altamente oxigenados pudiendo la temperatura afectar su distribución espacial. Estos gastrópodos viven adheridos a las rocas o plantas acuáticas y se alimentan ramoneando sobre algas epilíticas de pequeño tamaño (Castellanos y Gaillard, 1981; Castellanos y Miquel, 1991).



### ***Heleobia hatcheri***

El género *Heleobia* es el género más rico en especies, extendido y ecológicamente diverso entre los Hydrobiidae neotropicales. Incluye especies marinas, de agua salobre y de agua dulce; son generalmente dioicas y ovíparas. Para el grupo “*hatcheri*” existe una única referencia sobre la alimentación, donde se señala que *Heleobia parchappii*, consume el perifiton asociado a las macrófitas y se la califica como omnívora, microanimalívora y necrófaga poco selectiva (Martín, 1999). Las especies habitan en ambientes lénticos y lóticos de aguas limpias, transparentes y bien oxigenadas (Castellanos y Gaillard, 1976). Son caracoles abundantes, numéricamente dominantes en muchas comunidades bentónicas actuales y en depósitos fósiles cuaternarios. Particularmente *H. hatcheri* se distribuye en la región patagónica (Rumi et al., 2008), desde el río Colorado y sus afluentes hasta el río Santa Cruz y es muy abundante (Castellanos y Gaillard, 1976; Koch et al., 2015). Los ejemplares de *H. hatcheri* se consideran partenogénéticos ya que presentan un pene nuczal atrofiado, sin próstata ni conducto deferente, que se ubica detrás del tentáculo derecho (Martín, 2002).

### ***Aegla neuquensis***

Este decápodo aéglido es integrante del género *Aegla*, cuyos miembros son denominados comúnmente cangrejos tanque, cangrejos pancora, cangrejos de agua dulce, falsos cangrejos o cucarachas de río. *Aegla neuquensis* está mayoritariamente distribuida en Patagonia, tanto chilena como argentina. En Argentina se ha registrado en las provincias de Neuquén, Río Negro y Chubut (Valdovinos et al., 2010). Este cangrejo habita en el fondo de arroyos, ríos, lagunas y lagos de agua dulce. Se ocultan bajo rocas del lecho, en cuevas o grietas. Su dieta es omnívora, y está basada en vegetales, insectos, moluscos, peces y renacuajos entre otros. La superficie del cuerpo configura un microhábitat para el desarrollo de comunidades epizoicas y el hecho de ser parte en la dieta de aves y de peces lo coloca como posible hospedador en el ciclo de vida de parásitos (Viozzi et al., 2005).

### ***Temnocephala chilensis***

Los temnocefálos son platelmintos ectocomensales asociados a una variedad de crustáceos de agua dulce, insectos, gastrópodos de la Región Neotropical y de tortugas de Australia. En Patagonia, *T. chilensis* se asocia a decápodos del género *Aegla*. El ciclo de vida de este gusano plano es simple. El adulto adhiere los huevos a la superficie de un hospedador y un gusano inmaduro eclosiona (Viozzi et al., 2005). Ejemplares de *T.*



*chilensis* se registraron como hospedadores intermediarios de *Echinoparyphium megacirrus* en lagos andino patagónicos, entre ellos el lago Nahuel Huapi (Viozzi et al., 2005).

### ***Galaxias maculatus***

*Galaxias maculatus* o puyen chico, es un pez pequeño, de no más de 10 cm de longitud que está presente en muchos de los lagos y ríos del sur de Chile y Argentina. En este último país, la mayoría de las poblaciones de *G. maculatus* habitan en lagos andinos y no realizan migraciones hacia ambientes marinos (Cussac et al., 2020). Los embriones libres migran a la zona limnética, posteriormente, los juveniles migran a la zona litoral bentónica, donde se desarrollan a adultos (Barriga et al., 2002). El puyen chico es un depredador carnívoro muy activo, eurifágico, cuya dieta en la fase adulta consiste fundamentalmente de Chironomidae, Trichoptera y Coleoptera (Cervellini et al., 1993).

### ***Galaxias platei***

*Galaxias platei* o puyen grande es un pez que alcanza más de 30 cm de longitud total, está adaptado a ambientes bentónicos profundos (Barriga et al., 2002). Esta especie es pelágica en su fase larval o juvenil y demersal en la adulta, aunque realiza migraciones diarias (Rechencq et al., 2011). *Galaxias platei* es un generalista y oportunista, que se alimenta principalmente de organismos bentónicos, como anfípodos del género *Hyaella*, quironómidos del género *Alabbesmyia* sp. y *Polypodilum* sp., y también puede comer peces y moluscos (Ferriz, 2003; Cassaux y Di Prinzio, 2007).

## ***Sitios de colecta de hospedadores intermediarios***

### ***Lago Nahuel Huapi***

Este lago es el de mayor tamaño dentro del Parque Nacional homónimo; presenta una gran variedad de hábitats dado que exhibe una forma extendida de oeste a este, con siete brazos. El lago Nahuel Huapi (41°04'S – 71°25'O) pertenece a la cuenca del río Limay y está situado a 764 m.s.n.m. Posee una superficie de 557 km<sup>2</sup>, una profundidad máxima de 464 m y la longitud de sus costas es de 357 km (Fernández et. al, 2012)(Figura 16).

### ***Laguna El Trébol***

Esta laguna está ubicada en el Parque Nacional Nahuel Huapi ( $41^{\circ}4'13''\text{S} - 71^{\circ}29'36''\text{O}$ ), en la provincia de Río Negro. La laguna tiene forma ovalada (800 m x 400 m) se encuentra a unos 790 m.s.n.m. y su espejo de agua abarca unas 30 ha, su profundidad máxima es de unos 12 m. Se encuentra sobre el denominado Circuito Chico a unos 20 km al oeste de la ciudad de Bariloche (Alonso et al., 2001) (Figura 16).

### ***Lago Gutiérrez***

Este lago pertenece a la vertiente Atlántica, vierte sus aguas al lago Nahuel Huapi (cuenca del río Limay) y se encuentra a 12 km de San Carlos de Bariloche ( $41^{\circ}12'\text{S} - 71^{\circ}26'\text{O}$ ). Tiene una superficie aproximada de 16,4 km<sup>2</sup>, una profundidad máxima de 112 m y está ubicado a 750 m.s.n.m. (Vigliano y Pedrozo, 1995)(Figura 16).



Figura 16. Sitios de muestreo de hospedadores intermediarios en el PNNH, A- lago Nahuel Huapi, B- laguna El Trébol, C- lago Gutiérrez (mapa extraído y modificado de material de divulgación del PNNH).

### ***Recolección y tratamiento de los gastrópodos***

Se colectaron manualmente ejemplares de *C. gibbosa* y *H. hatcheri* en la zona costera durante la primavera o el verano en los lagos Gutiérrez, El Trébol y Nahuel Huapi. Los especímenes colectados se trasladaron vivos al laboratorio donde se aislaron en recipientes individuales con 30 ml de agua de la canilla para *C. gibbosa* y 10 ml para *H. hatcheri*, y se mantuvieron a temperatura ambiente y fotoperíodo natural. El agua fue cambiada diariamente a fin de estimular la emergencia de las cercarias (Figura 17).



Figura 17. Dispositivo para la observación de la emergencia de cercarias en *Chilina gibbosa* y *Heleobia hatcheri*.

Los caracoles se midieron utilizando un calibre, y se consideró el largo y el ancho máximos. Después de 4 días en el laboratorio los caracoles fueron sacrificados por aplastamiento y disecados bajo microscopio estereoscópico, examinándose la gónada, la glándula de la albúmina, el hepatopáncreas y el riñón a fin detectar y registrar la presencia de redias y/o esporoquistes y además contabilizar el número de metacercarias.

### ***Recolección y tratamiento de Aegla neuquensis***

Durante el verano se capturaron manualmente cangrejos del lago Nahuel Huapi. Todos los especímenes colectados se trasladaron vivos al laboratorio, donde se midió el largo y el ancho máximos del caparazón utilizando un calibre. Se realizó la disección bajo microscopio estereoscópico y se les revisó el caparazón, las branquias, las gónadas y las cavidades a fin detectar, contabilizar y registrar la presencia de metacercarias.



### ***Recolección y tratamiento de los peces colectados***

Durante la primavera y el verano se capturaron ejemplares de *G. maculatus* con redes de arrastre y nasas cebadas en los lagos Nahuel Huapi, Gutiérrez y laguna El Trébol y los ejemplares de *G. platei* del lago Gutiérrez con redes agalleras. Los peces fueron trasladados al laboratorio y mantenidos a temperatura controlada (8 °C) hasta su procesamiento. Se midió la longitud estándar y se realizó la disección bajo microscopio estereoscópico. Se les revisó: el tegumento, las aletas, las branquias, el cerebro, los ojos, el corazón, el bazo, el hígado, la vesícula biliar, el estómago, los ciegos, el intestino, la cavidad abdominal, la vejiga gaseosa, las gónadas, el riñón y los ductos urinarios.

### ***Tratamiento de las cercarias y de las metacercarias***

Las cercarias liberadas se estudiaron “*in vivo*” colocándolas entre porta y cubreobjetos con una gota de agua, y tiñéndolas con rojo neutro o marrón de Bismark al 0,001% (Ostrowski de Núñez, 1992; Ostrowski de Núñez y Quaggiotto, 1995; Etchegoin y Martorelli, 1997). Posteriormente fueron dibujadas con cámara clara. Otras fueron fijadas con formol caliente al 4% para ser teñidas con carmín clorhídrico y montadas en bálsamo de Canadá para ser dibujadas y medidas. Al menos 10 individuos fueron medidos usando una lentilla micrométrica, registrándose: largo y ancho del cuerpo, de la cola, de la ventosa oral y de la ventosa ventral. Las cercarias fueron identificadas al menor nivel taxonómico posible utilizando la información obtenida tanto de los ejemplares vivos como de los fijados y referencias como: Yamaguti (1975); Combes et al, (1980); Schell (1985); Ostrowski de Núñez (1992); y Ostrowski de Núñez y Quaggiotto (1995) y Flores (2005).

Las metacercarias obtenidas de los gastrópodos, cangrejos y peces fueron extraídas, contabilizadas por localización. Algunas fueron desenquistadas con presión entre porta y cubre objeto bajo óptica y posteriormente se fijaron en alcohol 70% o formol 2% para su identificación taxonómica. Se tiñeron y montaron según se describe para los adultos en el capítulo 1.

## **Resultados**

### ***Dieta de *Larus dominicanus****

En los contenidos estomacales se registraron: desechos antrópicos (61%) como por ejemplo vidrio, algodón y pedazos de bolsas, seguidos por crustáceos (50%) siendo *Aegla* sp. predominante, moluscos (37%) como *Chilina* sp., aves (27%) registrándose plumas y



huesos, peces (16%) encontrándose espinas no identificadas, mamíferos (11%) representados por pelos y por último insectos (5%) (Tabla 15).

Un total de 10 egagrópilas se colectaron en la zona de nidificación, en período reproductivo, que va de noviembre a diciembre 2013. Los resultados obtenidos en cuanto a la frecuencia de ocurrencia de los ítems alimenticios sobre el total de egagrópilas, revelan que los insectos presentaron los valores más altos (80%), seguidos por la presencia de restos óseos de aves (20%) y crustáceos (20%) y menos frecuente fue la presencia de peces (10%).

	Datos presente trabajo	Datos estómagos de <i>Larus dominicanus</i> , presente trabajo	Frixione et al. (2012)	Frixione y Alarcón (2016)
Tamaño de muestra	10 pellets	18 estómagos	241 pellets	75 pellets
Temporada	Nov-Dic 2013 (Reproductivo)	Abr-junio 2013 (Post-reproductivo)	Nov-Dic 2008 (Reproductivo)	Ene-Feb 2011 (Post-reproductivo)
	FRECUENCIA (%)			
Peces	10	16	21,2	14,6
Crustáceos	20	50	13,7	17,3
Insectos	80	5	42,3	33,3
Desechos antrópicos	0	61	65,6	58,6
Aves	20	27	0	6,6
Mamíferos	0	11	0	1,3

Tabla 15. Frecuencia expresada como porcentaje de ítems alimentarios de *L. dominicanus* registrados en diferentes temporadas reproductivas en el PNNH.

### ***Estadios larvales de digeneos y sus ciclos de vida***

En la tabla 16 se detallan el tamaño de muestra de los hospedadores intermediarios capturados por lago, los estadios larvales encontrados y los valores de infección por estadio. Sólo se consignan los parásitos encontrados cuyos ciclos de vida incluyen a la gaviota cocinera como hospedador definitivo.



Hospedador intermediario	Especie parásita	Estadio larval	Sitio de muestreo	Tamaño de muestra	Prevalencia %	Intensidad media
<i>Chilina gibbosa</i>	<i>Echinoparyphium</i> sp.	metacercaria	Lago Nahuel Huapi	100	35	58
	<i>Tylodelphys cf. brevis</i> .	cercaria			4,1	No corresponde
<i>Heleobia hatcheri</i>	<i>Microphallidae</i>	cercaria	Lago Nahuel Huapi	200	0,6	No corresponde
<i>Aegla neuquensis</i>	<i>Maritrema patagonica</i>	metacercaria	Lago Nahuel Huapi	9	86	10
<i>Temnocephala chilensis</i>	<i>Echinoparyphium megacirrus</i>	metacercaria	Lago Nahuel Huapi	27	2	5
<i>Galaxias maculatus</i>	<i>Tylodelphys</i> sp.	metacercaria	Lago Gutiérrez	20	100	96
			Lago Nahuel Huapi	14	33	1,5
			Laguna El Trébol	6	16	8
<i>Galaxias platei</i>	<i>Cryptocotyle dominicana</i>	metacercaria	Lago Gutiérrez	1	100	500

Tabla 16. Hospedadores intermediarios seleccionados, especies parásitas, estadio larval, localidad, tamaño de la muestra, prevalencia e intensidad media.



Familia Diplostomidae Poirier, 1886

Género: *Tylodelphys* Diesing, 1850

Especie: *Tylodelphys* sp.

### **Descripción morfológica**

**Furcocercaria** (Figura 18 A y B; basado en 9 cercarias) con un cuerpo 168-199 (191) de largo y 31-42 (36) de ancho, con el tegumento cubierto por espinas, quedando una zona libre de espinas alrededor de la ventosa ventral. No presenta ocelos. Tronco caudal 146-280 (259) de largo, 17-34 (28) de ancho, furcas 210-308 (235) de largo. Órgano de penetración cubierto por espinas densas, 34-70 (52) de largo por 25-36 (30) de ancho. Faringe 8-39 (28) de largo. El sistema excretor está formado por seis pares de protonefridios en el cuerpo y dos pares en la cola, ordenados según la fórmula  $2[(2+2)+(2)+(2)]=16$ . El canal recolector común presenta tres células flamígeras intercaladas, desemboca en el canal principal posterior, que forma una comisura preacetabular. Ventosa ventral 14-22 (20) de largo por 17-28 (23) de ancho.

Hospedador: *Chilina gibbosa*

Sitio de infestación: hepatopáncreas

**Metacercarias** (Figura 18 C, basado en 8 metacercarias) con cuerpo alargado, 545-658 (616,9) de largo y 132-216 (176,3) de ancho. Ventosa oral 38-53 (45,9) largo, por 29-48 (36,6) de ancho. Faringe 29-36 (30,9) de largo por 14-19 (15,6) de ancho. Ventosa ventral 36-38 (36,6) por 29-41 (35,7) de ancho, distancia entre ventosas 264-348 (317,7), distancia entre la ventosa ventral y el órgano tribocítico 22-48 (32,1). Órgano tribocítico alargado longitudinalmente, 84-120 (104,1) de largo por 48-72 (59,7) de ancho.

Hospedador: *Galaxias maculatus*

Sitio de infestación: cerebro

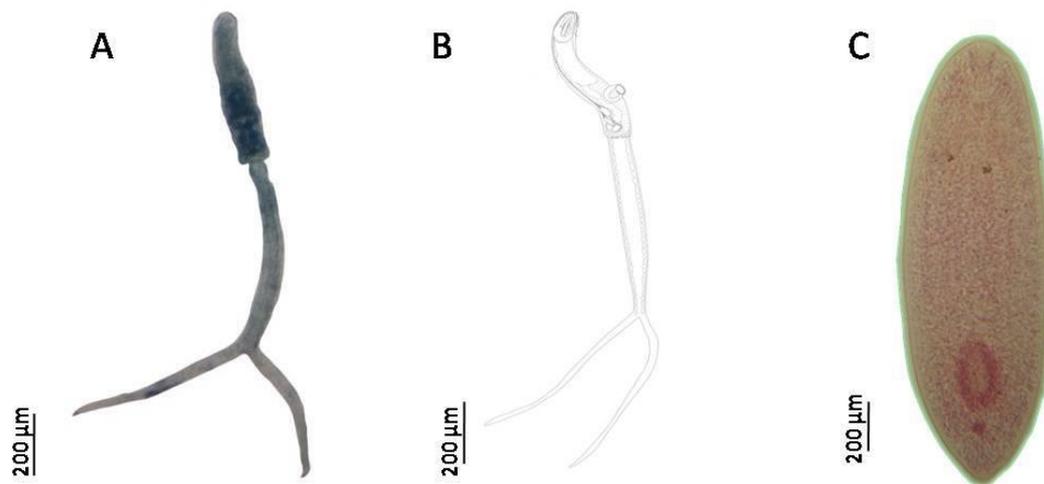


Figura 18. Estadios larvales de *Tyloodelphys* sp. A-. Foto de cercaría, vista ventral B- Dibujo de cercaria, vista ventral. C- Metacercaria teñida, vista ventral.

### Comentarios

La morfología de las cercarias obtenidas en este trabajo en *Chilina gibbosa* corresponden a la de *Tyloodelphys* sp., aunque las medidas presentan leves diferencias con las descritas por Ostrowski de Núñez y Quaggiotto (1995) obtenidas de *Chilina* sp. del lago Escondido. Las medidas de las metacercarias encontradas en *Galaxias maculatus* del lago Nahuel Huapi y del lago Gutiérrez están dentro del rango de valores dados para el morfotipo “*barilochensis*” (Quaggiotto y Valverde, 1992). Las metacercarias medidas del puyen chico de la laguna EL Trébol son más grandes que las medidas dadas para el morfotipo “*barilochensis*” por Quaggiotto y Valverde (1992) y por Flores y Bacalá (1998). Esta variación en las medidas podría relacionarse con la intensidad media de infección que en este trabajo es de 8 mientras que en el lago Gutiérrez la intensidad media puede alcanzar hasta 134,4 larvas por puyen (Flores y Semenas, 2002). Un ejemplo de esta relación negativa entre la intensidad media y el tamaño de las metacercarias fue probado para *Maritrema novaezealandensis* Martorelli, Fredensborg, Mouritsen y Poulin, 2004 en isópodos (Saldanha et al., 2009).

El ciclo de vida de las especies de diplostómidos presenta tres hospedadores, e incluyen a caracoles pulmonados como primer hospedador intermediario, peces como segundo hospedador intermediario y aves ictiófagas como hospedadores definitivos. En los caracoles se desarrollan las furcocercarias, sin ocelos, con un órgano de penetración y ventosa ventral. En los peces las metacercarias no se enquistan y parasitan el ojo o el cerebro (Niewiadomska, 2002). Las metacercarias van acumulándose a lo largo de la vida



de los peces por lo tanto los más longevos son los que presentan la mayor carga parasitaria. Los adultos de estas especies se alojan en el intestino de aves ictiófagas.

En América del Sur, la familia Diplostomidae se ha registrado principalmente como metacercarias en peces (Blasco Costa et al., 2017). En Argentina, se han registrado metacercarias de esta familia tanto en ambientes marinos como de agua dulce. En ambientes marinos, se han registrado metacercarias del género *Diplostomum* sp. en *Odontesthes nigricans* (Flores et al., 2016) mientras que en agua dulce se las registró en *Oncorhynchus mykiss* y en *Salvelinus fontinalis* (Semenas, 1998, Rauque et al., 2018). Metacercarias de otros géneros (*Austrodiplostomum* y *Tylodelphys*) de esta familia se han registrado en numerosas especies de peces de ambientes dulceacuícolas (Szidat, 1964; Quaggiotto y Valverde, 1992; Ortubay et al., 1994; Flores y Semenas, 2002; Drago y Lunaschi, 2008; Rauque et al., 2018).

En América, para el género *Tylodelphys* se han registrado adultos en el intestino de aves (Lunaschi et al., 2007; Drago y Lunaschi, 2015) y siete morfotipos de metacercarias, parasitando cerebro, ojos, corazón y cavidad abdominal de peces nativos e introducidos (Szidat 1969; Ortubay et al. 1994; Flores et al., 2016), las cuales han sido recientemente consideradas como *incertae sedis*, dado que no hay descripciones de sus adultos ni estudios moleculares (García Varela et al., 2016; Blasco Costa et al., 2017).

- **Ciclo de vida de *Tylodelphys* sp. en el Parque Nacional Nahuel Huapi.**

El ciclo de vida de *Tylodelphys* no está descrito en la región andino-patagónica, aunque se han registrado: un morfotipo de cercaria que emerge del caracol pulmonado *Chilina* sp., (Quaggiotto y Valverde, 1995; Ostrowski de Nuñez y Quaggiotto, 1995) y tres morfotipos de metacercarias que parasitan principalmente a galáxidos como *G. maculatus* (puyen chico) y *G. platei* (puyen grande) y a otros peces que funcionarían como segundo hospedador intermediario (Ortubay et al., 1994). El ciclo finalizaría en *L. dominicanus* donde completaría la maduración y reproducción. Este constituye el primer hallazgo de adultos grávidos de *Tylodelphys* e infecciones naturales de aves en la Patagonia (Figura 19).

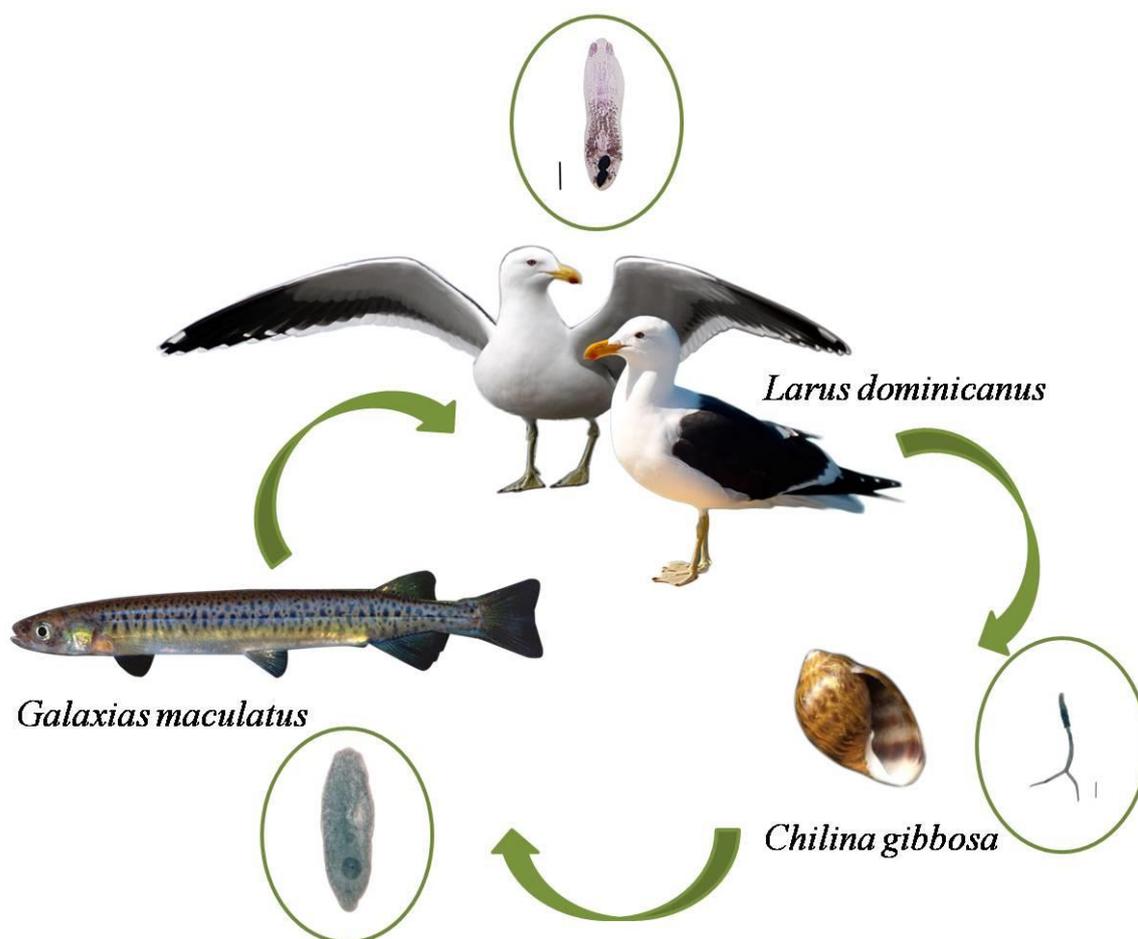


Figura 19. Posible ciclo de vida de *Tyloodelphys cf. brevis* en PNNH

Familia Echinostomatidae Looss, 1899

Género: *Echinoparyphium* sp. Dietz, 1909

Especie: *Echinoparyphium* sp.

### **Descripción morfológica**

**Cercaria** (Figura 20; basado en 8 cercarias). Equinocercaria con tegumento cubierto por espinas, más grandes en la parte anterior que disminuyen de tamaño hacia la parte posterior del cuerpo. Cuerpo 252-490 (343) de largo por 98-140 (119) de ancho, con un grupo de cuatro espinas angulares en cada lado, las restantes forman una hilera ininterrumpida alternada. Largo de la ventosa oral 44-56 (45,5) por 34-56(40,2) de ancho. En el borde anterior de la ventosa oral se observan seis a ocho orificios, probablemente poros de las glándulas de penetración. No se observa un cuerpo prefaríngeo, la faringe es muscular y mide 16-28 (23,4) de largo. El esófago es largo y se bifurca en dos ciegos inmediatamente anteriores a la ventosa ventral. Los ciegos intestinales son largos, llegan hasta el final del cuerpo. La ventosa ventral se sitúa en la segunda mitad del cuerpo, 45-

84 (61,6) de largo y 47-70 (56) de ancho. La cola mide 182-490 (406) de largo y 28-48 (42,7) de ancho. Las glándulas cistógenas se distribuyen en todo el cuerpo y presentan un contenido granuloso.

Hospedador: *Chilina gibbosa*

Sitio de infestación: hepatopáncreas

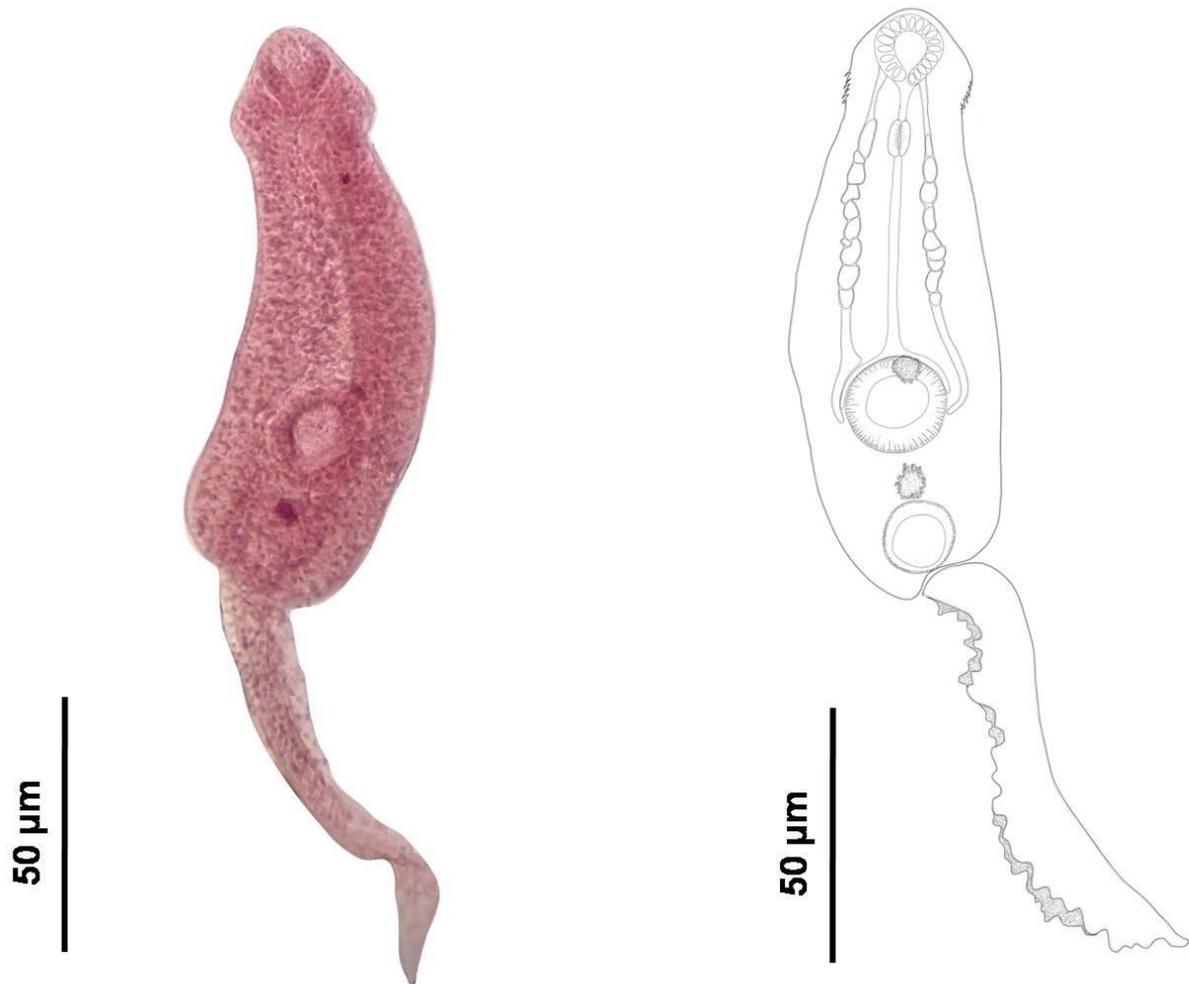


Figura 20. Dibujo e imagen de la echinocercaria de *Echinoparyphium*

**Metacercaria** (Figura 21; basado en 10 metacercarias). El quiste de la metacercaria mide 173-202 (189,6) de diámetro. La pared del quiste tiene un grosor de 3-10 (5,1). A través de la pared se observa los corpúsculos calcáreos cuyo diámetro es de 2-7 (4,8). El collar cefálico está compuesto por 43 espinas cuya distribución es de 4 angulares, 4 laterales y una doble hilera de 27 espinas alternadas entre orales y aborales.

Hospedador: *Chilina gibbosa* y *Temnocephala chilensis*

Sitio de infestación: riñón (gastrópodo), parénquima (temnocéfalo)

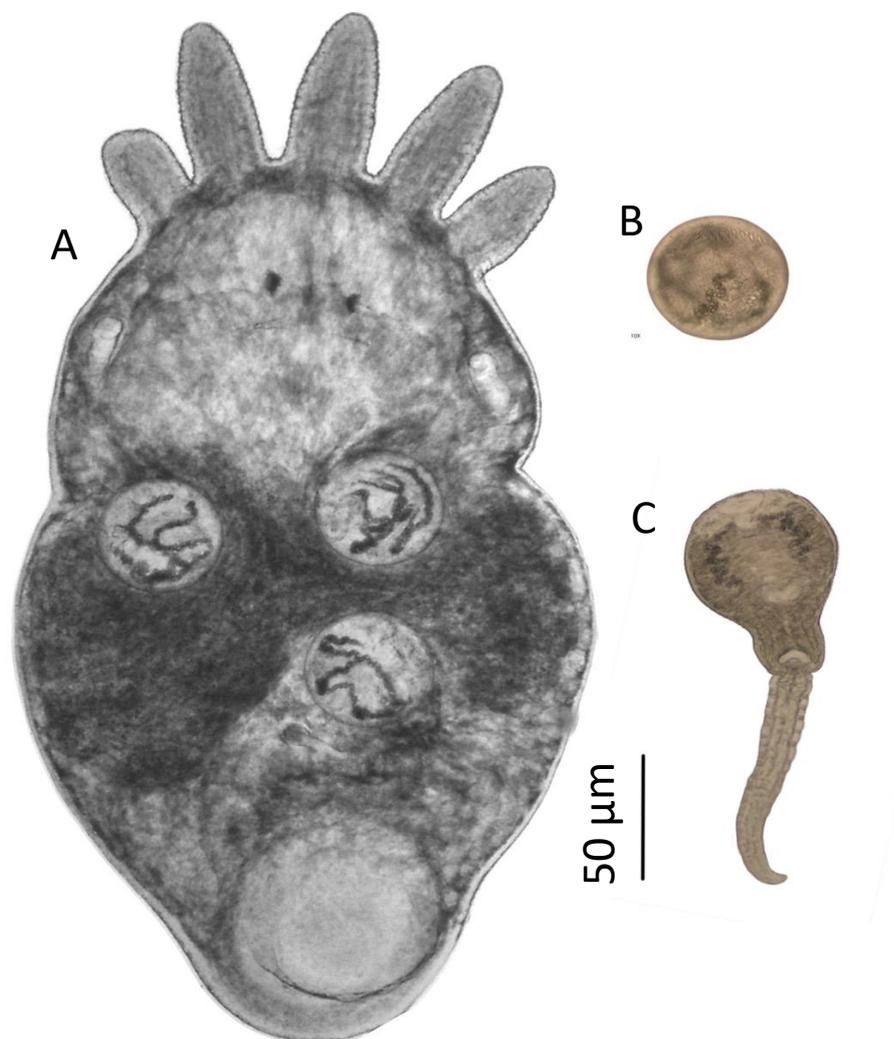


Figura 21. A. *Temnocephala chilensis* con metacercarias de *Echinoparyphium* sp.; B. metacercaria; C. Echinocercaria sin tinción



## Comentarios

Se han registrado infecciones con *Echinoparyphium* sp. en el segundo hospedador intermediario como el temnocefálo *Temnocephala chilensis*, el gastrópodo *Chilina* sp. y el bivalvo *Diplodon chilensis* en las provincias de Neuquén y Río Negro (Quaggiotto y Valverde 1995; Semenas et al., 1999; Viozzi et al., 2005; Flores y Semenas 2016) y en el gastrópodo *Lymnaea viatrix* en la provincia de Chubut (Prepelitchi y Ostrowski de Núñez, 2007). Los ejemplares de metacercarias obtenidos en este trabajo, extraídos de *Temnocephala chilensis* fueron identificadas como *Echinoparyphium megacirrus* por la presencia de 43 espinas en el collar (Figura 14) de acuerdo a estudios previos en los que se realizaron estudios experimentales de metacercarias (Viozzi et al., 2005). Además las metacercarias de este trabajo se corresponden a las obtenidas del bivalvo *D. chilensis* (Semenas et al., 1999).

- **Ciclo de vida de *Echinoparyphium* sp. en el PNNH.**

El ciclo de vida de los Echinostomatidae involucra tres hospedadores. El primer hospedador intermediario son caracoles generalmente pulmonados, las cercarias se producen en redias. La cercaria emerge, nada e infecta al segundo hospedador intermediario que pueden ser diferentes organismos acuáticos tales como caracoles, bivalvos, ranas, anélidos, peces y más raramente turbelarios y temnocéfalos que alojan la metacercaria enquistada. Los hospedadores definitivos son aves, mamíferos, reptiles y pueden incluir al hombre, quienes se infectan al ingerir al segundo hospedador intermediario (Kostadinova, 2005).

Las cercarias de *Echinoparyphium* emergen de *Chilina gibbosa* en el lago Nahuel Huapi, y las metacercarias parasitan a numerosos moluscos en Patagonia, además de los temnocéfalos simbioses de *Aegla* sp. La gaviota cocinera sería uno de sus hospedadores definitivos, que se infectaría al ingerir moluscos y/o cangrejos que forman parte de su dieta como se registró en este estudio y por otros autores (Frixione y Alarcón, 2016). Los huevos del digeneo caen al medio acuático conjuntamente con la materia fecal de la gaviota, del cual eclosiona el miracidio. Éste, nada activamente hasta encontrar un gasterópodo pulmonado *C. gibbosa* en el que penetra; alojándose en el hepatopáncreas. Aquí se transforma en redias que producen varias generaciones de redias que darán origen a las cercarias. Estas últimas, luego de completar su desarrollo, pueden enquistarse dentro del mismo caracol hospedador o emerger para enquistarse en otros segundos hospedadores intermediarios como *T. chilensis*, adheridas a la superficie del cangrejo. El

ciclo de *Echinoparyphium* sp. puede finalizar en *L. dominicanus* entre otras aves, y podría tratarse de *E. megacirrus* ya que si bien se han obtenido adultos experimentales (Viozzi et al., 2005 y Semenas et al., 1999), hasta la fecha no se ha registrado su hospedador definitivo natural. El número de ejemplares adultos de *Echinoparyphium* sp. recuperados en este trabajo no permitió la determinación morfológica ni molecular a nivel especie (Figura 22).

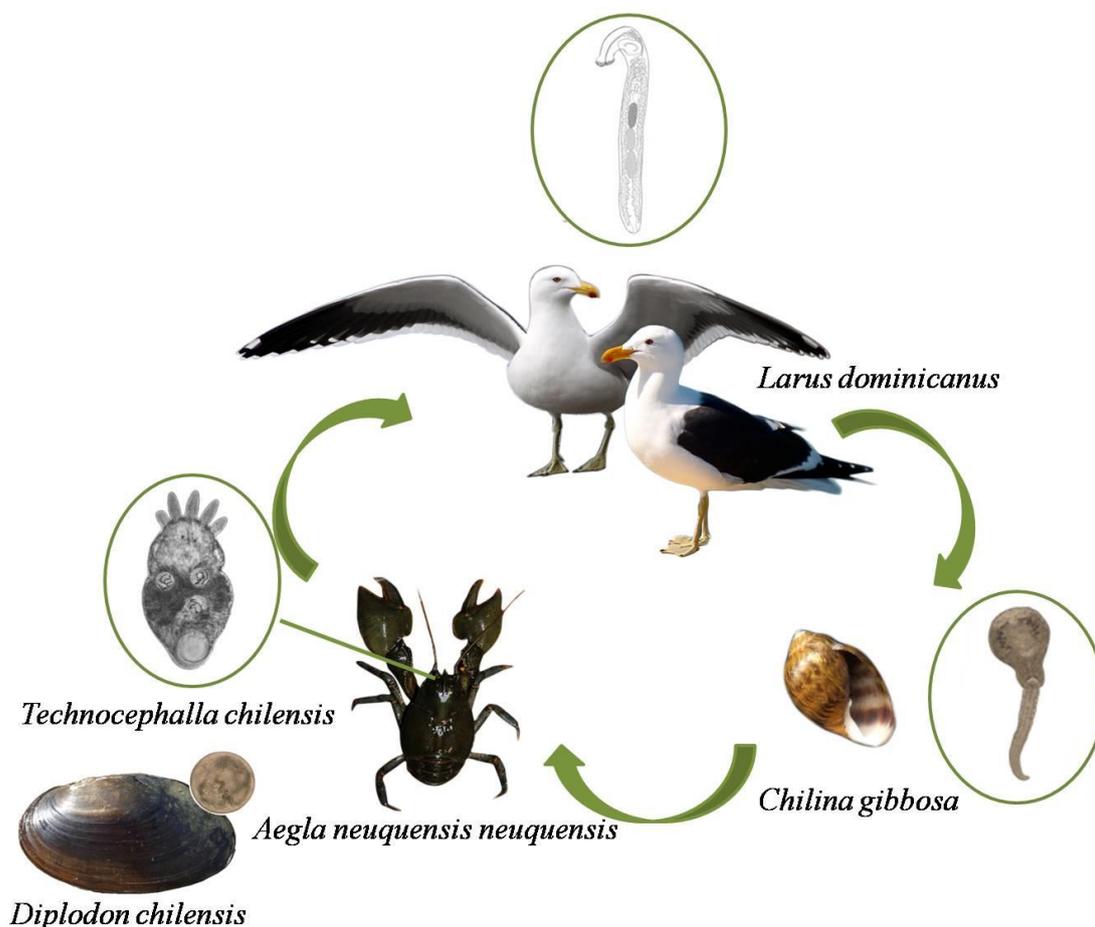


Figura 22. Ciclo de vida de *Echinoparyphium* sp. en el PNNH

Otro equinostomátido registrado en la gaviota cocinera es *Echinostoma chloephagae* que presentaría un ciclo similar al registrado para *Echinoparyphium*, dado que parasitan los mismos hospedadores intermediarios (Ostrowski de Núñez y Quaggiotto, 1995; Quaggiotto y Valverde, 1995, Semenas et al., 1999, Prepelitchi y Ostrowski de Núñez, 2007; Flores y Semenas, 2016), a excepción del temnocefálo.

Se sabe que *Stephanoprora uruguayense*, se transmite a la gaviota a través de la ingesta de peces (Tabla 14), en particular de puyenes (Ostrowski de Nuñez et al., 2004). Los peces constituyen un ítem en la dieta de la gaviota con una frecuencia de 10 a 20% (Frixione y Alarcón, 2016).

Familia Heterophyidae (Leiper, 1909)\*

Género: *Cryptocotyle* Lühe, 1899

Especie: *Cryptocotyle dominicana* Casalins, Arbetman, Viozzi y Flores, 2020

### **Descripción morfológica**

**Metacercaria** (Figura 23 A y B, basado en 6 metacercarias enquistadas). Quiste pequeño y ovoide, 365–432 (399) de largo, 269–336 (305) de ancho.

**Metacercaria desenquistada** (Figura 23 C, basada en 10 especímenes desenquistados): Cuerpo lingüiforme, 509–864 (720) de largo, 115–288 (163) de ancho, con espinas tegumentarias. Ventosa oral subterminal, 45–64 (50) de largo, 36–53 (43) de ancho. Faringe 26–36 (31) de largo, 26–29 (27) de ancho. Bifurcación intestinal en el primer cuarto del cuerpo. Gónadas ubicadas en el tercer tercio del cuerpo, dos testículos oblicuos, 48–53 (50) de largo, 29–41 (33) de ancho. Ovario rudimentario ubicado posteriormente al saco ventrogenital.

Hospedador: *Galaxias platei*

Sitio de infestación: tegumento y musculatura

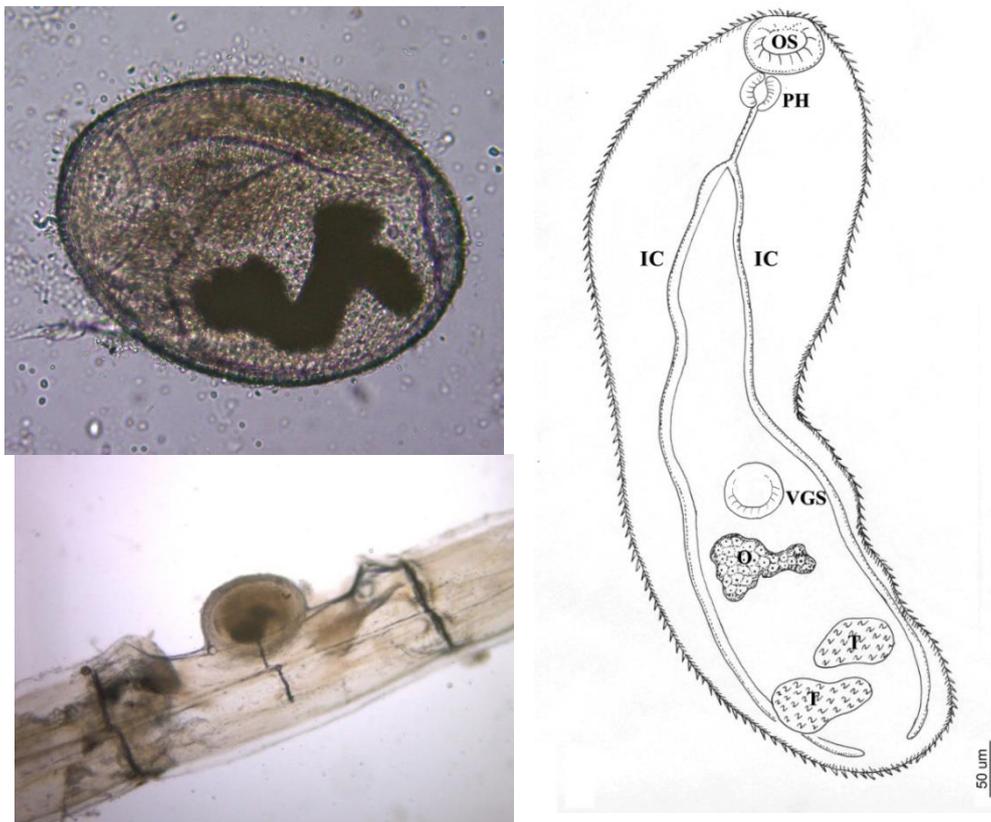


Figura 23. Metacercaria enquistada de *Cryptocotyle dominicana* obtenida del radio de la aleta de *Galaxias platei* del lago Gutiérrez y metacercaria desenquistada



- **Posible ciclo de vida *Cryptocotyle dominicana* en el Parque Nacional Nahuel Huapi.**

El género *Cryptocotyle* se distribuye globalmente, con especies marinas y de agua dulce, pero la información sobre sus ciclos de vida es escasa. Hasta donde se sabe, las especies de *Cryptocotyle* parasitan a los caracoles eogasterópodos (antes Prosobranchia) como primer hospedador intermediario, peces como segundo hospedador intermediario y el adulto se desarrolla en varias especies de aves o mamíferos que se alimentan de peces (Wootton, 1957; Ohyama, et al., 2001; Pearson, 2008). En América del Sur no existen registros de los estadios larvales de las especies del género *Cryptocotyle* (Portes Santos y Borges, 2020).

En ambientes dulceacuícolas de Patagonia los eogasterópodos que habitan en esta región son especies del género *Heleobia* que se encuentran en todas las provincias patagónicas, entre ellas se puede citar a *Heleobia hatcheri* (Rumi et al., 2008); por lo tanto, es plausible estos sean los primeros hospedadores intermediarios en el ciclo de vida de *C. dominicana*, aunque no se han registrado cercarias de esta especie en Patagonia. Las metacercarias enquistadas de *C. dominicana* (365-432 de diámetro) son las de mayor tamaño. Hasta la fecha, se han descrito en el mundo 3 metacercarias enquistadas de especies de *Cryptocotyle*: *C. misgurni* que parasita a al cipríniforme *Misgurnus anguillicaudatus* (268-340 de diámetro, Ohyama et al., 2001), *C. concava* que parasita a la carpa común *Cyprinus carpio* y al cyprinodontiforme *Gambusia affinis*, (290–210 de diámetro, Wootton, 1957) y a góbidos (420 de largo por 370 de ancho, Goncharov et al., 2017). *Cryptocotyle lingua* que parasita al perciforme *Tautoglabrus adspersus* (150-210 de diámetro, Stunkard, 1929) o al gadiforme *Gadus morhua* (225-283 de largo por 190-213, Borges et al., 2015). *Galaxias platei* se distribuye en ambientes de agua dulce de Argentina y Chile, en latitudes superiores a 38°S (Milano et al., 2006) y es el segundo hospedador natural intermediario de *C. dominicana* que. Aunque la mayoría de los peces nativos e introducidos del norte de la Patagonia argentina han sido examinados en busca de parásitos (Ortubay et al., 1994; Viozzi et al., 2009; Fernández et al., 2012; Rauque et al., 2018), hasta ahora la única especie en la que se han registrado estas metacercarias es en el *Galaxias platei* (puyen grande). Este registro de *C. dominicana* en el puyen grande, confirmado molecularmente, es el primer estadio larval descrito de este género en un hospedador intermediario en América del Sur (Figura 24).

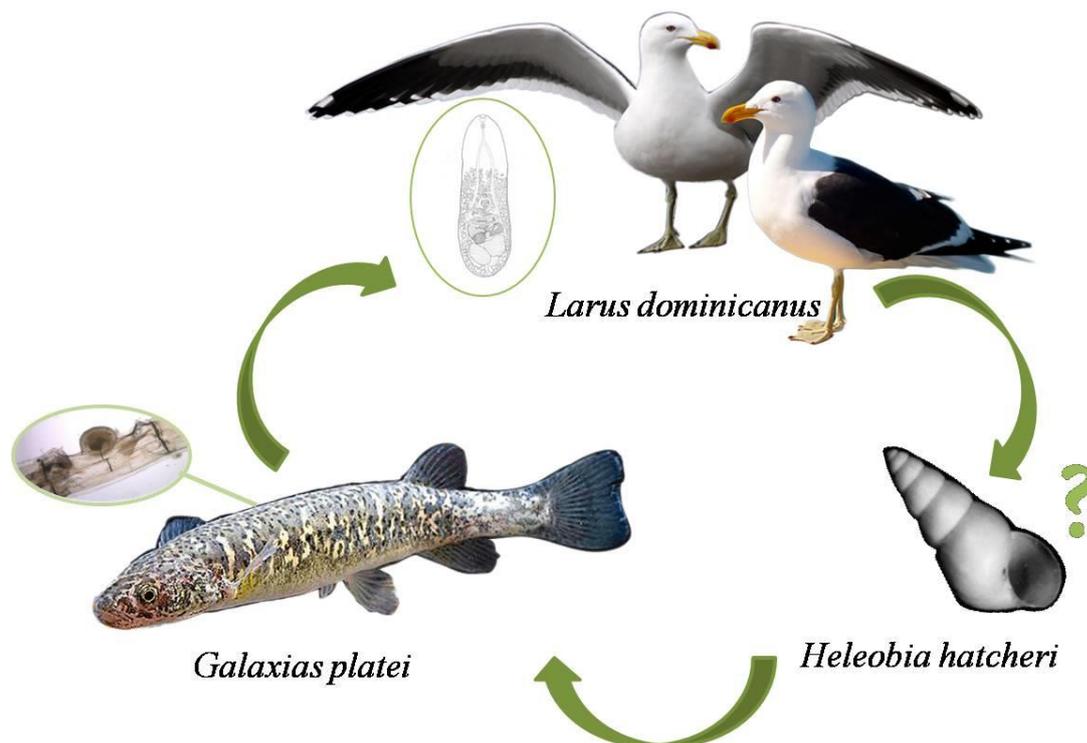


Figura 24. Posible ciclo de vida de *Cryptocotyle dominicana* en el PNNH.

- **Posible ciclo de vida y generalidades de *Maritrema patagonica* en el Parque Nacional Nahuel Huapi**

El ciclo de vida las especies de esta familia incluye tres hospedadores: caracoles eogasterópodos como primer hospedador intermediario, crustáceos como segundo, aunque estos pueden ser omitidos en los ciclos reducidos, y vertebrados como definitivos (Jones, et al., 2005). En *L. dominicanus* del Parque Nacional Nahuel Huapi, se registraron adultos de las especies *Maritrema patagonica* y *Levinseniella* sp. Los registros de cercarias de Microfálidos en ambientes dulceacuícolas de Patagonia son escasos. Se describió una única cercaria de *Heleobia hatcheri* del lago Nahuel Huapi la cual no pudo ser asignada a ninguna especie (Flores, 2005). Como segundo hospedador intermediario de *M. patagonica* se identificó experimentalmente a crustáceos decápodos del género *Aegla* (Rauque et al., 2013). En este trabajo se encontraron cercarías de microfálidos en *Heleobia hatcheri* las que no pudieron ser descriptas por la escasas y el estado del material. Además se registraron metacercarias en *Aegla neuquensis* del lago Nahuel Huapi cuya morfología coincidía con la de *Maritrema patagonica* (Rauque et al., 2013) (Figura 25).

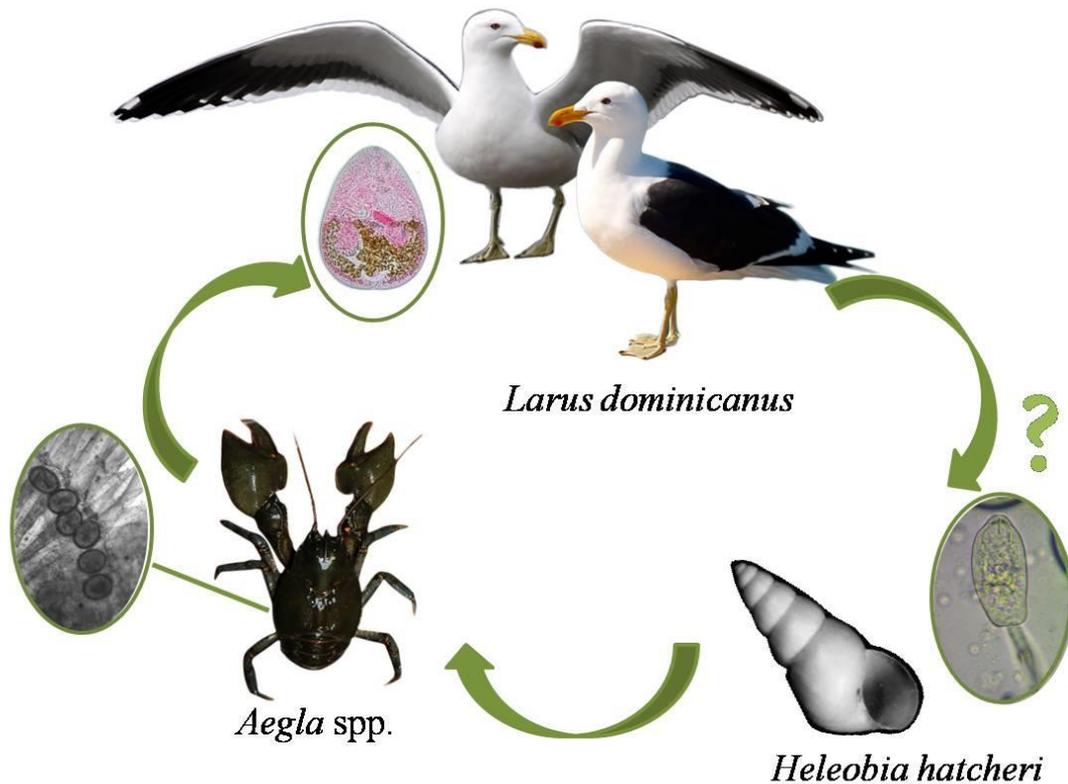


Figura 25. Posible ciclo de vida de *Maritrema patagonica* en el PNNH.

### *Especies de digeneos marinos*

#### **Familia Schistosomatidae** Stiles y Hassall, 1898

Las especies de esquistosomátidos presentan dos hospedadores, un gasterópodo como primer hospedador intermediario y generalmente aves y mamíferos como definitivos. En este caso las cercarias nadan en busca del hospedador definitivo cuando emergen de los caracoles (Khalil, 2002).

*Marinabilharzia patagonense* fue registrada en la gaviota cocinera del presente trabajo y su hospedador intermediario es *Siphonaria lessoni* de Comodoro Rivadavia y Caleta Córdova en la costa marina de la provincia de Chubut. La coespecificidad entre los adultos y las cercarias fue demostrada molecularmente (Brant et al., 2017 ver ANEXO). La descripción morfológica de los gusanos fue realizada posteriormente a partir de adultos colectados de gaviotas de la costa marina en Chubut (Lorenti et al., 2022). El hallazgo de adultos de *M. patagonense* en *L. dominicanus* en el Lago Nahuel Huapi sería un indicio de la migración de las gaviotas desde ambientes marinos de la costa Atlántica hacia los ambientes dulceacuícolas de la cordillera Andina. (Figura 26).

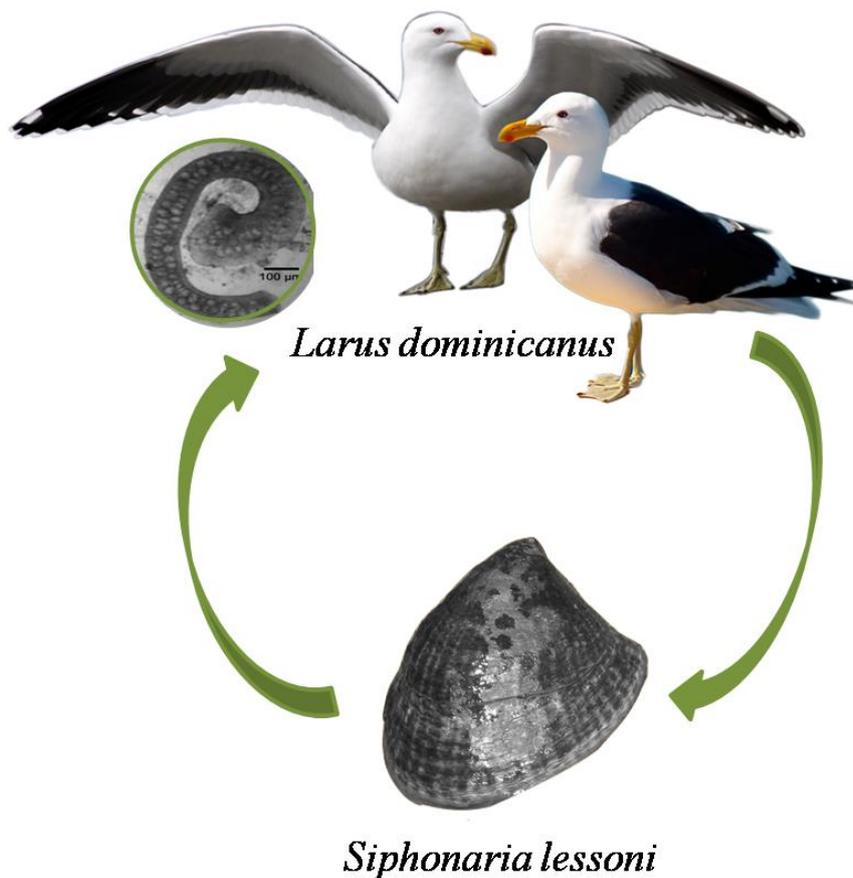


Figura 26. Ciclo de vida de *Marinabilharzia patagonense* en la costa marina Atlántica.



## **Familia Diplostomidae Poirier, 1886**

### ***Diplostomum dominicanum***

Esta especie es considerada como una especie de ambiente marino (WormsRegister <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=344851>, Feiler, 1986). En pejerreyes marinos, *Odontesthes nigricans*, de Tierra del Fuego, se ha registrado la presencia de metacercarias de *Diplostomum* sp. en el cristalino (Flores et al., 2016). Los adultos se registraron en la gaviota cocinera de este trabajo y en gaviotas de la Antártida (Feiler, 1986).

## **Familia Gymnophallidae Odhner, 1905**

### ***Gymnophallus* sp.**

Las especies de la familia Gymnophallidae se caracterizan por ser digeneos marinos. La mayoría de los miembros usan bivalvos como primer hospedador intermediario pero también pueden parasitar gastrópodos, braquiópodos o poliquetos (Bartoli, 1974). Los adultos son parásitos del tubo digestivo de aves costeras como Charadriiformes y Anseriformes (Bartoli, 1974). En Sudamérica, los registros de Gymnophallidae son escasos, y solo se conoce el ciclo de vida de *Bartolius pierrei* que parasita a *L. dominicanus* en Península Valdés (Cremonte, 2004). Las gaviotas de la costa atlántica también son parasitadas por especies del género *Gymnophallus* Odhner, 1900 (Cremonte, 2001, 2004). El ciclo de vida incluye a bivalvos lamelibranquios marinos como primer y segundo hospedador intermediario, aunque algunas veces las metacercarias permanecen encerradas en formaciones de mucus o en perlas en formación, entre el manto y la valva. Esta familia habita ambientes marinos casi exclusivamente, lo que sugiere un posible desplazamiento estacional por parte de la gaviota cocinera desde ambientes marinos patagónicos a ambientes de agua dulce.

## **Familia Himasthidae Odhner, 1910**

### ***Himasthla* sp.**

Los especímenes de *Himasthla* merecen un tratamiento especial, dado que se trata de una especie marina, cuyo primer hospedador intermediario sería el caracol marino *Heleobia australis* y el segundo hospedador intermediario poliquetos del género *Nereis* (Alda, 2011). La presencia de este parásito sería indicadora de la migración de las gaviotas entre



ambientes de agua dulce y marinos tanto del océano Atlántico como Pacífico, ya que en ambas costas se registraron gaviotas parasitadas con esta especie (González Acuña et al., 2009).

## Discusión

La gaviota cocinera presenta una dieta generalista que se adapta al ambiente en la que se encuentra el individuo. En ambientes marinos es mucho más diversa que en ambientes de agua dulce e incluye peces, crustáceos, moluscos, poliquetos, equinodermos, insectos y aves, siendo los organismos del intermareal los más consumidos. Las gaviotas marinas analizadas por Díaz (2006) presentaron en su contenido estomacal moluscos preferentemente bivalvos (61%), peces (31%) y crustáceos (14%). Mientras que las gaviotas del Parque Nacional Nahuel Huapi presentaron en sus contenidos estomacales una mayor proporción de desechos antrópicos, los que fueron seguidos por insectos, crustáceos y en menor medida por peces. En este trabajo no se registraron moluscos aunque fueron reportados con bajos valores en estudios previos (Frixione et al., 2012; Frixione y Alarcón, 2016). En la población de agua dulce, se observa una menor variedad de ítems alimentarios de origen animal, comparado con los desechos antrópicos, lo que se refleja tanto en la riqueza de especies parásitas como en la abundancia, que son menores a las de los ambientes marinos.

A diferencia de lo observado para las gaviotas marinas de la provincia de Chubut (Díaz, 2006) donde las gaviotas solo presentaron parásitos marinos, en este trabajo algunas de las gaviotas presentaron simultáneamente especies parásitas marinas como también de agua dulce, lo que indica que las gaviotas estarían realizando migraciones desde un ambiente al otro. Aunque las gaviotas del presente estudio fueron recolectadas de un lago alejado de ambientes marinos, se sabe que las gaviotas viajan grandes distancias y varias especies pasan tiempo en hábitats marinos y de agua dulce (Kilpi y Saurola, 1983; Capllonch, 2004).

La mayoría de los digeneos de las gaviotas cocineras del Parque Nacional Nahuel Huapi utilizarían a los moluscos *C. gibbosa* y *H. hatcheri* como primeros hospedadores intermediarios. Los peces *G. maculatus* y *G. platei* y los cangrejos del género *Aegla* y en menor medida *C. gibbosa* serían los segundos hospedadores intermediarios. Conformando una red de transmisión relativamente simple en comparación de la estructura trófica marina.



El ciclo de vida de *C. dominicana* abre el interrogante de cómo la gaviota cocinera captura a *G. platei*, que actúa como segundo hospedador intermediario, dado que este pez habita a grandes profundidades en los lagos estudiados (Milano et al., 2006). Algunas de las posibles respuestas serían que capturan a estadios juveniles que realizan migraciones diarias a zonas menos profundas, o que los peces parasitados presentan comportamientos alterados asociados al parasitismo.

La presencia de *E. chloephagae* sería un indicador de que la gaviota incorpora en su dieta una mayor diversidad de moluscos, entre los cuales se pueden citar a *C. gibbosa*, *L. viatrix* y *D. chilensis* que son segundos hospedadores intermediarios de este parásito y que no se registraron en la dieta de este trabajo ni en estudios previos de dieta de esta especie (Frixione et al., 2012; Frixione y Alarcón, 2016).

Las comunidades parasitarias de *L. dominicanus* de este trabajo presentaron una mayor riqueza (16 especies) y se registraron mayor número de especies marinas si se las compara con las registradas dos décadas atrás en el mismo sitio (Kreiter y Semenas, 1997), donde se reportan 9 especies con una única especie marina, el acantocéfalo *Profilocollis* sp. Las comunidades de gaviota de Chile en el área de Valdivia también presentan una menor riqueza (13), con más especies de agua dulce respecto a las marinas, a pesar de la cercanía de esta localidad al océano Pacífico (González Acuña et al., 2009).



## CAPÍTULO 3.

### Comunidad de helmintos de *Larus dominicanus*

#### **Introducción**

El estudio de la composición y la dinámica de la transmisión de los parásitos en los ecosistemas contribuyen al conocimiento integrado de las relaciones interespecíficas en las comunidades acuáticas. Además, la riqueza y la diversidad de los parásitos en un ecosistema pueden ser utilizadas como indicadores ecológicos de la “salud ambiental,” dado que los sistemas con mayor riqueza de especies son considerados más saludables, desde el punto de vista ecológico (Lockyer et al., 2004; Dunne et. al., 2013). Se entiende por comunidades saludables a aquellas que persisten en el tiempo, mantienen su biodiversidad, productividad, predictibilidad y resiliencia. Los parásitos complejizan las cadenas tróficas, incrementando las conexiones multiespecie, estabilizando la estructura de la comunidad, incrementando la resiliencia y la persistencia de las especies (Lockyer et al., 2004; Dunne et. al., 2013).

La parasitología aporta una poderosa visión ecológica, que conecta sistemática, evolución, biogeografía y comportamiento desde el nivel molecular al de los organismos, a través del estudio de los parásitos y la relación que existe con sus hospedadores vertebrados e invertebrados (Brooks y Hoberg, 2000). Las asociaciones hospedador-parásito son el resultado de interacciones cuya coevolución ha llevado a adaptaciones recíprocas que permiten a los parásitos explotar características biológicas específicas de sus hospedadores para asegurar su transmisión, la supervivencia y el mantenimiento de poblaciones viables. El impacto de esta interacción se extiende más allá del hospedador individual, afectando a nivel de población, comunidad e incluso de ecosistema (Timi y Poulin, 2020). Los parásitos, como componentes esenciales de la biodiversidad, pueden controlar las poblaciones de sus hospedadores y pueden jugar un papel central en el mantenimiento de la diversidad genética y la estructuración de comunidades de vertebrados e invertebrados. Por lo que es fundamental documentar la abundancia y la composición de las comunidades de diferentes especies hospedadoras y su relación con el hábitat (Hechinger y Lafferty, 2005).

La comunidad de parásitos de un hospedador, puede reflejar su posición trófica, así como la presencia en el ecosistema de cualquier otro organismo que participe en los distintos ciclos de vida. Dentro de este contexto ecológico-trófico, el estudio de las parasitosis en poblaciones de hospedadores definitivos nos indicaría cambios en la dieta del hospedador a lo largo de su vida, de las estaciones o de las regiones si se trata de organismos migradores. También indicar cambios



en la disponibilidad de presas y/o de hospedadores intermediarios (Bush, 1990; Hoberg, 1996; Brooks y Hoberg, 2000; Marcogliese, 2005). Perturbaciones en la estructura y la función de los ecosistemas pueden afectar la red trófica y por lo tanto, también afectarán a la transmisión de parásitos, produciendo cambios en la abundancia y la composición de las comunidades (Huspeni y Lafferty, 2004; Hechinger y Lafferty, 2005; Huspeni et al., 2005; Marcogliese, 2005; Fredensborg y Poulin, 2006; Hechinger et al., 2007; Vidal-Martínez et al., 2010).

En particular para los parásitos de poblaciones de gaviotas, se registran que los ciclos de vida están integrados dentro de intrincadas redes tróficas. Los niveles altos del parasitismo en hospedadores intermediarios que completan su ciclo en gaviotas marinas, pueden ser el resultado de cambios en el patrón de comportamiento de estas aves que se concentran más en zonas costeras cercanas a áreas de actividad humana (Bustnes y Galaktionov, 1999). En caracoles de ambientes marinos, la diversidad de larvas de digeneos cuyos adultos parasitan a *L. dominicanus* varía estacionalmente, disminuyendo en otoño y aumentando hacia la primavera y verano (Merlo y Etchegoin, 2011) y en relación a la presencia de aves (Etchegoin y Martorelli, 1997; Etchegoin et al., 2001).

En Patagonia no se han realizado estudios de comunidades parasitarias de aves de agua dulce. Existen registros de parásitos de gaviotas (Kreiter y Semenas, 1997), pero sin analizar la estructura de las comunidades de parásitos. Por lo tanto, el propósito del presente capítulo es examinar las comunidades de helmintos de *L. dominicanus* y su variación estacional en el Parque Nacional Nahuel Huapi a nivel de infracomunidad y de comunidad componente. Se evaluaron prevalencia, intensidad media y abundancia de las especies y los descriptores cualitativos: riqueza, diversidad y dominancia, y a partir del análisis de centrales, secundarias y satélites, el rol de cada especie en la comunidad, con la intención de relacionar estos con las variaciones parasitarias estacionales en *L. dominicanus*.

### Objetivo

- Describir la composición y la estructura de las comunidades de helmintos de *L. dominicanus* en cuerpos de agua dulce patagónicos



## **Metodología**

Para analizar y comprender la estructura y dinámica de las comunidades de helmintos se utilizó un esquema de clasificación jerárquico, el cual incluye 3 niveles: supracomunidad, comunidad componente e infracomunidad (Bush et al., 1997; Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001). La supracomunidad es el nivel más alto, e incluye a todas las especies de parásitos de todos los hospedadores, independientemente de si son definitivos o intermediarios y a todos los estadios de vida libre presentes en un ecosistema. La comunidad componente es el nivel intermedio e incluye a todas las especies de parásitos en una población de hospedadores, es decir son las infracomunidades de parásitos asociadas a un conjunto de hospedadores. Por último, la infracomunidad es el nivel más bajo y está compuesta por todas las especies de parásitos en un único individuo hospedador (Bush et al., 1997).

El estudio descriptivo de las comunidades incluye, entre otros aspectos, el análisis de su composición taxonómica, la riqueza específica, la prevalencia, la intensidad media y la abundancia media de las especies parásitas. Así, las condiciones biológicas y ecológicas en las cuales cada individuo o población hospedadora se desarrolle, afectarán la diversidad parasitaria, lo cual puede reflejarse en el grado de similitud entre las infracomunidades o comunidad componente.

Caswel (1978) y Hanski (1982) introdujeron el concepto de especies “centrales” y “satélites” en el estudio de las comunidades de vida libre. De acuerdo a Hanski (1982) las comunidades se componen de diferentes tipos de especies: algunas están ampliamente distribuidas mientras que otras ocurren de manera irregular; es decir que existen especies localmente abundantes y localmente raras. Este autor empleó el término “centrales” (core) para referirse a las especies localmente abundantes y regionalmente comunes, y denominó “satélites” a las especies local y regionalmente raras. Bush y Holmes (1986) aplicaron los conceptos desarrollados por Hanski (1982) al estudio de las comunidades parasitarias. Así, las especies centrales son aquellas comunes localmente (presentes en la mayoría de las infracomunidades) y numerosas (abundantes en las infracomunidades), mientras que las especies satélite se encuentran en pocas infracomunidades y con bajas abundancias. Bush y Holmes (1986) llamaron “especies secundarias” a aquellas especies con características intermedias. Se puede determinar la presencia de especies centrales, secundarias y satélites a partir de la distribución de frecuencias de las prevalencias y de la correlación entre prevalencia e intensidad media para las especies de la comunidad componente (Bush y Holmes, 1986). Esta categorización en ecología parasitaria identifica a las especies centrales como aquellas que se hallan bien representadas en las



infracomunidades y a las satélites como las de aparición ocasional. Utilizando esta categorización, las comunidades están constituidas por un grupo dominante generalmente pequeño de especies centrales, las cuales se caracterizan por estar presentes en una amplia proporción de los hospedadores habitables (alta prevalencia). Estas especies contribuyen tanto a la estructura de la comunidad como a las variaciones del sistema. Siguiendo este concepto, las especies centrales son aquellas que están bien adaptadas al hospedador e interactúan entre sí hasta lograr un equilibrio. En general, las especies centrales son pocas y con prevalencias superiores al 70%, mientras que las satélites están representadas por un grupo numeroso de especies con prevalencias inferiores al 25%. Una prueba de correlación de Spearman entre prevalencia e intensidad media de las especies parásitas permite complementar la identificación de especies centrales, secundarias y satélites (Bush y Holmes, 1986; Bush et al., 2001).

Para analizar las comunidades se estima su diversidad, que puede ser medida tanto a nivel de infracomunidad como de comunidad componente. La diversidad abarca dos variables importantes: (1) la riqueza de especies, y (2) la abundancia relativa de especies. La riqueza de especies se define simplemente como el número de especies que se detectan durante un muestreo y la variable “ $p_i$ ” representa la proporción de la abundancia relativa de la especie “ $i$ ” en relación a la abundancia de todos los parásitos detectados en el muestreo. El índice de diversidad de Shannon-Wiener ( $H$ ) se utiliza para estimar la biodiversidad específica y puede variar por dos razones: (1) un aumento o disminución de la riqueza de especies, y/ o (2) un aumento o disminución en la equitatividad de la representación de la abundancia especies. El valor de la equitatividad ( $J$ ) de las especies varía entre los valores “0” y “1”; donde el valor “0” representa una baja equitatividad (o alta dominancia por pocas especies) y el valor “1” representa total equitatividad en la representación de individuos de cada especie detectada en el muestreo (Magurran, 1988; Moreno, 2001; Carmona-Galindo, 2013).

El análisis de la dominancia permite clasificar a las especies en una comunidad, determinando cuál es la especie más importante a partir de su abundancia, en relación con el número total de individuos de la comunidad (Bush y Holmes, 1986). Los índices basados en la dominancia de especies, toman en cuenta la representatividad de las especies con mayor valor de importancia, sin evaluar la contribución del resto de las especies. El índice de dominancia de Berger-Parker es una medida de dominancia numérica, que expresa la abundancia proporcional de especies sobre el total de una muestra, respecto a la especie más abundante. Este índice de dominancia es un descriptor comunitario que se puede calcular a nivel infracomunitario o de comunidad componente y brinda la probabilidad de que dos individuos cualesquiera elegidos al azar de una



comunidad infinitamente grande pertenezcan a la misma especie (pondera las abundancias de las especies más comunes antes que proveer una medida de la riqueza de especies) (Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001; Moreno, 2001). Los valores pueden variar entre 0 y 1, cuanto más se acerca a 1 significa que mayor es la dominancia y menor la diversidad.

El índice de Importancia surge a partir de una combinación de otros dos índices, teniendo en cuenta la prevalencia, la intensidad media y el factor de maduración (Pence y Eason, 1980). De este modo, las especies se clasifican en cuatro grupos, componentes, acompañantes, accidentales e inmigrantes no exitosas.

### ***Descriptores poblacionales y de comunidad***

Se realizaron los siguientes cálculos y análisis:

**Prevalencia:** Número de hospedadores infectados con una especie particular de helminto dividido por el número total de hospedadores examinados de una especie (expresada como porcentaje) (Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001).

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Número de hospedadores infectados}}{\text{Número de hospedadores examinados}} \times 100$$

**Intensidad media:** Número total de parásitos de una misma especie dividido por el número de hospedadores infectados con esa especie (Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001).

$$\text{Intensidad media} = \frac{\text{Número total de individuos de una especie}}{\text{Número de hospedadores infectados con esa especie}}$$

**Abundancia:** número de individuos parásitos en un individuo hospedador (puede ser cero).

**Abundancia media:** Número total de individuos de una especie particular de helminto dividido por el total de hospedadores examinados (infectados y no infectados) (Cruz-Reyes y Camargo-Camargo, 2001).

$$\text{Abundancia media} = \frac{\text{Total de individuos parásitos de una misma especie}}{\text{Número de hospedadores examinados}}$$



**Índice de dominancia no-paramétrico de Berger-Parker**, se calcula dividiendo el total de individuos de una especie de helminto sobre el total de individuos de todas las especies colectados en un hospedador (nivel infracomunidad) o en la muestra total (nivel componente) (Magurran, 1988).

$$d = \frac{N_{\max}}{N}$$

$d$  = dominancia

$N_{\max}$  = es el número de individuos en la especie más abundante.

$N$  = Total de individuos de todas las especies en la muestra.

**Índice de Importancia**, clasifica a las especies dentro de la comunidad de acuerdo a su prevalencia, intensidad media y el grado de maduración (Digiani, 1999). De esta manera, el cálculo del índice resulta:

$$\text{Importancia} = P \times IM \times M$$

$P$  = prevalencia

$IM$  = Intensidad media

$M$  = factor de maduración, siendo igual a 1 cuando existe al menos un individuo maduro de la especie, y 0 cuando no se encuentran individuos reproductivamente maduros de dicha especie.

Las especies se clasifican entonces en cuatro grupos:

- 1- componentes: Importancia > 1,
- 2- acompañantes:  $0,1 < \text{Importancia} < 1$
- 3- accidentales:  $0 < \text{Importancia} < 0,1$
- 4- inmigrantes no exitosas: Importancia = 0

**Riqueza específica** ( $S$ ) es la forma más sencilla de medir la biodiversidad, ya que se basa únicamente en el número de especies presentes.

La **diversidad** es calculada mediante el índice de Shannon-Wiener ( $H'$ ) (Magurran, 1988).

$$H' = -\sum (p_i) \cdot (\ln_2 p_i)$$

$p_i$  = proporción de cada especie



**Equitabilidad (E)** mide la diferencia entre la diversidad observada y la esperada. El valor se aproxima a 0 cuando una especie es ampliamente dominante en el seno de la comunidad y a 1 cuando las especies presentes tienen abundancias similares, y se calcula utilizando el siguiente coeficiente (Morales y Pino, 1987):

$$E = H' / \ln_2 S$$

S = riqueza de especies

H' = diversidad

**Índice de Jaccard** utilizado para estimar la similitud entre las comunidades. Este es un coeficiente descriptivo cualitativo que evalúa la proporción promedio de especies parásitas compartidas por distintas comunidades, fluctúa entre 0 y 1. Se utilizó para comparar comunidades entre estaciones (Holmes, 1987; Real y Vargas, 1996; Moreno 2001):

$$\text{Índice de Jaccard} = \frac{c}{a+b-c}$$

*a* = número de especies presentes en la infracomunidad A

*b* = número de especies presentes en la infracomunidad B

*c* = número de especies presentes tanto en A como en B

Para la comunidad componente se determinaron las especies presentes y se calcularon los siguientes índices poblacionales como, la prevalencia, intensidad media, abundancia y abundancia media. Los descriptores comunitarios utilizados fueron clasificación de especies centrales, secundarias y satélites, dominancia, índice de importancia, índice de equitabilidad e índice de diversidad. Para las infracomunidades se calcularon los descriptores comunitarios de riqueza, equitabilidad y diversidad. Para la descripción por estación se calcularon los descriptores poblacionales de prevalencia e intensidad media. Los índices comunitarios de la comunidad componente por estación calculados fueron, diversidad, equitabilidad y dominancia de especies. También se calculó el índice de Jaccard para determinar la similitud de la comunidad componente de helmintos entre estaciones.



## Resultados

### *Composición y riqueza de la comunidad parasitaria*

De las 42 gaviotas colectadas en el Parque Nacional Nahuel Huapi en diferentes estaciones del año, se registró un total de 16 especies de parásitos: 10 digeneos [*Maritrema patagonica* y *Levinseniella* sp. (Microphallidae); *Cryptocotyle dominicana* (Heterophyidae); *Gymnophallus* sp. (Gymnophallidae); *Diplostomum dominicanum* y *Tylodelphys cf. brevis* sp. (Diplostomidae); *Stephanoprora uruguayense*, *Echinoparyphium* sp. y *Echinostoma chloephagae* (Echinostomatidae); *Himasthla* n. sp., (Himasthliidae)]; 3 cestodes [*Dibothriocephalus dendriticus* (Diphyllobothriidae); *Hymenolepis* sp. (Hymenolepididae); *Tetrabothrius* sp. (Tetrabothriidae)]; 3 nematodos [Acuariidae indeterminados; *Capillaria* sp. (Capillariidae); *Contracaecum* sp. (Anisakidae)]. El esquistosomátido *M. patagonense* no fue considerado en este estudio dado que solo se registraron 2 fragmentos sin huevos en una única gaviota. A excepción de *Contracaecum* sp., todas las especies registradas presentaron al menos un ejemplar maduro con huevos. Se colectaron un total de 1499 ejemplares de helmintos con un promedio de 39,4 parásitos por gaviota infectada. De estos helmintos 1361 (90,7%) correspondieron a digeneos, 117 (7,8%) a cestodes y 21 (1,5%) a nematodos. En la tabla 17 y figura 27 se detallan los grupos parasitarios correspondientes a cestodes y nematodos indicándose, estadio, sitio de infestación y registros previos.



<b>Especie</b>	<b>Grupo parasitario</b>	<b>Familia</b>	<b>Estadio</b>	<b>Sitio de Infección</b>	<b>Registro previo en el Parque Nacional Nahuel Huapi</b>
<i>Dibothriocephalus dendriticus</i>	Cestoda	Diphyllobothriidae	adultos grávidos	Intestino medio y posterior	Szidat (1964) citado como <i>D. microcordiceps</i> , Kreiter y Semenas (1997); Casalins et al., (2015) (ver anexo de publicaciones)
<i>Hymenolepis</i> sp.	Cestoda	Hymenolepididae	adultos grávidos	Intestino medio y posterior	Kreiter y Semenas (1997)
<i>Tetrabothrius</i> sp.	Cestoda	Tetrabothriidae	adultos grávidos	Intestino medio y posterior	Kreiter y Semenas (1997)
Acuariidae indeterminado	Nematoda	Acuariidae	adulto ingrávido	Proventrículo	
<i>Capillaria</i> sp.	Nematoda	Capillariidae	adulto grávido	Esófago	Kreiter y Semenas (1997)
<i>Contracaecum</i> sp.	Nematoda	Anisakidae	adulto ingrávido	Esófago	Szidat (1964), Kreiter y Semenas (1997)

Tabla 17 Cestodes y nematodes encontrados en este estudio, registrando estadio, sitio de infestación y registros previos.

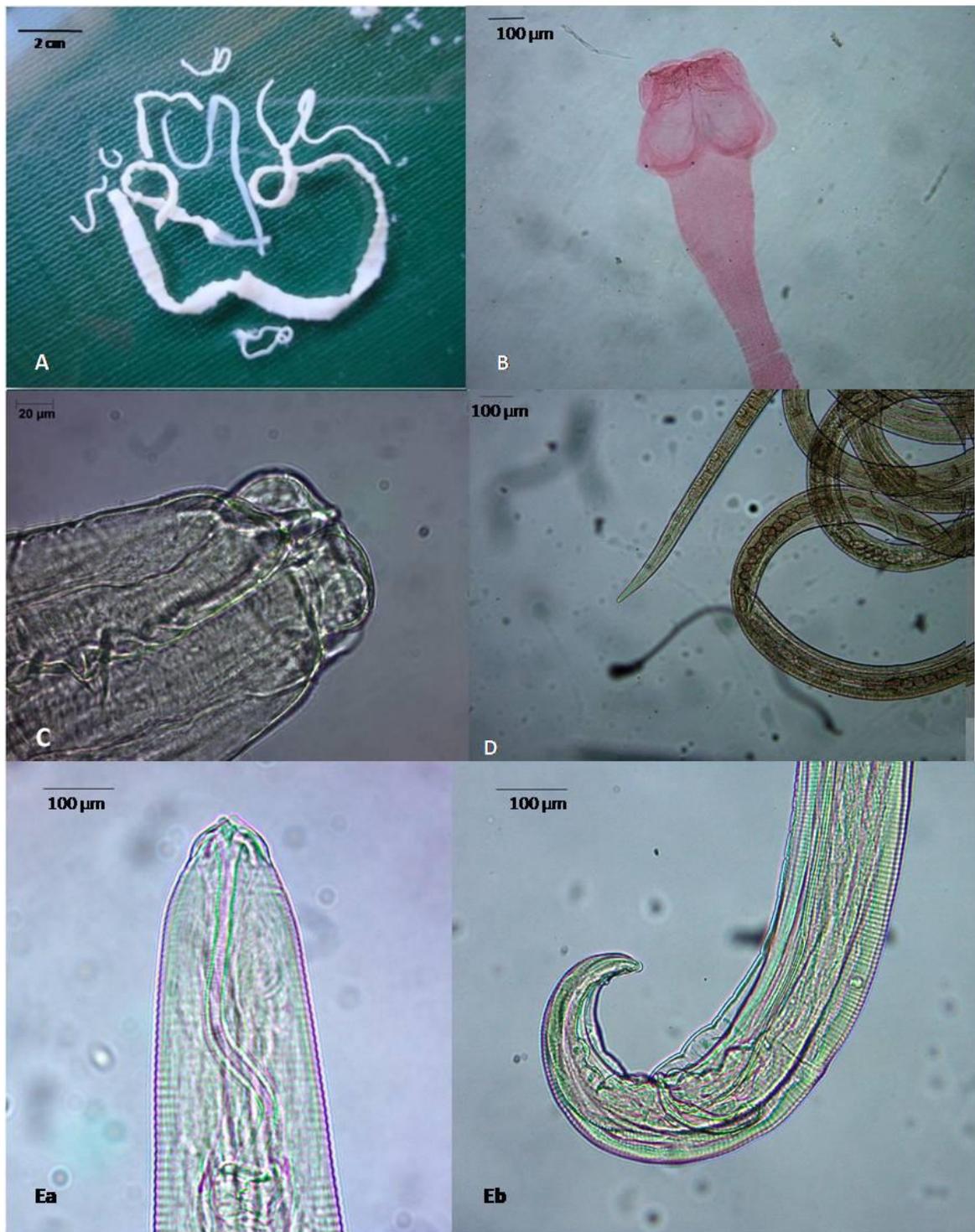


Figura 27. Imágenes de cestodes y nematodes registrados en *Larus dominicanus* del Parque Nacional Nahuel Huapi. A- *Dicrocoelium dendriticum*, B- *Tetrabothrius* sp., C- *Contracaecum* sp., D- *Capillaria* sp. y Ea- *Acuariidae* (indeterminado) anterior, Eb. *Acuariidae* (indeterminado) posterior.



Las mayores prevalencias se registraron para el grupo de los cestodes, el 52,4 % de las gaviotas estaban parasitadas con *D. dendriticus*, el 48% con *Hymenolepis* sp. y el 43% con *Tetrabothrius* sp. En particular para el cestode *D. dendriticus* se realizó la determinación molecular (ver Casalins et al., 2015. ANEXO). Dentro de los digeneos, *C. dominicana* fue la especie más prevalente, con un 40%, y le siguen con aproximadamente un 30%, *E. chloephagae*, *Tylodelphys* cf. *brevis* y *M. patagonica*. El 20% de las gaviotas estaba parasitado con ejemplares de nematodos de la familia Acuariidae, mientras que el resto de los nematodos estuvieron presentes con prevalencias muy bajas. Los parásitos con mayor intensidad media fueron *Echinoparyphium* sp. (78), *Gymnophallus* sp. (30) y *C. dominicana* (22) (Tabla 18).

Especies en la comunidad	Prevalencia (%)	Intensidad Media	Rango de Intensidad	Número total de parásitos	Abundancia Media
<i>Maritrema patagonica</i>	28,5	2	1-4	12	0,3
<i>Cryptocotyle dominicana</i>	40	22	1-130	369	8,8
<i>Gymnophallus</i> sp.	7,1	30	9-69	90	2,14
<i>Levinseniella</i> sp.	14,3	4	1-15	24	0,6
<i>Diplostomum dominicanum</i>	7,1	4	1-2	12	0,3
<i>Tylodelphys</i> cf. <i>brevis</i>	28,6	5	1-36	60	1,4
<i>Stephanoprora uruguayense</i>	2,4	2	2	2	0,05
<i>Echinoparyphium</i> sp.	19	79	1-600	628	15
<i>Echinostoma chloephagae</i>	31	12	1-60	153	3,6
<i>Himasthla</i> n. sp.	12	2	1-7	11	0,3
<i>Dibothriocephalus dendriticus</i>	52,4	2	1-18	46	1,1
<i>Hymenolepis</i> sp.	48	2	1-4	34	0,8
<i>Tetrabothrius</i> sp.	43	2	1-11	37	0,9
Acuariidae indeterminado	19	2	1-4	12	0,3
<i>Capillaria</i> sp.	5	4	1-7	8	0,2
<i>Contracaecum</i> sp.	2,4	1	1	1	0,02
<b>Total de helmintos en la muestra</b>				<b>1499</b>	

Tabla 18. Descriptores de la comunidad componente de helmintos de *Larus dominicanus* del Parque Nacional Nahuel Huapi.

Los resultados de correlación de Spearman mostraron que no existe una correlación estadísticamente significativa entre la intensidad media y la prevalencia de las especies de helmintos registradas de la gaviota cocinera ( $\rho=-0,035$ ;  $P= 0,89$ ) (Figura 28).

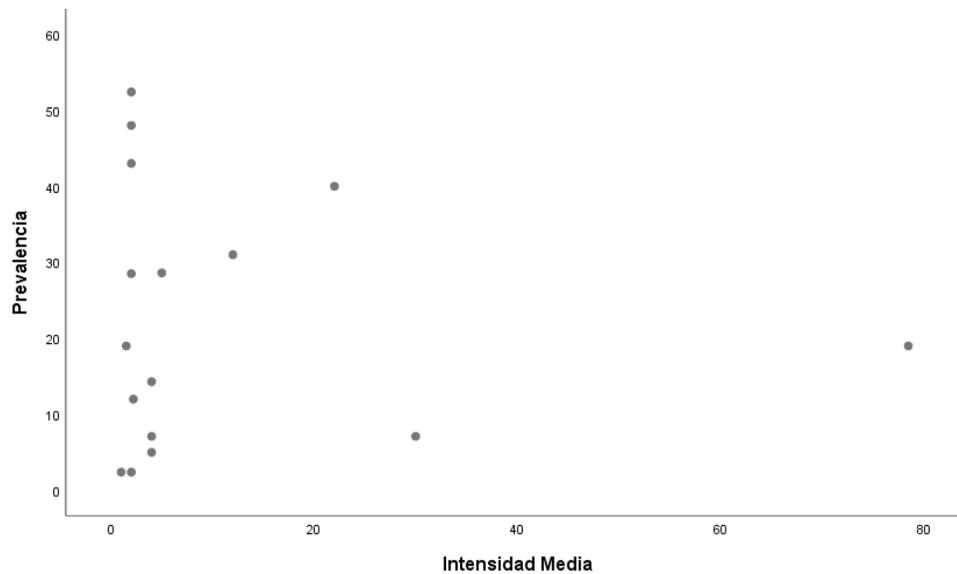


Figura 28. Correlación entre la prevalencia y la intensidad media de la comunidad componente de helmintos de la gaviota cocinera.

Según la clasificación de Bush y Holmes (1986) ninguna de las especies que parasitan a *L. dominicanus*, pudo clasificarse como **especie central**, dado que ninguna superó el 70% de prevalencia. Sin embargo, según la distribución de prevalencias (Figura 29) siete especies que representan el 43,8 % del total de las especies de la comunidad, conformaron lo que se denomina **especies secundarias** (con prevalencias entre 25% y 70%) y corresponden a los cestodes *D. dendriticus*, *Hymenolepis* sp., *Tetrabothrius* sp. y a los digeneos *C. dominicana*, *E. chloephagae*, *T. cf. brevis* y *M. patagonica*. El grupo de las especies **satélite** (prevalencias menores al 25%) que conformaron el 56% de la comunidad de helmintos, incluyó a todos los nematodos, es decir *Capillaria* sp., *Acuariidae* sp. y *Contracaecum* sp. y a los digeneos: *Echinopariphyum* sp., *Levinseniella* sp., *Himasthla* sp., *Gymnophallus* sp., *Diplostomum dominicanum* y *Stephanoprora uruguayense*.

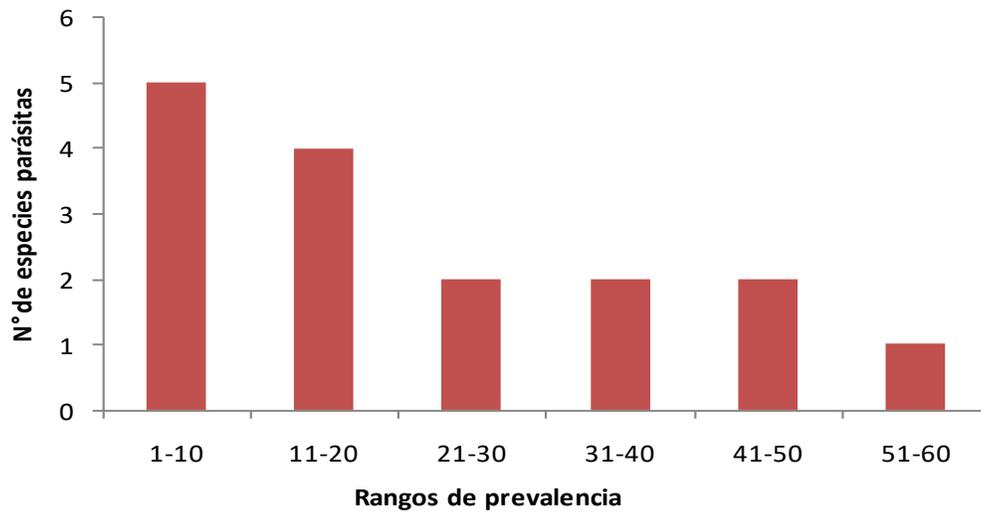


Figura 29. Cantidad de especies parásitas de la comunidad componente de *Larus dominicanus* en el PNNH que presentan diferentes valores de prevalencia.

Del total de gaviotas inspeccionadas, el 90,5% estaban parasitadas con al menos una especie. La riqueza de la comunidad componente estuvo representada por 16 especies y la registrada para las infracomunidades varió entre 0 y 10 especies con un promedio de 4, siendo las más frecuentes las gaviotas que contenían de 1 a 3 especies, lo que representa el 66,6% de los ejemplares examinados (Figura 30).

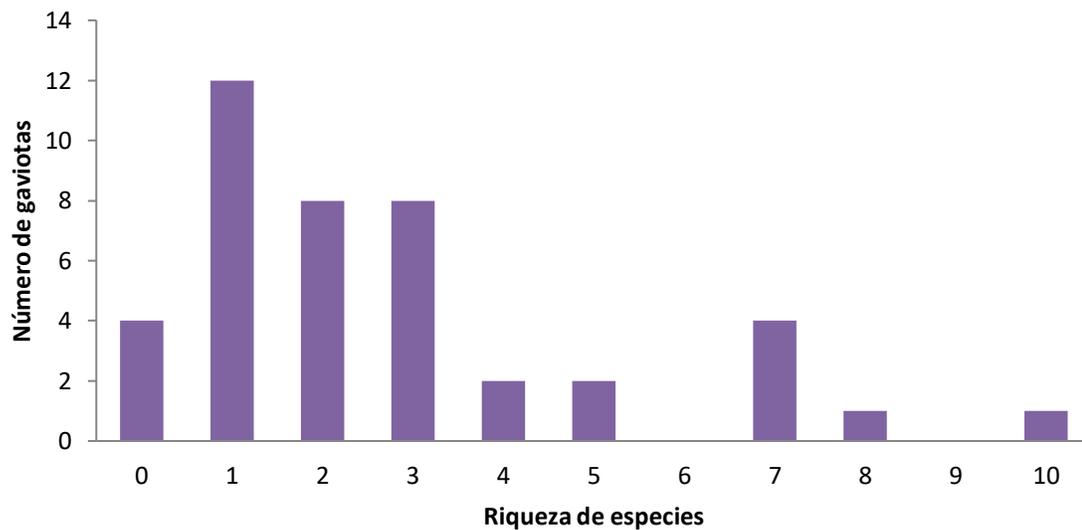


Figura 30. Riqueza de especies a nivel de infracomunidades de helmintos de *L. dominicanus* del Parque Nacional Nahuel Huapi.



Los valores del índice de Dominancia de Berger y Parker obtenidos para las especies de la comunidad componente se muestran en la Tabla 18. Los digeneos *Echinoparyphium* sp. (42%), *C. dominicana* (25%) y *E. chloephagae* (10%) mostraron ser dominantes sobre el resto de las especies registradas. Estas mismas especies presentaron los mayores valores del índice de importancia, considerándose como componentes según este índice. A estas especies componentes, según el índice de importancia, se suman *E. chloephagae*, *Gymnophallus* sp., *T. cf. brevis*, y *D. dendriticus* dado que presentan valores mayores a 1 (Tabla 19). De las restantes especies, 8 son acompañantes, *S. uruguayense* es accidental y *Contraecum* sp. inmigrante no exitosa.

	Dominancia Total	Índice de Importancia	
<i>Echinoparyphium</i> sp.	42	14,915	componentes
<i>Cryptocotyle dominicana</i>	25	8,8	componentes
<i>Echinostoma chloephagae</i>	10	3,72	componentes
<i>Gymnophallus</i> sp.	6	2,13	componentes
<i>Tylodelphys cf. brevis</i>	4	1,43	componentes
<i>Dibothriocephalus dendriticus</i>	3	1,048	componentes
<i>Tetrabothrius</i> sp.	2	0,86	acompañantes
<i>Hymenolepis</i> sp.	2	0,96	acompañantes
<i>Levinseniella</i> sp.	2	0,572	acompañantes
<i>Maritrema patagonica</i>	1	0,57	acompañantes
Acuariidae indeterminado	1	0,285	acompañantes
<i>Diplostomum dominicanum</i>	1	0,284	acompañantes
<i>Himastha</i> n. sp.	1	0,264	acompañantes
<i>Capillaria</i> sp.	1	0,2	acompañantes
<i>Stephanoprora uruguayense</i>	0	0,048	inmigrantes no exitosas
<i>Contraecum</i> sp.	0	0,024	inmigrantes no exitosas

Tabla 19. Índice de dominancia e Índice de importancia de las especies de helmintos de la gaviota cocinera.



Los valores de equitabilidad y de diversidad de Shannon-Wiener, se detallan en la (Tabla 20). El valor de equitabilidad promedio para las infracomunidades fue levemente menor ( $E=0,53$ ) a la calculada para la comunidad componente ( $E=0,64$ ). La diversidad promedio de las infracomunidades fue baja ( $H=0,96$ ), variando entre 0 y 2,25, de las cuales el 50% de infracomunidades tomaron valores de diversidad  $H$  menores a 1, mientras que las restantes presentaron valores entre 1 y 2,25. La diversidad para la comunidad componente fue de 2,57.

	Promedio en las Infracomunidades	Rango en las infracomunidades	Comunidad componente
Equitabilidad	0,53	0,00-1,00	0,64
Diversidad de Shannon-Wiener	0,96	0-2,25	2,57

Tabla 20. Valores y rangos de riqueza (S), equitabilidad (E) y diversidad de Shannon Wiener ( $H'$ ) obtenidos para las infracomunidades y comunidad componente de *Larus dominicanus*.

### ***Dinámica de la comunidad componente por estación***

La distribución de las prevalencias y de la intensidad media de las especies por estación, mostró que tanto en otoño como en invierno, existen especies con prevalencias mayores a 70%, y corresponden en otoño a *C. dominicana* y a *D. dendriticus*; y en invierno a los cestodes, *Hymenolepis* sp., *Tetrabothrius* sp. y *D. dendriticus*. En primavera y verano todas las especies de helmintos mostraron prevalencias menores al 70% (Tabla 21 y Figura 31).



Especie	Primavera (N=9)		Verano (N=12)		Otoño (N=11)		Invierno (N=10)	
	Prevalencia	Intensidad Media	Prevalencia	Intensidad Media	Prevalencia	Intensidad Media	Prevalencia	Intensidad Media
<i>Maritrema patagonica</i>	0	0	33	2	18	2	0	0
<i>Cryptocotyle dominicana</i>	11	2	25	17	72	25	50	22
<i>Gymnophallus</i> sp.	0	0	0	0	9	9	20	41
<i>Levinseniella</i> sp.	0	0	0	0	45	4	10	3
<i>Diplostomun dominicanum</i>	0	0	16	1	9	9	0	0
<i>Tylodelphys cf. brevis</i>	22	18	33	2	27	2	30	2
<i>Stephanoprora uruguayense</i>	0	0	0	0	9	2	0	0
<i>Echinoparyphium</i> sp.	0	0	25	2	45	124	0	0
<i>Echinostoma chloephagae</i>	11	1	25	21	45	17	40	1
<i>Himasthla</i> sp.	11	1	0	0	9	1	30	3
<i>Dibothriocephalus dendriticus</i>	33	1	42	5	72	1	70	1
<i>Hymenolepis</i> sp.	44	1	17	2	54	2	80	1
<i>Tetrabothrius</i> sp.	33	1	33	2	27	4	80	2
Acuariidae	22	1	8	4	36	1	10	1
<i>Capillaria</i> sp.	0	0	0	0	18	4	0	0
<i>Contracaecum</i> sp.	0	0	0	0	9	1	0	0

Tabla 21. Valores de prevalencia % e intensidad media estacional para cada especie. Valores máximos de prevalencia (celeste), valores máximos de intensidad media (gris).

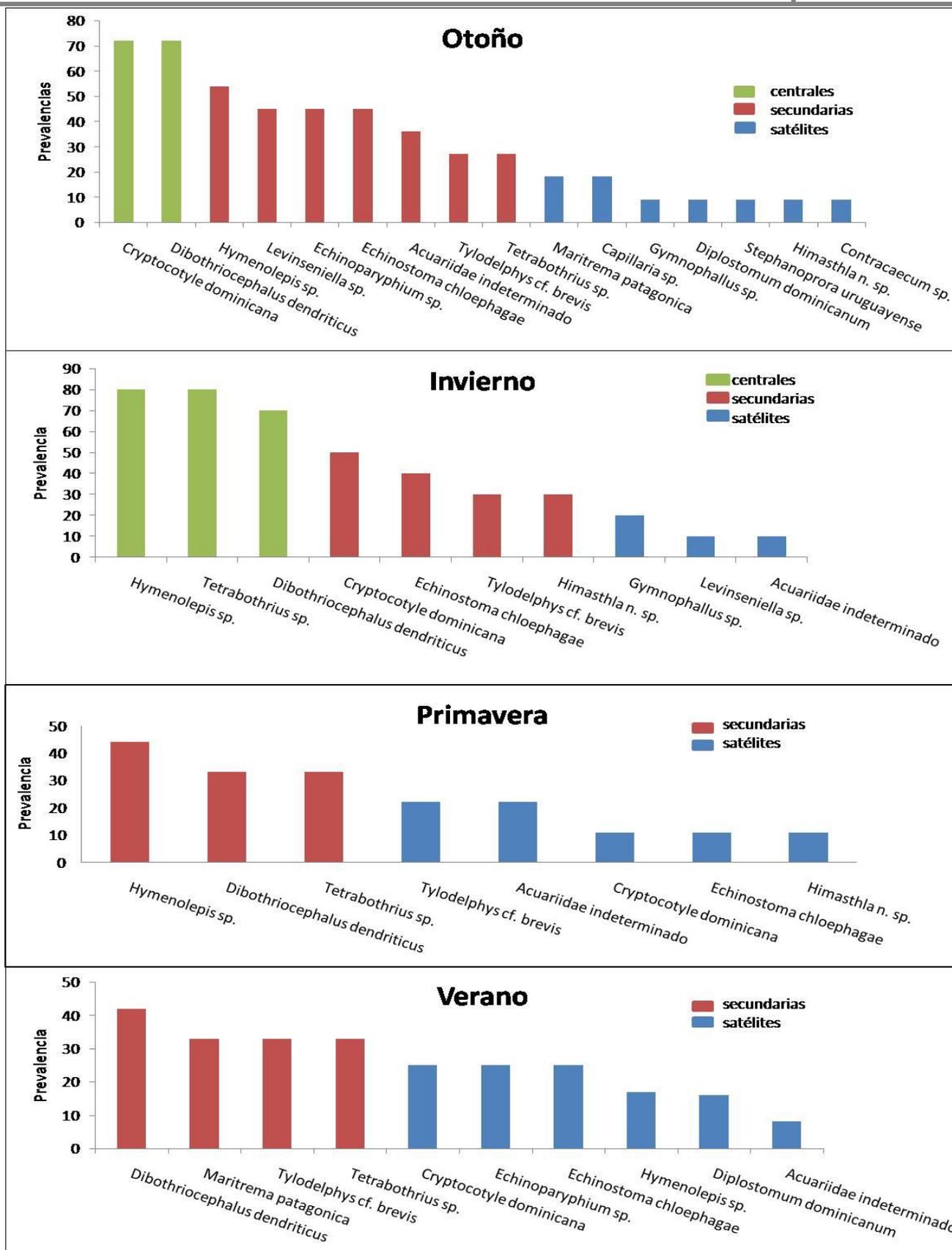


Figura 31. Prevalencias de cada una de las especies parasitas de *Larus dominicanus* por estación del año. Se indican aquellas que fueron clasificadas como especies satélites, secundarias o centrales en cada estación.



### Índice de diversidad de Shannon Wiener, Índice de equitabilidad y Dominancia de las especies por estación del año.

El otoño fue la estación con mayor riqueza de especies (16) y la primavera la estación con menor riqueza de especies (9). Los índices de diversidad más altos se registraron, en verano e invierno y los menores en primavera y otoño. La equitabilidad más alta, y con valores próximos a 1, correspondió al verano y la mínima al otoño. El valor máximo de abundancia total de ejemplares de helmintos se registró en otoño, y en primavera el valor mínimo (Tabla 22).

Índice	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO	INVIERNO
(N)				
Hospedador	9	12	11	10
Riqueza	8	10	16	10
Diversidad de Shannon- Wiener	1,8	<b>2,6</b>	1,8	2,1
Equitabilidad de Shannon	0,6	<b>0,8</b>	0,5	0,6
Especie dominante	<i>Tyloodelphys cf. brevis</i> (Digenea)	<i>Echinostoma chloephagae</i> (Digenea)	<i>Echinoparyphium</i> sp. (Digenea)	<i>Cryptocotyle dominicana</i> (Digenea)
Total Helmintos	57	185	1012	245

Tabla 22. Índices de riqueza, Diversidad de Shannon, Equitabilidad de Shannon, Dominancias de las especies de helmintos registradas por estación.

### ***Similitud de las comunidades entre estaciones***

Los resultados obtenidos a partir del análisis de similitud de Jaccard se presentan en la Tabla 23. La media de los valores registrados para el índice fue de 62%, con una desviación estándar de 9,9, mientras que el rango varió entre 50-80%. El menor valor de similitud, correspondió a la calculada para primavera-otoño 50%, seguida por verano-invierno 58% y el valor más alto correspondió a invierno-primavera 80%.

	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO	INVIERNO
PRIMAVERA		63	50	80
VERANO			60	58
OTOÑO				62
INVIERNO				

Tabla 23. Valores del índice de Similitud de Jaccard para las comunidades de helmintos por estación.

## **Discusión**

### ***Comunidad componente***

La comunidad componente de helmintos de la gaviota cocinera del lago Nahuel Huapi se caracteriza por la presencia de 16 especies parásitas: 10 digeneos, 3 cestodes y 3 nematodos. La proporción de gaviotas infectadas por al menos una especie fue alta (90,5%). Se recuperaron un total de 1499 helmintos, con un promedio de 39 gusanos por gaviota infectada. Si bien los digeneos presentaron la mayor riqueza de especies, los mayores valores de prevalencia se registraron en cestodes y la intensidad media fue en general baja, excepto para *Echinoparyphium* sp. para los que se registra una intensidad media de 79 helmintos. Ninguna especie alcanzó el 70 % de prevalencia, por lo que ninguna pudo clasificarse como central, y siete especies pudieron clasificarse como secundarias. La mayoría de las especies se clasificaron como especies satélite. Según los valores de dominancia e índice de importancia, la comunidad componente estuvo dominada por tres especies de digeneos, *C. dominicana*, *E. chloephagae* y *Echinoparyphium* sp. La comunidad muestra una diversidad intermedia (2,57) y una equitatividad relativamente alta (0,64).

Al comprar el tamaño de muestra y la riqueza de diferentes estudios se observa que la cantidad de especies de helmintos encontrada se incrementa con la cantidad de gaviotas analizadas, aunque parece haber mayor riqueza en ambientes marinos, en donde se han registrado hasta 19 especies en una muestra de 29 gaviotas (Díaz, 2006). Además, en las comunidades marinas se registraron altas cargas parasitarias alcanzando 307.000 individuos en el total de la muestra y una intensidad media de 3.204



parásitos por gaviota infectada. En cuanto a la composición de especies se observa que las comunidades del presente trabajo comparten especies con las comunidades marinas de la costa atlántica patagónica, siendo también dominadas por digeneos (Díaz, 2006, Díaz et al., 2011). Las especies compartidas son *Gymnophallus* sp., *Himasthla* sp. y *Marinabilharzia patagonense*. En ninguna de las comunidades estudiadas hasta la fecha (Labriola, 1999; Díaz, 2006) se registraron especies centrales con más del 70 % de prevalencia, por lo que la mayoría de las especies resultan ser satélites. Según el índice de importancia en la comunidad marina (Díaz 2006), la mayoría de las especies son componentes (10/14; 71,4%), 2 fueron acompañantes (14,2%) y 2 (14,2%) inmigrantes no exitosas. Mientras que en la comunidad de gaviotas del lago Nahuel Huapi, las componentes representan 37,5% (6/16), las acompañantes el 50% (8/16) y las accidentales y las inmigrantes no exitosas representan el 6,3% (1/16), por lo que la comunidad de parásitos resultaría menos predecible que la de las gaviotas marinas. En cuanto a la abundancia, las especies componentes representan el 89,8% (1346/1499), las acompañantes representan el 10% (150/1499), las accidentales 0,13% (2/1499) y las inmigrantes no exitosas 0,06% (1/1499). Cabe destacar que las especies componentes son especies cuyos ciclos de vida tienen como segundo hospedador intermediario a peces y moluscos presentando altas prevalencias y/o intensidades en estos hospedadores (Semenas et al., 1999; Flores, 2005; Viozzi et al., 2009). Mientras que las especies acompañantes tienen como hospedadores intermediarios a una gran variedad de organismos, tanto de agua dulce como marinos, entre ellos crustáceos, insectos, poliquetos y bivalvos, cuyos valores de infección en estos hospedadores son menores (Viozzi et al., 2009; Rauque et al., 2013) que los registrados para las especies componentes. Si se piensa en los parásitos como indicadores biológicos, estos muestran, en este caso, una migración de las gaviotas marinas hacia áreas continentales, dada la presencia principalmente de digeneos marinos en gaviotas continentales, los cuales están presentes en todas las estaciones del año. Una pregunta que emerge de estos resultados, es cómo ocurre la migración de las gaviotas. ¿Éstas se desplazan tanto del ambiente marino al continental y viceversa, o sólo en el primer sentido? Si la migración sólo se realiza desde el ambiente marino al agua dulce: cuál sería la causa. Una posible respuesta se relaciona con la alta carga de parásitos que presentan las poblaciones marinas. Es decir, las migraciones estarían facilitando el escape de hábitats con altas cargas parasitarias para reducir así los niveles de parasitismo, este fenómeno se conoce como escape migratorio ('migratory escape') (Altizer et al., 2011; Poulin et al., 2012). En la costa patagónica, se ha registrado un promedio de 3024 helmintos por gaviota (Díaz, 2006), mientras que en ambientes de agua dulce sólo se han registrado en promedio 39,4 helmintos por gaviota. La baja carga parasitaria, se registra aún en aquellas gaviotas con parásitos marinos, por lo que se podría sospechar de una pérdida de parásitos durante la migración. Recientemente, se ha demostrado que hospedadores migradores de hábitos



generalistas presentan una mayor riqueza específica de parásitos que las especies especialistas como consecuencia del mayor uso que hacen de los hábitats (Gutiérrez et al., 2017). Las gaviotas son generalistas y presentan alta plasticidad, por lo que al arribar a los ambientes de agua dulce hacen uso del hábitat y sus recursos adquiriendo parásitos de los hospedadores intermediarios que ingieren. Se sabe que las gaviotas pico anillado que muestran preferencia por fuentes de alimento antropogénicas encuentran menos parásitos transmitidos tróficamente (Aponte et al., 2014), este patrón parece ser el mismo que muestran las gaviotas del Parque Nacional Nahuel Huapi, lo que puede haber contribuido, en parte, a la expansión de su población durante las últimas décadas (Frixione et al., 2012; Frixione y Alarcón, 2016).

A diferencia de lo que ocurre en los cormoranes de Estados Unidos y sus rutas migratorias, donde se establecen vínculos claros entre los ensambles de parásitos y sus patrones migratorios asociados (Sheehan et al., 2016), en las gaviotas de este trabajo se pudo establecer que migran, pero no se pudo establecer su origen (costa Atlántica o Pacífica), dado que la información disponible no es suficiente, por ejemplo algunas de las especies no están determinadas a nivel específico, tanto en la bibliografía como en este trabajo. Pero la presencia de *Marinabilharzia patagonense*, especie identificada molecularmente y cuyo ciclo de vida está dilucidado (Brant et al., 2017; Lorenti et al., 2022), podría indicar una migración desde la costa Atlántica, dado que este digeneo no ha sido registrado en la costa Pacífica.

### **Variación estacional**

No existen trabajos que hayan registrado la variación estacional de las comunidades de helmintos de *L. dominicanus*. Los cestodes fueron los que presentaron valores de prevalencia superiores al 70% en invierno para todos los cestodes y en otoño para *Dibothriocephalus dendriticus*, además el digeneo *C. dominicana* presentó un 72% de prevalencia en otoño. Las especies dominantes siempre fueron digeneos. La mayor riqueza se registró en otoño (16 especies) y la menor en primavera (8 especies), los valores de similitud de Jaccard de las comunidades por estación varió entre 50% y 80%, siendo primavera y otoño las más disimiles y primavera e invierno las más similares. La alta prevalencia de *D. dendriticus* en otoño podría deberse a que en esta época del año los plerocercoides en los peces tienen el desarrollo adecuado para ser infectivos (Kreiter et al., 1995). Por otra parte, la máxima riqueza observada en otoño podría deberse a que en esta estación los niveles del agua de los lagos están en su punto mínimo, por lo que las comunidades de organismos acuáticos como los cangrejos y los caracoles que habitan la zona litoral y que son hospedadores intermediarios (Ver capítulo 3) se encuentran más expuestos a la depredación por las gaviotas.



### ***Infracomunidad***

Las 42 infracomunidades presentaron un promedio de riqueza de 4 especies (rango 0 y 10), aunque el 64% presento entre 1 y 3 especies. La equitabilidad (0,00-1,00; promedio= 0,53) y la diversidad de las infracomunidades es levemente menor que la observada para las comunidades componentes (0-2,25; promedio 0,96). Los especímenes de gaviota del lago Nahuel Huapi presentaron un rango de riqueza específica mayor (1-5; 3,1 en promedio) que las gaviotas del lago Rosario (1-2) (Kreiter y Semenas, 1997). En tanto que en las infracomunidades marinas la riqueza varía entre 2 y 11, siendo las más frecuentes las que presentan 4 a 5 especies (Diaz, 2006). Los valores de equitabilidad en estas comunidades marinas fue similar a lo registrado para las gaviotas de este trabajo (0,22 y 0,99; promedio  $x = 0,45$ ). La diversidad  $H'$  es muy baja en comunidades marinas (Diaz, 2006) y de agua dulce. A partir de estos datos podemos concluir que las comunidades de *L. dominicanus* presentan una alta riqueza pero que las infracomunidades son muy variables en términos de riqueza y composición específica con una diversidad muy baja y con especies que tienden a ser dominantes.

En la comunidad analizada en este trabajo no se registró una correlación entre la prevalencia y la intensidad media de las especies parásitas por lo que no permitió clasificar a los parásitos como especies centrales, secundarias y satélites. Lo mismo se observó para las comunidades de poblaciones marinas de la gaviota cocinera (Labriola y Suriano, 2001; Diaz, 2006). Por lo tanto, las comunidades de helmintos en este hospedador pueden clasificarse como azarosas. La falta de estructuración y de predictibilidad de las comunidades de parásitos de la gaviota, tanto en ambientes marinos como de agua dulce, se mantienen a pesar de la diferencia en la abundancia de parásitos; que en las gaviotas marinas resulta en 2 órdenes de magnitud mayores que en las de agua dulce. La menor oferta de presas en el ambiente de agua dulce y la utilización frecuente de los basurales como fuente de alimento (Frixione et al., 2012) podrían explicar las bajas intensidades de infección en los ambientes continentales.



## **BIBLIOGRAFÍA**

- Alda, M. D. P. (2011). Estadios larvales de digeneos parásitos de *Heleobia australis* (d'Orbigny 1835) en el estuario de Bahía Blanca (Tesis Doctoral, Universidad Nacional de La Plata).
- Alonso M., Baez, V., Machi, P., Noguera, P y Temporetti, P. (2001). *Informe Técnico. Relevamiento Laguna El Trebol* (Bariloche, Río Negro) Dto. Acuicultura. CRUB. UNC.
- Altizer, S., Bartel, R. y Han, B. A. (2011). Animal migration and infectious disease risk. *Science*, 331, 296-302.
- Anderson, J. G., Shlepr, K. R., Bond, A. L., y Ronconi, R. A. (2016). Introduction: a historical perspective on trends in some gulls in eastern North America, with reference to other regions. *Waterbirds*, 39(sp1), 1-9.
- Annett, C., y Pierotti, R. (1989). Chick hatching as a trigger for dietary switching in the Western Gull. *Colonial Waterbirds*, 12, 4-11.
- Aponte, V., Locke, S. A., Gentes, M. L., Giroux, J. F., Marcogliese, D. J., Mc Laughlin, D., y Verreault, J. (2014). Effect of habitat use and diet on the gastrointestinal parasite community of an avian omnivore from an urbanized environment. *Canadian Journal of Zoology*, 92, 629-636.
- Auman, J. H., Meathrel, C. E., and Richardson, A. (2008). Condition of Silver Gulls? A comparison between urbanized and remote, non-urbanized areas. *Waterbirds*, 31, 122-126.
- Barbieri, E., y Mendonça, J. T. (2008). Seasonal abundance and distribution of Larids at Ilha Comprida (São Paulo State, Brazil). *Journal of Coastal Research*, 24, 70-78.
- Barriga J. P., Battini, M. A., Macchi P. J., Milano D. y Cussac V. E. (2002). Spatial and temporal distribution of landlocked *Galaxias maculatus* and *Galaxias platei* (Pisces: Galaxiidae) in a lake in the South American Andes. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 36, 345-359.
- Bartoli, P. (1974). Recherches sur les Gymnophallidae Morozov, 1955 (Digenea) parasites d'oiseaux des côtes de Camargue: systématique, biologie et ecologie. (Tesis Doctoral, Université d'Aix-Marseille).
- Bertellotti, M. (1998). Dieta y estrategias de alimentación de poblaciones de expansión de gaviota cocinera (*Larus dominicanus*) (Tesis Doctoral Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco).
- Bertellotti, M., y Yorio, P. (1999). Spatial and temporal patterns in the diet of the Kelp Gull in Patagonia. *The Condor*, 101, 790-798.
- Bertellotti, M., Yorio, P., Blanco, G., y Giaccardi, M. (2001). Use of tips by nesting Kelp Gulls at a growing colony in Patagonia. *Journal of Field Ornithology*, 72, 338-348.



- Besprozvannykh V., Rozhkovan K., Ermolenko A. (2017). *Stephanoprora chasanensis* n. sp. (Digenea: Echinochasmidae): Morphology, life cycle, and molecular data. *Parasitology International* 66, 863-870.
- Blasco-Costa I., Poulin R. and Presswell B. (2017). Morphological description and molecular analyses of *Tylodelphys* sp. (Trematoda: Diplostomidae) newly recorded from the freshwater fish *Gobiomorphus cotidianus* (common bully) in New Zealand. *Journal of Helminthology* 91, 332-345.
- Boarman, W. (2003). Managing a subsidized predator population: reducing common raven predation on desert tortoises. *Environmental Management*, 32, 205-217
- Bogomolni, A. L., Gast, R. J., Ellis, J. C., Dennett, M., Pugliares, K. R., Lentell, B. J., y Moore, M. J. (2008). Victims or vectors: a survey of marine vertebrate zoonoses from coastal waters of the Northwest Atlantic. *Diseases of Aquatic Organisms*, 81, 13-38.
- Borges, J., Skov, J., Bahloul, Q. Z. M., Møller, O. M., Kania, P. W., Santos, C. P., Buchmann, K. (2015). Viability of *Cryptocotyle lingua* metacercariae from Atlantic cod (*Gadus morhua*) after exposure to freezing and heating in the temperature range from 80 °C to 100 °C, *Food Control*, 50, 371-377.
- Brant, S. V., Loker, E. S., Casalins, L., y Flores, V. (2017). Phylogenetic placement of a schistosome from an unusual marine snail host, the false limpet (*Siphonaria lessoni*) and gulls (*Larus dominicanus*) from Argentina with a brief review of marine schistosomes from snails. *Journal of Parasitology*, 103, 75-82.
- Brooks, D. R. y McLennan, D. A. (1991). Phylogeny, ecology, and behavior: a research program in comparative biology. University of Chicago press.
- Brooks, D. R. (2000). Parasite systematics in the 21st century: opportunities and obstacles. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 95, 99-107.
- Brooks, D., y Hoberg E. (2000). Triage for the biosphere: the need and rationale for taxonomic inventories and phylogenetic studies of parasites. *Comparative Parasitology*, 67, 1-25.
- Burger, J. (1974). Breeding biology and ecology of the Brown-hooded Gull in Argentina. *The Auk*, 91, 601-613.
- Bush, A. O. (1990). Helminth communities in avian hosts: determinants of patterns. En: *Parasite communities: Patterns and Processes*. Esch G. W., A. Bush y J. Aho (Eds), Chapman y Hall. London, 335 p.
- Bush, A. O. y Holmes, J. C. (1986). Intestinal helminthes of lesser scaup ducks: patterns of association. *Canadian Journal of Zoology*, 64, 132-141.
- Bush, A. O., Fernández, J., Esch, G., y Seed, J. R. (2001). *Parasitism: The diversity and ecology of animal parasites*. Cambridge University Press, Cambridge, U.K., 566 pp.
- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., y Shostak, A. W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology*, 575-583.



- Bustnes, J. O., y Galaktionov, K. (1999). Anthropogenic influences on the infestation of intertidal gastropods by sea bird trematode larvae on the southern Barents Sea coast. *Marine Biology*, 133, 449-453.
- Caballero, C. E., e Ibañez, N. (1970). Estudios helmintológicos de la República del Perú. I. Dos especies de Trematoda de la familia Microphallidae Travassos, 1920 que parasitan a Aves. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Zoología*, 41, 29-38.
- Capasso, S., D'Amico, V. L., y Diaz, J. I. (2019). A new species of *Maritrema* (Trematoda: Microphallidae) parasitizing the Baird's sandpiper *Calidris bairdii*, and comments about diversity of Microphallidae in two Nearctic shorebirds at Patagonian sites in Argentina. *Acta Tropica*, 189, 10-14.
- Capllonch, P. (2004). *Migraciones de Aves en el Litoral Argentino*. En: Temas de la biodiversidad del Litoral III Edition: Miscelánea: Migraciones de Aves en el Litoral Argentino. Insugeo Eds: F. G. Aceñolaza.
- Carmona-Galindo, V. D., y Carmona, T. V. (2013). La Diversidad de los Análisis de Diversidad La Diversidad de los Analisis de Diversidad [The Diversity of Diversity Analyses]. Bioma.
- Casalins, L. M., Arbetman, M. P., Viozzi, G. P., y Flores, V. R. (2020). A new species of *Cryptocotyle* (Digenea: Heterophyidae) infecting kelp gull and a galaxiid fish in Patagonian freshwater environments: morphological and molecular analyses. *Journal of Parasitology*, 106, 203-210.
- Casalins, L. M., Arbetman, M., Semenas, L.; Veleizán, A. A., y Flores, V. R. (2015). Difilobotriosis en gaviota. Pasado y presente de esta zoonosis en Parque Nacional Nahuel Huapi; Asociación Argentina de Zoonosis; *Revista Argentina de Zoonosis y Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 10, 1-4.
- Cassaux, R. J. y Di Prinzio, C. (2007). The diet of the large puyen *Galaxias platei* (Galaxiidae) at Rosario Lake, Patagonia, Argentina. *Journal of Ichthyology*, 13, 77-86.
- Castellanos, Z. A., y Gaillard, M. C. (1976). Hydrobiidae (Mollusca, Gasteropoda). En: Fauna de Agua Dulce de la República Argentina, Volumen XV, Fascículo 2, FECIC, Buenos Aires, 7-39 pp.
- Castellanos, Z. A. de, y Gaillard, M. C. (1981). Chilinidae. En *Fauna de agua dulce de la República Argentina* (R.A. Ringuelet, ed.). Vol. 15 (4) FECIC- CONICET, Buenos Aires, Argentina.
- Castellanos, Z. A. de, y Miquel, S. (1991). Distribución de los Pulmonata Basommatophora. in *Fauna de agua dulce de la República Argentina* (Z.A. Castellanos, ed.). Vol. 15 (9) PROFADU- CONICET, Buenos Aires, Argentina.



- Caswell, H. (1978). Predator-mediated coexistence. A non-equilibrium model. *American Naturalist*, 112, 127-154.
- Cervellini, P. M., Battini, M. A., y Cussac, V. E. (1993). Ontogenetic shifts in the diet of *Galaxias maculatus* (Galaxiidae) and *Odontesthes microlepidotus* (Atherinidae). *Environmental Biology of Fishes*, 36, 283-290.
- Cielecka, D., y Zdzitowiecki K. (1981). The tapeworm *Microsomacanthus shetlandicus* sp. (Hymenolepididae) from the dominican gull of King George Island (South Shetland, Antarctic). *Bulletin de l'Academia Polonaise des Sciences*, 29, 173-180.
- Chai, J. Y., Cho, J., Chang, T., Jung, B. K., y Sohn, W. M. (2020). Taxonomy of *Echinostoma revolutum* and 37-collar-spined *Echinostoma* spp.: a historical review. *The Korean Journal of Parasitology*, 58, 343.
- Combes, C., Albaret, J. L., Arvy, L., Bartoli, P., Bayssade-Dufour, C., Deblock, S., Durette-Desset, M. C., Gabrion, C., Jourdane, J., Lambert, A., Leger, N., Maillard, C., Matricon, M., Nassi, H., Prevot, G., Richard, J., y Theron, A. (1980). *Atlas mondiale de cercaires*. Memoires du Muséum National d' Histoire Naturelle, Serie A, Tome 115, 235 pp.
- Contreras Balderas, A., Tejada Tellez, A. G., y García Salas, J. A. (2003). Las aves como plaga, controles y manejo. *Ciencia UANL*, Vol VI, nº 1. Universidad Autónoma de Nueva León.
- Cremonte, F. (1999). Estudio parasitológico de bivalvos que habitan ambientes marinos y mixohalinos en Argentina (Tesis Doctoral de la Universidad Nacional de La Plata).
- Cremonte, F. (2001). *Bartolius pierrei* n. gn. sp. (Digenea: Gymnophallidae) from the Península Valdés, Argentina. *Systematic Parasitology*, 49, 139-147.
- Cremonte, F. (2004). Life cycle and geographic distribution of the gymnophallid *Bartolius pierrei* (Digenea) on the Patagonian coast, Argentina. *Journal of Natural History*, 38, 1591-1604.
- Cremonte, F., y Martorelli, S. R. (1998). Description of a new species of *Maritrema* (Digenea: Microphallidae) from *Larus dominicanus* (Aves: Laridae) in Buenos Aires coast, Argentina. *Folia Parasitologica*, 45, 230-232.
- Cremonte, F., e Ituarte, C. (2003). Pathologies elicited by the gymnophallid metacercariae of *Bartolius pierrei* in the clam *Darina solenoides*. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 83, 311-318.
- Cremonte, F., Etchegoin, J.A. y Martorelli, S.R. (1999). Nuevos hospedadores de los digeneos *Maritrema bonaerensis* (Microphallidae) y *Stephanoprora podicippei* (Echinostomatidae) en Argentina. *Stephanoprora manei* Holcman-Spector y Olagüe, 1986 como un *nomen nudum*. *Neotrópica*, 45, 105-107.
- Cremonte, F., Vázquez, N., e Ituarte, C. (2008). The development of *Gymnophallus australis* Szidat, 1962 (Digenea: Gymnophallidae) from the Patagonian coast (Argentina) from

- metacercaria to adult, with an amended diagnosis of *Gymnophallus* Odhner, 1905. *Systematic Parasitology*, 69, 23-31.
- Cruz-Reyes, A., B. Camargo-Camargo. (2001). Glosario de términos en parasitología y ciencias afines. Instituto de biología UNAM. México.
- Cussac, V. E., Barrantes, M. E., Boy, C. C., Górski, K., Habit, E., Lattuca, M. E., y Rojo, J. H. (2020). New insights into the distribution, physiology and life histories of South American galaxiid fishes, and potential threats to this unique fauna. *Diversity*, 12, 178-186.
- Deblock, S. (1971). Contribution a` l'e'tude des Microphallidae Travassos, 1920 XXIV. Tentative de phylogé'nie et de taxonomie. *Bulletin du Muse'um National d'Histoire Naturelle*, 7, 353-468.
- Deblock, S. (1978). Invalidation of the genus *Austromicrophallus* Szidat. 1964 (Trematoda: Microphallidae). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 53, 47-52.
- Deblock, S., (2008). Family Microphallidae Ward, 1901. In *Keys to the Trematoda, Vol. 3*, Bray R.A., Gibson D.I., Jones A. (eds.). *CABI Publishing*, Wallingford, U.K., pp. 451-495.
- Diaz, J. I. (2006). Las comunidades parasitarias como expresión de distinto comportamiento trófico en aves del Mar Argentino (Tesis Doctoral de la Universidad Nacional de La Plata).
- Diaz, J. I. y Cremonte F (2004). *Himasthla escamosa* n. sp. (Digenea: Echinostomatidae) from the kelp gull, *Larus dominicanus* (Charadriiformes: Laridae), on the Patagonian coast, Argentina. *Journal of Parasitology*, 90, 308-314.
- Diaz, J. I., y Cremonte, F. (2010). Development from metacercaria to adult of a new species of *Maritrema* (Digenea: Microphallidae) parasitic in the kelp gull, *Larus dominicanus*, from the Patagonian coast, Argentina. *Journal of Parasitology*, 96, 740-745.
- Diaz, J. I., Cremonte F. y Navone G. T. (2001). New host and distribution record of *Cosmocephalus obvelatus* (Creplin, 1825) (Nematoda: Acuariidae) with morphometric comparisons. *Comparative Parasitology* 68, 277-282.
- Diaz, J. I., F. Cremonte y G. T. Navone. (2004). First record of the Acuarioid Nematode *Paracuaria adunca* from South America, with new morphological details and discussion of cordons. *Comparative Parasitology* 71, 238-242.
- Diaz, J. I., Cremonte, F., y Navone, G. T. (2011). Helminths of the kelp gull, *Larus dominicanus*, from the northern Patagonian coast. *Parasitology Research*, 109, 1555-1562.
- Diaz, J., Gilardoni, C., y Cremonte, F. (2012). Description of *Maritrema formicae* sp. nov. (Digenea, Microphallidae) parasitic in the kelp gull, *Larus dominicanus*, from the Patagonian coast, Argentina. *Acta Parasitologica*, 57, 149-153.



- Díaz, M. T., Gómez, E., Bashirullah, A. K., y Del Valle, G. (2015). *Levinseniella (Levinseniella) gavilanicola* sp. nov. (Trematoda: Microphallidae) in the common black hawk *Buteogallus anthracinus* from Venezuela, and notes on its life cycle. *Revista Científica*, 25, 260-265.
- Digiani, M. C. (1999). Estudios helmintológicos en aves limnícolas del litoral rioplatense. (Tesis Doctoral de la Universidad Nacional de La Plata).
- Dogiel, V. A. (1961). Ecology of the parasites of freshwater fishes. *Parasitology of fishes*, 8, 1-47.
- Dogiel, V. A. (1964). *General Parasitology*. Leningrad. Univ.; Oliver and Boyd, Edimburgo and London.
- Drago, F. B., y Lunaschi, L. I. (2008). Description of a new species of *Tylodelphys* (Digenea, Diplostomidae) in the wood stork, *Mycteria americana* (Aves, Ciconiidae) from Argentina. *Acta Parasitologica*, 53, 263-267.
- Drago, F. B., y Lunaschi, L. I. (2015). Update of checklist of digenean parasites of wild birds from Argentina, with comments about the extent of their inventory. *Neotropical Helminthology*, 9, 325-350.
- Dritschilo, W., Cornell, H., Nafus, D., y O'Connor, B. (1975). Insular biogeography: of mice and mites. *Science*, 190, 467-469.
- Duhem, C., Roche, P., Vidal, E., y Tatoni, T. (2008). Effects of anthropogenic food resources on yellow-legged gull colony size on Mediterranean islands. *Population Ecology*, 50, 91-100.
- Dubois, G. (1970). Synopsis des Strigeidae et des Diplostomatidae (Trematoda). *Mémoires de la Société Neuchâteloise des Sciences Naturelles*, 10, 259-727.
- Dunne, J. A., Lafferty, K. D., Dobson, A. P., Hechinger, R. F., Kuris, A. M., Martinez, N. D., ... y Zander, C. D. (2013). Parasites affect food web structure primarily through increased diversity and complexity. *PLoS biology*, 11, e1001579.
- Esch, G. W., y Fernández, J. C. (1993). Factors influencing parasite populations. En: *A Functional Biology of Parasitism* (pp. 49-90). Springer, Dordrecht.
- Etchegoin, A. J., y Martorelli, S. R. (1997). A new species of the genus *Stephanoprora* Odhner, 1902 (Digenea: Echinostomatidae) from Argentina. *Acta Parasitologica*, 42, 74-76.
- Etchegoin, J. A., Ivanov, V. A., y Timi, J. T. (2001). Resurrection of *Perissopus galeorhini* (Yamaguti, 1936), with notes on the genus *Perissopus* Steenstrup y Lütken, 1861 (Copepoda: Pandaridae) parasitic on sharks. *Systematic Parasitology*, 50, 31-39.
- Feiler, K. (1986). Trematodes of *Chionis alba* and *Larus dominicanus* in the South Shetland Islands (Antarctica). *Angewandte Parasitologie*, 27, 23-33.
- Fenton, A., y Brockhurst, M. A. (2008). The role of specialist parasites in structuring host communities. *Ecological Research*, 23, 795-804.



- Fernandes, B., Justo, M., Cardenas M. Q. y Cohen, S. (2015). South American trematodes parasites of birds and mammals. Oficina do Livro Ed. Fernandes, Cardenas, Cohen
- Fernández, V., Semenas, L., y Viozzi, G. (2012). Parasites of the “Peladilla,” *Aplochiton zebra* (Osmeriformes: Galaxiidae), from Patagonia (Argentina and Chile). *Comparative Parasitology*, 79, 231-237.
- Ferriz, R. A. (2003). Alimentación de *Galaxias platei* (Pisces Galaxiidae) en siete ambientes lénticos de la provincia de Chubut. *Revista Museo Argentino Ciencias Naturales*, 5, 79-85.
- Fischthal, J. H., y Nasir, P. (1974). Some digenetic trematodes of birds and a mammal from Venezuela. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 41, 178-183.
- Flores, V. (2005). Estructura comunitaria de trematodes larvales en *Chilina dombeiana* y *Heleobia hatcheri* (Mollusca, Gastropoda) de la región andino - patagónica. (Tesis Doctoral. Universidad Nacional del Comahue).
- Flores, V., y Baccalá, N. (1998). Multivariate analyses in the taxonomy of two species of *Tylodelphys* Diesing, 1850 (Trematoda: Diplostomidae) from *Galaxias maculatus* (Teleostei: Galaxiidae). *Systematic Parasitology*, 40, 221-227.
- Flores, V., y Semenas, L. (2002). Infection patterns of *Tylodelphys bariloensis* and *T. crubensis* (Trematoda, Diplostomatidae) metacercariae in *Galaxias maculatus* (Osmeriformes: Galaxiidae) from two Patagonian lakes and observations on their geographical distribution in the Southern Andean Patagonian Region, Argentina. *Journal of Parasitology*, 88, 1135-1139.
- Flores, V., y Semenas, L. (2016). Advances in the knowledge of *Echinoparyphium megacirrus* and *Echinostoma* sp. (Digenea: Echinostomatidae) parasites of *Diplodon chilensis* (Pelecypoda) in Patagonia (Argentina). *Revista Argentina de Parasitología*, 5, 11-20.
- Flores, V., Brugni, N. L., y Pozzi, C. M. (2012). A new microphallid (Digenea) species from *Lontra provocax* (Mammalia: Mustelidae) from freshwater environments of northwestern Patagonia (Argentina). *Journal of Parasitology*, 98, 992-994.
- Flores, V., Semenas, L., Rauque, C., Vega, R., Fernández, V., y Lattuca, M. (2016). Macroparasites of silversides (Atherinopsidae, *Odontesthes*) in Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 87, 919-927.
- Fredensborg, B. L., Mouritsen, K. N., y Poulin, R. (2004). Intensity-dependent mortality of *Paracalliope novizealandiae* (Amphipoda: Crustacea) infected by a trematode: experimental infections and field observations. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 311, 253-265.
- Fredensborg, B. L., y Poulin, R. (2006). Parasitism shaping host life-history evolution: adaptive responses in a marine gastropod to infection by trematodes. *Journal of Animal Ecology* 75, 44-53.



- Frere, E., Gandini, P. y Martínez Peck, R. (2000). Gaviota cocinera (*Larus dominicanus*) como vector potencial de patógenos en la costa Patagónica. *Hornero* 15, 93-97.
- Frere, E., Gandini, P., y Boersma, P. D. (1992). Effects of nest type on reproductive success of magallanic penguin *Spheniscus magellanicus*. *Marine Ornithology*, 20, 1-6.
- Frixione, M. G. (2010). El Cormorán Imperial (*Phalacrocorax atriceps*) en el lago Nahuel Huapi: distribución, abundancia y amenazas potenciales de aves carroñeras. *Hornero*, 25, 61-65.
- Frixione, M. G., y Alarcón, E. P. A. (2016). Composición de la dieta post-reproductiva de la Gaviota Cocinera (*Larus dominicanus*) en el lago Nahuel Huapi, Patagonia argentina. *Ornitología Neotropical*, 27, 217-221.
- Frixione, M. G., Casaux, R., Villanueva, C., y Alarcón, P. A. E. (2012). A recently established Kelp Gull colony in a freshwater environment supported by an inland refuse dump in Patagonia. *Emu*, 112, 174-178.
- Galazzo, D. E., Dayanandan, S., Marcogliese, D. J., y McLaughlin, J. D. (2002). Molecular systematics of some North American species of *Diplostomum* (Digenea) based on rDNA-sequence data and comparisons with European congeners. *Canadian Journal of Zoology*, 80, 2207-2217.
- García-Borboroglu, P. G., y Yorio, P. (2004). Habitat requirements and selection by Kelp Gulls (*Larus dominicanus*) in central and northern Patagonia, Argentina. *The Auk*, 121, 243-252.
- García-Borboroglu, P., y Yorio, P. (2004). Effects of microhabitat preferences on kelp gull *Larus dominicanus* breeding performance. *Journal of Avian Biology*, 35, 162-169.
- García-Borboroglu, P., y Yorio, P. (2004). Microhabitat selection by Kelp Gulls, *Larus dominicanus*, in Patagonia, Argentina. *Emu*, 104, 241-249.
- García-Varela, M., Sereno-Uribe, A. L., Pinacho-Pinacho, C. D., Hernández-Cruz, E., y De León, G. P. P. (2016). An integrative taxonomic study reveals a new species of *Tylodelphys* Diesing, 1950 (Digenea: Diplostomidae) in central and northern Mexico. *Journal of Helminthology*, 90, 668-679.
- Gardner, S. L., y Thew, P. T. (2006). Redescription of *Cryptocotyle thapari* McIntosh, 1953 (Trematoda: Heterophyidae), in the river otter *Lutra longicaudis* from Bolivia. *Comparative Parasitology*, 73, 20-23.
- Giaccardi, M., Yorio, P., y Lizurume, M. E. (1997). Patrones estacionales de abundancia de la gaviota cocinera (*Larus dominicanus*) en un basural patagónico y sus relaciones con el manejo de residuos urbanos y pesqueros. *Ornitología Neotropical*, 8, 77-84.
- Godfray, H. C. J. (2002). Challenges for taxonomy. *Nature*, 417, 17-19.
- Gollan, J. S. (1951). "Aves del Nahuel Huapi". Administración de Parques Nacionales, Buenos Aires.



- Gómez-Tejedor, H., y De Lope, F. (1995). Cleptoparasitismo en la Gaviota Sombría (*Larus fuscus*): selección de víctimas y diferencias entre clases de edad. *Ardeola*, 42, 77-81.
- Gómez, A., y Nichols, E. (2013). Neglected wild life: parasitic biodiversity as a conservation target. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 2, 222-227.
- Goncharov, S. L., Soroka, N. M., Pryima, O. B., Dubovyi A. I. (2017). Distribution of trematodes *Cryptocotyle* (Trematoda, Heterophyidae) in fish of the family Gobiidae in estuary waters and the Black Sea in Southern Ukraine. *Vestnik Zoologii*, 51, 393-400.
- González-Acuña, D., Cerda, F., López, J., Ortega, R., Mathieu, C., y Kinsella, M. (2009). Checklist of the helminths of the kelp gull, *Larus dominicanus* (Aves: Laridae), with new records from Chile. *Zootaxa*, 2297, 27-43.
- Gutiérrez, J. S., Rakhimberdiev, E., Piersma, T., y Thieltges, D. W. (2017). Migration and parasitism: habitat use, not migration distance, influences helminth species richness in Charadriiform birds. *Journal of Biogeography*, 44, 1137-1147.
- Gutiérrez Gregoric, D. E. (2019). *Chilinidae*. En: "An Atlas of the Global Distribution of the Freshwater Mollusks of the World" (Eds. C. Lydeard & K. Cummings). Johns Hopkins University Press. Pp: 50-54.
- Hall, T. A. (1999). BioEdit: A user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series*, 41, 95-98.
- Hanski, I. (1982). Dynamics of regional distribution. Core and satellite species hypothesis. *Oikos*, 38, 21.
- Harrison, P. (1983). *Seabirds: an identification guide*. Croom Helm, London.
- Heard, R. W. (1968). The current status of the genus *Levinseniella* with the description of *Levinseniella byrdi* n. sp. (Trematoda: Microphallidae). *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 35, 62-67.
- Hechinger, R. F., y Lafferty, K. D. (2005). Host diversity begets parasite diversity: bird final hosts and trematodes in snail intermediate hosts. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 272, 1059-1066.
- Hechinger, R. F., Lafferty, K. D., Huspeni, T. C., Brooks, A. J., y Kuris, A. M. (2007). Can parasites be indicators of free-living diversity? Relationships between species richness and the abundance of larval trematodes and of local benthos and fishes. *Oecologia*, 151, 82-92.
- Hinojosa-Sáez, A., y González-Acuña, D. (2005). Estado actual del conocimiento de helmintos en aves silvestres de Chile. *Gayana*, 69, 241-253.
- Hoberg, E. P. (1984). Trematode Parasites of Marine Birds in Antarctica: The Distribution of *Gymnophallus deliciosus* (Olsson 1893). *Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology*, 926.



- Hoberg, E. P. (1996). Faunal diversity among avian parasite assemblages: the interactions of history, ecology and biogeography in marine systems. *Bulletin of the Scandinavian Society of Parasitology*, 6, 65-89.
- Holcman-Spector, B., y Olagüe, G. (1989). Digenetic trematodes of the genus *Stephanoprora* Odhner, 1902 of birds of Uruguay with the description of two new species. *Acta Parasitologica Polonica*, 34, 311-317.
- Holmes, J. C. (1987). The structure of helminth communities. *International Journal for Parasitology*, 17, 203-208.
- Howell, S. N. y Dunn, J. (2007). *A reference guide to gulls of the Americas*. Houghton Mifflin Harcourt.
- Hudson, P. J., Dobson, A. P., y Lafferty, K. D. (2006). Is a health y ecosystem one that is rich in parasites? *Trends in Ecology and Evolution*, 21, 381-385.
- Huspeni, T. C., y Lafferty, K. D. (2004). Using larval trematodes that parasitize snails to evaluate a salt marsh restoration project. *Ecological Applications*, 14, 795-804.
- Huspeni, T. C., Hechinger, R. F., y Lafferty, K. D. (2005). Trematode parasites as estuarine indicators: opportunities, applications and comparisons with conventional community approaches. pp. 297-314 en Bortones S (Ed.) *Estuarine indicators*. Boca Raton, CRC Press.
- Issaitschikoff, I. M., y Weinberg, M. (1926). Sur le development du trematode *Cryptocotyle concavum* (Creplin). *Comptes Rendue du Societie Biologique*, 94, 305-308.
- Jarecka, L. y Ostas, J. (1984) *Hymenolepis arctowskii* sp. n. (Cestoda, Hymenolepididae) from *Larus dominicanus* Licht. of the Antarctic. *Acta Parasitológica Polonica*, 29, 189-196.
- Jiguet, F., Capainolo, P. y Tennyson, A. (2012). Taxonomía de la gaviota cocinera *Larus dominicanus* Lichtenstein revisada con análisis separados por sexo de biometría y patrones de punta de ala. *Estudios Zoológicos*, 51, 881-892.
- Jones, A., Bray, R. A., y Gibson, D. I. (Eds.). (2005). *Keys to the Trematoda* (Vol. 2). Wallingford: CABI.
- Jones, N. V., y Williams, I. C. (1968). The Trematode Parasites of the Sheathbill, *Chionis alba* (Gmelin), from Signy Island, South Orkney Islands. *Journal of Helminthology*, 42, 65-80.
- Kamiya, H. y Ohbayashi, M. (1975). Some helminths of the red fox, *Vulpes vulpes schlencki* Kishida, in Hokkaido, Japan, with a description of a new trematode, *Massaliatrema yamashitai* n. sp. *Japanese Journal of Veterinary Research*, 23, 60-68.
- Kasinsky, T. (2019). Estrategias alimentarias de la Gaviota Cocinera y su relación con fuentes de subsidio antrópicos. (Tesis Doctoral de la Universidad Nacional del Comahue).
- Khalil, 2002 L. F. Family Schistosmatidae Stiles and Hassall 1898. En: *Keys to Trematoda* Vol.1 419-432.



- Kilpi, M. y Saurola, P. (1983). Pre-migration movements of coastal Finnish herring gulls (*Larus argentatus*) in autumn. *Annales Zoologici Fennici*, 20, 245-254.
- Kinzelman, J., McLellan, S. L., Amick, A., Preedit, J., Scopel, C. O., Olapade, O. y Sedmak, G. (2008). Identification of human enteric pathogens in gull feces at Southwestern Lake Michigan bathing beaches. *Canadian Journal of Microbiology*, 54, 1006-1015.
- Koch, E., Martin, S., y Ciocco, N. (2015). A molecular contribution to the controversial taxonomical status of some freshwater snails (Caenogastropoda: Rissooidea, Cochliopidae) from the Central Andes desert to Patagonia. *Iheringia, Série Zoologia*, 105, 69-75
- Kohn, A., y Fernandes, B.M.M. (1976). Redescricao do tipo de *Echinopharyphium singularis* (Lutz, 1924) comb. n. para *Stephanoprora singularis* (Lutz 1924) (Trematoda, Echinostomatidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 74, 5-8.
- Kostadinova, A. (2005). Family Echinostomatidae Looss, 1899. En: A. Jones, A. R. A. Bray, & D. I. Gibson (Eds.), *Keys to the Trematoda*, Vol. 2 (pp. 9-64). London: CABI Publishing and The Natural History Museum.
- Kreiter, A., y Semenas, L. (1997). Helminth parasites of *Larus dominicanus* in Argentinian Patagonia. *Boletin Chileno de Parasitologia*, 52, 39-42.
- Kreiter, A., Semenas, L. y Viozzi, G. (1995). Dinámica de la infestación de *Diphyllbothrium dendriticum* en *Galaxias maculatus* del lago Gutiérrez. *XII Congreso Latinoamericano de Parasitología*, del 21 al 27 de octubre. Santiago, Chile.
- Kumar, S., Stecher, G. y Tamura, K. (2016). MEGA7: Molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. *Molecular Biology and Evolution*, 33, 1870-1874.
- Kuris, A. M., Hechinger, R. F., Shaw, J. C., Whitney, K. L., Aguirre-Macedo, L., Boch, C. A., y Lafferty, K. D. (2008). Ecosystem energetic implications of parasite and free-living biomass in three estuaries. *Nature*, 454, 515-518.
- La Sala, L., Martorelli, S., Alda, P., y Marcotegui, P. (2009). Some Digeneans from Olrog's Gull *Larus atlanticus* Olrog, 1958 (Aves: Laridae) from the Bahía Blanca Estuary, Argentina. *Comparative Parasitology*, 76, 113-116.
- Labriola, J. (1999). Estudio sistemático y ecológico de los parásitos helmintos de *Larus dominicanus*, *L. maculipennis* y *L. cirrocephalus* de Mar del Plata. (Tesis Doctoral Facultad de Ciencias Exactas y Naturales de la Universidad de Buenos Aires)
- Labriola, J., y Suriano, D. (2001). Community structure of parasitic helminths of birds of the genus *Larus* from Mar del Plata, Argentina. *Vie et Milieu/Life y Environment*, 51, 67-76.
- Lafferty, K. D. (1997). Environmental parasitology: what can parasites tell us about human impacts on the environment? *Parasitology Today*, 13, 251-255.



- Lagrange, C. y Poulin, R. (2016). The scaling of parasite biomass with host biomass in lake ecosystems: are parasites limited by host resources? *Ecography*, 39, 507-514.
- Latham, D. y Poulin, R. (2002). New records of gastrointestinal helminths from the southern black-backed gull (*Larus dominicanus*) in New Zealand. *New Zealand Journal of Zoology*, 29, 253-257.
- Lee, H. W., Hong, E. J., Kim, H. C., Ryu, S. Y., y Park, B. K. (2021). *Cryptocotyle lata* (Trematoda: Heterophyidae) Adult from a Korean Raccoon Dog, *Nyctereutes procyonoides koreensis*. *The Korean Journal of Parasitology*, 59, 645-649.
- Leotta, G. A., Vigo, G. B., Chinen, I., Prieto, M., Callejo, R., y Rivas, M. (2006). Identificación, biotipificación y caracterización de cepas de *Pasteurella multocida* aisladas en la Argentina. *Revista Argentina de Microbiología*, 38, 125-129.
- Lie, K. J., y Basch, P. F. (1966). The life history of *Echinostoma barbosai* sp. n. *Journal of Parasitology*, 52, 1052-1057.
- Lisnizer, N., Garcia-Borboroglu, P., y Yorio, P. (2011). Spatial and temporal variation in population trends of Kelp Gulls in northern Patagonia, Argentina. *Emu*, 111, 259-267.
- Liu, J., Daily, G. C., Ehrlich, P. R., y Luck, G. W. (2003). Effects of household dynamics on resource consumption and biodiversity. *Nature*, 421, 530-533.
- Lockyer, A. E., Jones, C. S., Noble, L. R., y Rollinson, D. (2004). Trematodes and snails: an intimate association. *Canadian Journal of Zoology*, 82, 251-269.
- Loker, E., y Hofkin, B. (2015). Parasitology: a conceptual approach. Garland Science.
- Loos, F. (1967). Experimentelle Untersuchungen über Bau, Entwicklung und Systematik der Himasthlinae (Trematoda, Echinostomatidae) des Nordseeraumes. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 28, 299-351.
- Lorenti, E., Brant, S., Gilardoni, C., Diaz, J., y Cremonte, F. (2022). Two new genera and species of avian schistosomes from Argentina with proposed recommendations and discussion of the polyphyletic genus *Gigantobilharzia* (Trematoda, Schistosomatidae). *Parasitology*, 149, 675-694.
- Ludynia, K., Garthe, S., Luna-Jorquera, G. (2005). Seasonal and regional variation in the diet of the Kelp Gull in northern Chile. *Waterbirds*, 28, 359-365.
- Lunaschi, L. I., y Drago, F. B. (2004). Descripción de una especie nueva de *Tylodelphys* (Digenea: Diplostomidae) parásita de *Podiceps major* (Aves: Podicipedidae) de Argentina. *Anales del Instituto de Biología Serie Zoología*, 75, 245-252.
- Lunaschi, L. I., Cremonte, F. y Drago, F.B. (2007) Checklist of digenean parasites of birds from Argentina. *Zootaxa*, 1403, 1-36.
- Magurran, A. E. (1988). Ecological Diversity and Its Measurement. *Princeton University Press*, Princeton.

- Marcogliese, D. J. (2005). Parasites of the super organism: are they indicators of ecosystem health? *International Journal for Parasitology*, 35, 705-716.
- Marcogliese, D. J., y Cone, D. K. (1997). Food webs: a plea for parasites. *Trends in Ecology and Evolution*, 12, 320-325.
- Martin, P. (1999). Estudios ecológicos sobre los gasterópodos del arroyo Napostá Grande. (Tesis Doctoral, Universidad Nacional del Sur).
- Martin, P. (2002). Evidence for parthenogenesis and natural imposex in the Patagonian freshwater snail *Heleobia hatcheri* (Prosobranchia: Hydrobiidae). *Journal of Molluscan Studies*, 68, 291-295.
- Martinez, M. M., y Bachmann, S. (1997). Kleptoparasitism of the American Oystercatcher *Haematopus palliatus* by Gulls *Larus* spp. in Mar Chiquita Lagoon, Buenos Aires, Argentina. *Marine Ornithology*, 25, 68-69.
- Martorelli, S. R. (1987). Estudio parasitológico en biotopos lénticos de la República Argentina. IV. El ciclo biológico de *Echinostoma Parcespinosum* Lutz, 1924 (Digenea) Parásito de *Rallus maculatus* y *Rallus sanguinolentus* (Aves: Rallidae). *Revista del Museo de La Plata*, 14, 47-63.
- Martorelli, S. R. (1988). El ciclo de vida de *Levinseniella cruzi* Travassos, 1920 (Digenea, Microphallidae) parásito de los ciegos cólicos de *Rollandia rolland chilensis* (Aves, Podicipedidae) e *Himantopus melanurus* (Aves, Recurvirostridae). *Iheringia Serie Zoologica*, 68, 49-62.
- Martorelli, S.R., e Ivanov, V. (1996). Host-induced and geographical variation in *Levinseniella cruzi* Travassos, 1920 (Digenea: Microphallidae). *Journal of the Helminthological Society of Washington*, 63, 130-135.
- Mc Donald, M. E. (1981). *Key to trematodes reported in waterfowl* (Vol. 142). US Department of the Interior, Fish and Wildlife Service.
- Merlo, M. J., y Etchegoin, J. A. (2011). Testing temporal stability of the larval digenean community in *Heleobia conexa* (Mollusca: Cochliopidae) and its possible use as an indicator of environmental fluctuations. *Parasitology*, 138, 249-256.
- Milano, D., Ruzzante, D., Cussac, V., Macchi P., Ferriz, R., Barriga, J.P., Aigo, J., Lattuca, M. E., y Walde, J. (2006). Latitudinal and ecological correlates of morphological variation in *Galaxias platei* (Pisces, Galaxiidae) in Patagonia. *Biological Journal of the Linnean Society*, 87, 69-82.
- Morales, G. y, Pino L. A. (1987). *Parasitología Cuantitativa*. Fundación Fondo Editorial Acta Científica Venezolana, Caracas, Venezuela.
- Moreno, C. E. (2001). *Métodos para medir la biodiversidad*. M y T-Manuales y Tesis SEA, vol.1. Zaragoza.



- Moszczyńska, A., Locke A. S., Mclaughlin J. D., Marcogliese, D. y Crease, T. J. (2009). Development of primers for the mitochondrial cytochrome c oxidase I gene in digenetic trematodes (Platyhelminthes) illustrates the challenge of barcoding parasitic helminths. *Molecular Ecology Resources*, 9, 75-82.
- Niewiadomska, K. (2002). Family Diplostomidae. In D. Gibson, A. Jones, y R. A. Bray (Eds.), *Keys to the Trematoda* (Vol. 1) CABI (pp. 167–196). London.
- Niewiadomska, K., Zdzitowiecki, K., y Ostrowski de Núñez, M. (1989). Redescription of *Diplostomum minutum* Szidat, 1964 (Digenea, Diplostomidae). *Acta Parasitologica Polonica*, 34, 267-271.
- Nugent, B., Gagne, K., y Dillingham, M. J. (2008). Managing gulls to reduce fecal coliform bacteria in a municipal drinking water. *Vertebrate Pest Conference*. Universidad de California, Davis, 26-30.
- Odening, K. (1982). *Paramonostomum antarcticum* (Trematoda, Notocotylidae) en *Larus dominicanus* de las Shetland del Sur (Antártida). *Angewandte Parasitologie*, 23, 137-143.
- Ohyama, F., Okino, T., y Ushirogawa, H. (2001). *Massaliatrema misgurni* n. sp. (Trematoda: Heterophyidae) whose metacercariae encyst in loaches (*Misgurnus anguillicaudatus*). *Parasitology International*, 50, 267-271.
- Oro, D. (1996). Effects of trawler discard availability on egg laying and breeding success in the lesser black-backed gull *Larus fuscus* in the western Mediterranean. *Marine Ecology Progress Series*, 132, 43-46.
- Ortubay, S., Semenas, L., Úbeda, C., Quaggiotto, A. y Viozzi, G. (1994). *Catálogo de peces duleacuícolas de la Patagonia argentina y sus parasitos metazoos*. Dirección de Pesca. U.N. Comahue, Río Negro.
- Ostrowski de Núñez, M. (1978). Der Entwicklungszyklus von *Acanthostomum brauni* Mañe Garzon und Gil 1961 (Trematoda, Acanthostomatidae). *Zoologischer Anzeiger*, 218, 273-286.
- Ostrowski de Núñez, M. (1992). Life history studies of heterophyid trematodes in the Neotropical region: *Ascocotyle (Leighia) hadra* sp. n. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 87, 539-543.
- Ostrowski de Núñez, M. O., y Quaggiotto, E. A. (1995). Trematodes larvales (Digenea) de las familias Diplostomidae, Strigeidae y Echinostomatidae en la Región Patagónica Argentina. *Boletín Chileno de Parasitología*, 50, 28-33.
- Ostrowski de Núñez, M. y Quintana, M. G. (2008). The life cycle of *Stephanoprora aylacostoma* n. sp. (Digenea: Echinostomatidae), parasite of the threatened snail *Aylacostoma chloroticum* (Prosobranchia, Thiaridae) in Argentina. *Parasitology Research*, 102, 647-655.



- Ostrowski de Núñez, M., Flores, V., Viozzi, G. y Kreiter, A. (2004) *Stephanoprora uruguayense* Holcman-Spector et Olagüe, 1989 (Digenea, Echinostomatidae) from Argentina, and comments on species of *Stephanoprora* from birds of the Neotropical Region. *Acta Parasitologica*, 49, 292-299.
- Overstreet, R. M., y Perry, H. M. (1972). A new microphallid trematode from the blue crab in the northern Gulf of Mexico. *Transactions of the American Microscopical Society*, 91, 436-440.
- Pearson, J. (2008). Family Heterophyidae Leiper 1909. en: Bray R.A., Gibson D.I., Jones A. (eds) *Keys to the Trematoda*, vol 3. CABI, Wallingford, pp 113-141.
- Pence, D. B., y Eason, S. (1980). Comparison of the helminth faunas of two sympatric top carnivores from the Rolling Plains of Texas. *The Journal of Parasitology*, 66, 115-120.
- Pereda, A. J., Uhart, M., Perez, A., Zaccagnini, M. E., La Sala, L., Decarre, J., Goijman, A., Solari, L., Suarez, R., Craig, M. I., Vagnozzi, A., Rimondi, A., König, G., Terrera, M. V., Kaloghlian, A., Song, H., Sorrell, E. M., y Perez, D. R. (2008). Avian influenza virus isolated in wild waterfowl in Argentina: evidence of a potentially unique phylogenetic lineage in South America. *Virology*, 378, 363-370.
- Petracci, P., Sala, L., Aguerre, G., Perez, C., Acosta, N., Sotelo, M. y Pamparana, C. (2004). Dieta de la Gaviota Cocinera (*Larus dominicanus*) durante el período reproductivo en el estuario de Bahía Blanca, Buenos Aires, Argentina. *Hornero*, 19, 23-28.
- Pierotti, R. (1982). Habitat selection and its effect on reproductive output in the Herring Gull in Newfoundland. *Ecology*, 63, 854-868.
- Pierotti, R., y Annett, C. (1991). Diet choice in the Herring Gull: constraints imposed by reproductive and ecological factors. *Ecology*, 72, 319-328.
- Portes Santos, C. y Borges, J. N. (2020). Current knowledge of small flukes (Digenea: Heterophyidae) from South America. *The Korean Journal of Parasitology*, 58, 373-386.
- Poulin, R., Closs, G. P., Lill, A. W., Hicks, A. S., Herrmann, K. y Kelly, D. (2012). Migration as an escape from parasitism in New Zealand galaxiid fishes. *Oecologia*, 169, 955-963.
- Prepelitchi P., y Ostrowski de Núñez, M. (2007). Echinostomatid larval stages in *Lymnaea viatrix* (Gastropoda: Pulmonata) from southwest Patagonia, Argentina. *The Journal of Parasitology*, 93, 323-327.
- Presswell, B., y Bennett, J. (2022). Gastrointestinal helminth parasites of the threatened Australasian crested grebe (*Podiceps cristatus australis*, Gould 1844) in New Zealand, with descriptions of *Baruscapillaria kamanae* n. sp. (Nematoda: Trichuridae) and *Cryptocotyle micromorpha* n. sp. (Trematoda: Opisthorchiidae). *Systematic Parasitology*, 99, 217-239.



- Preston, D. L., Layden, T. J., Segui, L. M., Falke, L. P., Brant, S. V., y Novak, M. (2021). Trematode parasites exceed aquatic insect biomass in Oregon stream food webs. *Journal of Animal Ecology*, 90, 766-775.
- Price, P. W. (1931). *The trematode parasites of marine mammals*. American University.
- Price, P. W. (1980). *Evolutionary biology of parasites*, Princeton Univ. Press, Princeton, New Jersey.
- Price, P. W., y Clancy, K. M. (1983). Patterns in number of helminth parasite species in freshwater fishes. *The Journal of Parasitology*, 69, 449-454.
- Quaggiotto, A., y Valverde F. (1992). Nuevas metacercarias del género *Tylodelphys* (Trematoda, Diplostomidae) en poblaciones lacustres de *Galaxias maculatus* (Teleostei, Galaxiidae). *Boletín Chileno de Parasitología*, 47, 19-24.
- Quaggiotto, E. A., y Valverde, F. (1995). Estadios larvales de trematodes digeneos en *Chilina* sp. (Mollusca, Pulmonata) de algunos cuerpos de agua de Patagonia, Argentina. *Boletín Chileno de Parasitología*, 50, 33-36.
- Quintana, F. y Yorio, P. (1998). Kelp gull *Larus dominicanus* predation on an imperial cormorant *Phalacrocorax atriceps* colony in Patagonia. *Marine Ornithology*, 26, 84-85.
- Quintana, F. y Yorio, P. (1999). Kleptoparasitism by kelp gull on royal and canne terns at Punta Leon, Argentina. *Field Ornithology*, 70, 337-342.
- Rankin, J. S. (1939). Studies on the trematode family Microphallidae Travassos, 1921. I. The genus *Levinseniella* Stiles and Hassall, 1901, and description of a new genus, *Cornucopula*. *Transactions of the American Microscopical Society*, 58, 431-447.
- Ransom, B. H. (1920). Synopsis of the trematode family Heterophyidae with descriptions of a new genus and five new species (Vol. 57). US Government Printing Office.
- Rauque, C. A., Flores, V., y Brugni, N. L. (2013). *Maritrema patagonica* n. sp. (Digenea: Microphallidae) cultured from metacercariae from freshwater anomuran, *Aegla* spp. (Decapoda: Aegliidae), in Patagonia. *Comparative Parasitology*, 80, 196-202.
- Rauque, C., Viozzi, G., Flores, V., Vega, R., Waicheim, A., y Salgado-Maldonado, G. (2018). Helminth parasites of alien freshwater fishes in Patagonia (Argentina). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 7, 369-379.
- Real, R., y Vargas, J. M. (1996). The probabilistic basis of Jaccard's index of similarity. *Systematic Biology*, 45, 380-385.
- Rechencq, M., Sosnovsky, A., Macchi, P. J., Alvear, P. A. y Vigliano, P. H. (2011). Extensive diel fish migrations in a deep ultraoligotrophic lake of Patagonia Argentina. *Hydrobiologia*, 658, 147-161.
- Riquelme, C., George-Nascimento, M., y Balboa, L. (2006). Morfometría y fecundidad de *Profilicollis bullocki* Mateo, Córdova & Guzmán 1982 (Acanthocephala:



- Polymorphidae) en especies simpátricas de aves costeras de Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 79, 465-474.
- Roca, V., Martin, J. E., y Carbonell, E. (1999). Helminths parasitising endemic geckoes from Canary Islands. *Miscellanea Zoologica*, 101-108.
- Rodewald, A. D., Kearns, L., y Shustack, D. (2011). Anthropogenic resource subsidies decouple predator-prey relationships. *Ecological Application*, 21, 936-943.
- Rumi, A., Gutiérrez Gregoric, D. E., Núñez, V., y Darrigran, G. A. (2008). Malacología Latinoamericana: Moluscos de agua dulce de Argentina. *Revista de Biología Tropical*, 56, 77-111.
- Saldanha, I., Leung, T. L. F., y Poulin, R. (2009). Causes of intraspecific variation in body size among trematode metacercariae. *Journal of Helminthology*, 83, 289-293.
- Schell, S. (1985). *Handbook of Trematodes of North America North of México*. University Press of Idaho.
- Schmidt, G. D., y Roberts, L. S. (2000). *Foundations of Parasitology*. Mc Graw-Hill, New York.
- Semenas, L. (1998). Primer registro de diplostomiasis ocular en trucha arco iris cultivada en Patagonia (Argentina). *Archivos de Medicina Veterinaria*, 30, 165-170.
- Semenas, L., Brugni, N., y Ostrowski de Núñez, M. (1999). Metacercariae of Echinostomatidae in *Diplodon chilensis* (Unionacea, Pelecypoda) and description of *Echinoparyphium megacirrus* sp. n. in Patagonia (Argentina). *Acta Parasitologica*, 44, 63-67.
- Shealer, D. A. (2002). Foraging behavior and food of seabirds. *Biology of Marine Birds*, 14, 137-177.
- Sheehan, K., Tonkyn, D., Yarrow, G., y Johnson, R. (2016). Parasite assemblages of double-crested cormorants as indicators of host populations and migration behavior. *Ecological Indicators*, 67, 497-503.
- Simeone, A., Luna-Jorquera, G., Bernal, M., Garthe, S., Sepúlveda, F., Villablanca, R., y Ponce, T. (2003). Breeding distribution and abundance of seabirds on islands off north-central Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76, 323-333.
- Sironi, M., Rowntree, V., Snowdon, C. T., Valenzuela, L., y Marón, C. (2009). Kelp gulls (*Larus dominicanus*) feeding on southern right whales (*Eubalaena australis*) at Península Valdés, Argentina: updated estimates and conservation implications. *Journal of Cetacean Research and Management*, SC/61/BRG1.
- Sokolov, S., Frolov, E., Novokreshchennykh, S. y Atopkin, D. (2021). An opisthorchiid concept of the genus *Liliatrema* (Trematoda: Plagiorchiida: Opisthorchioidea): an unexpected systematic position. *Zoological Journal of the Linnaean Society*, 192, 24-42.
- Spaans, A. L. (1971). On the feeding ecology of the herring gull *Larus argentatus* Pont. in the northern part of the Netherlands. *Ardea*, 59, 73-188.



- Spencer, R., Russell, Y. I., Dickins, B. J., y Dickins, T. E. (2016). Kleptoparasitism in gulls Laridae at an urban and a coastal foraging environment: an assessment of ecological predictors. *Bird Study*, 64, 12-19.
- Stunkard, H. W. (1929). The excretory system of *Cryptocotyle* (Heterophyidae). *The Journal of Parasitology*, 15, 259-266.
- Sutton, C. A. y Lunaschi, L. (1980). Contribución al conocimiento de la fauna parasitológica argentina. VIII. Nuevo digeneo en *Cloephaga picta melanoptera* Gmelin. *Neotrópica*, 26, 13-17.
- Sutton, C. A., y Lunaschi, L. (1994). Estudio sobre digeneos parásitos de roedores Cricetidae y Muridae de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropica*, 40, 61-72.
- Sutton, C. A., Lunaschi, L., y Topa, P. E. (1982). Fauna helmintológica de las aves del lago Pellegrini. I. En *Podiceps major* (Boddaert), *Rollandia rolland* (Quoy & Gaymard) y *Bubulcus ibis* (Linne). *Limnobiós*, 2, 336-341.
- Szidat, L. (1964). Vergleichende Helminthologische Untersuchungen an den Argentinischen Grossmöwen *Larus marinus dominicanus* Lichtenstein und *Larus ribidundusmaculipennis* Lichtenstein nebst neuen Beobachtungen über die Artbildung Bei Parasiten. *Zeitschrift für Parasitenkunde*, 24, 351-414.
- Szidat, L. (1969). Structure, development and behavior of new strigeatoid metacercariae from subtropical fishes of South America. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 26, 753-786.
- Tatonova, Y. V., y Besprozvannykh, V. V. (2019). Description of a new species, *Cryptocotyle lata* sp. nov., and discussion of the phylogenetic relationships in Opisthorchioidea. *Parasitology International*, 72, 101939.
- Timi, J. T., y Poulin, R. (2020). Why ignoring parasites in fish ecology is a mistake. *International Journal of Parasitology*, 50, 755-761.
- Tkach, V. V., Kudlai, O., y Kostadinova, A. (2016). Molecular phylogeny and systematics of the Echinostomatoidea Looss, 1899 (Platyhelminthes: Digenea). *International Journal for Parasitology*, 46, 171-185.
- Torres, P., Figueroa, L., y Franjola, R. (1981). Investigaciones sobre Pseudophyllidea (Carus, 1813) en el sur de Chile. VIII. Desarrollo experimental de *Diphyllobothrium dendriticum* Nitzsch en *Larus maculipennis* Lichtenstein. *Boletín Chileno de Parasitología*, 26, 74-75.
- Torres, P., Ruíz, E., Gesche, W., y Montefusco, A. (1991). Gastrointestinal helminths of fish-eating birds from Chiloe Island, Chile. *Journal of Wildlife Diseases*, 27, 178-179.
- Torres, P., Oporto, J. A., Brieva, L. M., y Escare, L. (1992). Gastrointestinal helminths of the cetaceans *Phocoena spinipinnis* (Burmeister, 1865) and *Cephalorhynchus eutropia*



- (Gray, 1846) from the southern coast of Chile. *Journal of Wildlife Diseases*, 28, 313-315.
- Torres, P., Schlatter, R., Montefusco, A., Gesche, W., Ruiz, E., y Contreras, A. (1993). Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 88, 341-343.
- Travassos, L. (1920). Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica brasileira. *Archivos da Escola Superior de Agricultura e Medicina Veterinaria*, 4, 17-20.
- Travassos, L., Teixeira de Freitas, J. F. y Kohn, A. (1969). Trematódeos de Brasil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 67, 1-886.
- Travassos, L., Teixeira de Freitas, J., Machado de Mendoca, J. y Oliveira Rodrigues, H. (1960). Excursão a Cabo Frio, Estado do Rio de Janeiro. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 4, 70-71.
- Travassos, L., Teixeira de Freitas, J., Machado de Mendoca, J. y Oliveira Rodrigues, H. (1962). Segunda excursão a Cabo Frio, Estado do Rio de Janeiro. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 6, 37-38.
- Valdovinos, C., Kiessling, A., Mardones, M., Moya, C., Oyanedel, A., Salvo, J., Olmos, V. y Parra, O. (2010). Distribución de macroinvertebrados (Plecoptera y Aegliidae) en ecosistemas fluviales de la Patagonia chilena: ¿Muestran señales biológicas de la evolución geomorfológica postglacial? *Revista Chilena de Historia Natural*, 83, 267-287.
- Vidal-Martinez, V. M., Pech, D., Sures, B., Purucker, S. T., y Poulin, R. (2010). Can parasites really reveal environmental impact? *Trends in Parasitology*, 26, 44-51.
- Vigliano, P y Pedrozo, F. (1995). Lago Gutiérrez. en *Catálogo de Lagos y Embalses de la Argentina*. Calcagno, M.; Fioritti, A.; Pedrozo, F.; Vigliano, P.; Rey, C.; López, H.; Razquin, M.; Quirós, M.; Cielak, D.; Schwartzman, P. y Pikeris, M. (Eds.). Ministerio de Economía y Obras y Servicios Públicos, Secretaría de Obras Públicas. Subsecretaría de Recursos Hídricos. Argentina. Sin numeración.
- Viozzi, G., Flores, V., y Rauque, C. (2005). An ectosymbiotic flatworm, *Temnocephala chilensis*, as second intermediate host for *Echinoparyphium megacirrus* (Digenea: Echinostomatidae) in Patagonia (Argentina). *Journal of Parasitology*, 91, 229-231.
- Viozzi, G., Semenas, L., Brugni, N., y Flores, V. (2009). Metazoan parasites of *Galaxias maculatus* (Osmeriformes: Galaxiidae) from argentinean Patagonia. *Comparative Parasitology*, 76, 229-239.
- Werding, B. (1973). *Maritrema magdalenae* n. sp., ein Trematode von der Isla de Salamanca, Nordkolumbien. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 7, 57-61.
- Whittington, I., y Kearn, G. (2009). Two new species of entobdelline skin parasites (Monogenea, Capsalidae) from the blotched fantail ray, *Taeniura meyeni*, in the Pacific



- Ocean, with comments on spermatophores and the male copulatory apparatus. *Acta Parasitologica*, 54, 12-21.
- Windsor, D. A. (1997). Equal rights for parasites. *Perspectives in biology and medicine*, 40, 222-229.
- Wootton, D. M. (1957). The life history of *Cryptocotyle concavum* (Creplin, 1825) Fischroeder, 1903 (Trematoda: Heterophyidae). *Journal of Parasitology*, 43, 271-279.
- Wright, C. A. (1954). Trematodes of the genus *Renicola* from the kidneys of birds in Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, 14, 61-64.
- Yamaguti, S. (1959). Systema Helminthum. Vol. H. The Cestodes of Vertebrates. *Systema Helminthum*. Vol. H. The Cestodes of Vertebrates.
- Yamaguti, S. (1971). *Sinopsis de trematodos digenéticos de vertebrados. Vols. I y II. Sinopsis de trematodos digenéticos de vertebrados. Vols. I y II.*
- Yamaguti, S. (1975). *Synoptical review of life histories of digenetic trematodes of vertebrates with special reference to the morphology of their larval forms.* Keigaku Publishing.
- Yorio, P., y Harris, G. (1992). Actualización de la distribución reproductiva, estado poblacional y de conservación de la Gaviota de Olrog (*Larus atlanticus*). *Hornero*, 13, 200-202.
- Yorio, P., y Boersma, P. D. (1994). Causes of nest desertion during incubation in the Magellanic Penguin (*Spheniscus magellanicus*). *The Condor*, 96, 1076-1083.
- Yorio, P., y Quintana, F. (1996). Efectos del disturbio humano sobre una colonia mixta de aves marinas en Patagonia. *Hornero*, 14, 60-66.
- Yorio, P. M., y Bertellotti, N. M. (2002). Espectro trófico de la Gaviota Cocinera (*Larus dominicanus*) en tres áreas protegidas de Chubut, Argentina. *Hornero*, 17, 91-95.
- Yorio, P. M., y Giaccardi, M. (2002). Urban and fishery waste tips as food sources for birds in northern coastal Patagonia, Argentina. *Ornitología Neotropical*, 13, 283-292.
- Yorio, P., Bertellotti, M. y García Borboroglu, P. (2005). Estado poblacional y de conservación de gaviotas que se reproducen en el litoral marítimo argentino. *El Hornero*, 20, 53-74.
- Yorio, P., Frere, E., Gandini, P. y Giaccardi, M. (1996). Uso de basurales urbanos por gaviotas: magnitud del problema y metodologías para su evaluación". *Informes Técnicos del Plan de Manejo Integrado de la Zona Costera Patagónica* (Puerto Madryn, Argentina) N° 22.
- Yorio, P., Bertellotti, M., Gandini, P. y Frere, E. (1998). Kelp Gulls *Larus dominicanus* breeding on the Argentine coast: population status and relationship with coastal management and conservation. *Marine Ornithology*, 26, 11-18.
- Yorio, P., Branco, J. O., Lenzi, J., Luna-Jorquera, G., y Zavalaga, C. (2016). Distribution and trends in kelp gull (*Larus dominicanus*) coastal breeding populations in South America. *Waterbirds*, 39, 114-135.



- Yoshimura, H. (1965). Physiological study of *Clonorchis sinensis*. II. Histochemical aspect of the development of the liver-fluke in experimentally infected rats. *Japanese Journal of Parasitology*, 14, 445-451.
- Yurakhno, M. V. (1987). *Ciureana delamurei* n. sp. (Trematoda, Heterophyidae) parasite de phoques. *Parazitologia*, 21, 752-754.
- Zdzitowiecki, K. (1978). "Corynosoma shackletoni sp.n. from hosts in South Shetlands and South Georgia (Antarctic)." *Bull. Acad. Pol. Sci., Sér. Sci. Biol.* 26, 629-634.
- Zdzitowiecki, K (1985). "Acanthocephalans of birds from South Shetlands (Antarctic)." *Acta Parasitologica Polonica*, 30, 11-24.
- Zdzitowiecki, K., Niewiadomska, K., y Drozd, J. (1989). Trematodes of birds and mammals in the environs of H. Arctowski Station (South Shetlands, Antarctic). *Acta Parasitologica Polonica*, 34, 247-257.

# Anexo 1



## A NEW SPECIES OF CRYPTOCOTYLE (DIGenea: Heterophyidae) Infecting Kelp Gull and a Galaxiid Fish in Patagonian Freshwater Environments: Morphological and Molecular Analyses

Laura M. Casalins<sup>1</sup>, Marina P. Arbetman<sup>2</sup>, Gustavo P. Viozzi<sup>1</sup>, and Verónica R. Flores<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Laboratorio de Parasitología, INIBIOMA (CONICET—Universidad Nacional del Comahue), Quintral 1250, (8400) San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina.

<sup>2</sup>Grupo de Ecología de la Polinización (EcoPol). INIBIOMA (Universidad Nacional del Comahue—CONICET), Pasaje Gutiérrez 1125, (8400) San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina.

Correspondence should be sent to Verónica Flores at: [veronicaroxanaflores@gmail.com](mailto:veronicaroxanaflores@gmail.com)

### KEY WORDS ABSTRACT

*Larus dominicanus* Adults of a species of *Cryptocotyle* were found infecting the intestine of the kelp gull, *Larus Galaxias platei dominicanus* Lichtenstein, 1823, and metacercariae were found in the fins and muscle of the galaxiid Patagonia fish, *Galaxias platei* Steindachner, 1898 (local name “puyen grande”), in Nahuel Huapi National Heterophyidae Park (Patagonia). Morphometrics and genetic markers of mitochondrial cytochrome oxidase (COI) and ribosomal internal transcribed spacer 1 (ITS1) confirmed that adults and metacercariae were conspecific and represent a new species, *Cryptocotyle dominicana* n. sp. The only congener known from South America (*Cryptocotyle thapari* McIntosh, 1953) matures in river otters (*Lutra* spp. and *Pteronura* spp.) in Brazil and Bolivia and differs from the new species in the arrangement of the testes, which are located in tandem in the species from otters. Adults of the new species resemble *Cryptocotyle lingua* (Creplin, 1825) Fischeoeder, 1903 from marine environments of the Northern Hemisphere, both species being characterized by having a linguiform body, oblique testes, and vitelline follicles that extend posteriorly to the level of the ventral sucker. Considering the morphological findings that differentiate the new species from other *Cryptocotyle*, as well as the molecular analysis that shows significant differences from *C. lingua*, we conclude that these specimens represent a new species, the first of the genus *Cryptocotyle* to be described from birds in South America.

According to Pearson (2008), *Tocotrema* Looss, 1899, *Dermocystis* Stafford, 1905, *Hallum* Wigdor, 1918, *Ciureana* Skrjabin, 1923, and *Massaliatrema* Dollfus & Timon-David, 1960 are junior subjective synonyms of *Cryptocotyle* Luhe, 1899 (*Heterophyidae* Leiper, 1909). This genus comprises species that mature in the intestine of primarily marine birds and mammals (Yamaguti, 1971; Pearson, 2008). Some *Cryptocotyle* species mature in gulls, i.e., *Cryptocotyle concava* (Creplin, 1825) Fischeoeder, 1903; *Cryptocotyle lingua* (Creplin, 1825) Fischeoeder, 1903; and *Cryptocotyle jejuna* (Nicoll, 1907) Ransom, 1920. *Cryptocotyle thapari* McIntosh, 1953 infects river otters of the genus *Lutra* Brisson, 1762 and *Pteronura* Gray, 1837 (*Carnivora: Mustelidae*) in Brazil and Bolivia (Gardner and Thew, 2006). An in nominate species of *Cryptocotyle* infects *Larus dominicanus* (Lichtenstein,

1823) in Antarctica as well as Argentinean and Chilean Patagonia (Zdzitowiecki et al., 1989; Torres et al., 1993; Kreiter and Semenas, 1997).

During a study of the parasitic fauna of kelp gulls (*L. dominicanus*) and fishes in the Patagonian Nahuel Huapi National Park (2013 through 2016), adults and metacercariae of a species of *Cryptocotyle* were collected from the intestine of *L. dominicanus* and the skin and musculature of puyen grande, *Galaxias platei* Steindachner, 1898 (*Osmeriformes: Galaxiidae*), respectively. In this work, we provide a morphological and genetic description of adults and metacercariae of a new species of *Cryptocotyle* from natural infections in Andean Patagonian lakes.

### MATERIALS AND METHODS

Forty specimens of *L. dominicanus* were collected from an area of lake Nahuel Huapi (4180°S, 71840°W) between October 2013 and March 2015. The specimens were examined immediately after capture. The intestine was examined under a stereomicroscope,

Version of Record, first published online with fixed content and layout, in compliance with ICZN Arts. 8.1.3.2, 8.5, and 21.8.2 as amended, 2012. ZooBank publication registration: [urn:lsid:zoobank.org:pub:1C4811BA-1407-4986-82B9-2F71F53130F4](http://urn:lsid:zoobank.org:pub:1C4811BA-1407-4986-82B9-2F71F53130F4)

and the flukes collected were fixed in hot 5% formaldehyde for morphology or ethanol 96% for molecular analyses.

Metacercariae of *Cryptocotyle* sp. were obtained from 1 naturally-infected puyen grande captured from lake Gutierrez (41812°S, 71826°W), Nahuel Huapi National Park, in June 2016. The fish was dissected, and cysts were collected from fins and the musculature beneath the skin. Metacercariae were excysted and treated as above.

Twenty adult worms and 10 excysted metacercariae were stained with hydrochloric Carmine or Gomori's trichrome, dehydrated in a graded series of alcohols, cleared with creosote, and mounted in Canada balsam. The mounted specimens were measured with an ocular micrometer and drawn with the aid of a camera lucida. All measurements are in micrometers, with the range followed by mean in parentheses.

Genomic DNA was extracted using a Qiagen DNeasy tissue kit (Qiagen, Hilden, Germany) following the manufacturer's recommendations. We obtained DNA from 6 adults but were not able to extract DNA from isolated metacercariae, so we pooled individuals, as done previously (see Bagnato et al., 2016), obtaining 4 pools with 25 metacercariae each.

The COI region of DNA was amplified using primers MplatCOX1dF (TGT AAAACGACGGCCAGTTTWCITR-GATCATAAG) and MplatCOX1dR (CAGGAAACAGCAT-GACTGAAAYAAAYAIIGGATCICCACC) (Moszczyńska et al.; 2009). For all PCRs a total volume of 25  $\mu$ l was used, which included 2.5  $\mu$ l Buffer of 10x (20 mM Tris-HCl pH8.4, 50 mM KCl), 1.25  $\mu$ l of 50 mM MgCl<sub>2</sub>; 0.5  $\mu$ l of each primer (10  $\mu$ M); 0.5  $\mu$ l dNTPs (2.5mM each); 0.15  $\mu$ l of Taq Polymerase (5 U/ $\mu$ l); and 17.6  $\mu$ l of water. The cycling conditions were: 1 cycle of 94 C for 1 min, 5 cycles of 94 C for 40 sec, 45 C for 40 sec, and 72 C for 1 min; followed by 35 cycles of 94 C for 40 sec, 51 C for 40 sec, and 72 C for 1 min; with a final extension at 72 C for 5 min.

For amplification of the internal transcribed region (ITS1), we used the primers D1 (AGGAATTCCTGGTAAAGTGAAG) and D2 (TATGCTTAAATTCAGCGGGT) from Galazzo et al. (2002), with the following thermal cycling: initial denaturation at 94 C for 5 min; followed by 45 cycles of 94 C for 30 sec, 57 C for 30 sec, 72 C for 1 min; and a final extension of 72 C for 7 min.

All amplified samples were run in 1% agarose and stained with SYBRt Safe DNA gel stain (ThermoFisher, Buenos Aires, Argentina) to visualize bands. Those that were positive were sent to Macrogen Korea for capillary sequencing of the approximately 650 bp of the COI region and 900 bp for the ITS1. The obtained nucleotide sequences of each region were curated using BioEdit (Hall, 1999) and subsequently aligned using ClustalW included in Mega 7 (Kumar et al., 2016).

A BLAST search was performed, using one of the newly acquired sequences as a query, in NCBI for each DNA region. Within the genus, only COI sequences were available for *C. lingua*, and we then selected 10 sequences of this species in order to capture intraspecific variation and compare them with the putative new species. We also included the closest relatives retrieved from the BLAST search, namely, *Apophallus donicus* (Skrjabin and Lindtrop, 1919), *Apophallus muehlingi* Jagerskioll, *Apophallus* sp., *Ascocotyle* sp., and *Haplorchis taichui* (Nishigori, 1924). For the ITS1, again the only congener was *C. lingua*, and other related sequences were added, namely, *Apophallus donicus*, *Apophallus muehlingi*, *Eurihelmis costaricensis* Brenes-Madrigal, Arroyo-Sancho, and Jimenez-Quiros, 1960, *Metagonimus suifu-*

*nensis* Shumenko, Tatonova, and Besprozvannykh, 2017, *Metagonimus yokogawai* (Katsurada, 1912), and *Metorchis orientalis* Tanabe, 1920. We constructed an alignment separately for each region, some sequences having to be trimmed to match the shortest sequence in the alignment.

Genetic distances were calculated within and between groups and with related species available on GenBank, using P-distances. Following this, the JModeltest was used to select the optimal substitution model, Jukes Cantor being the one with the best AIC and LogLikelihood values. A Maximum Likelihood (ML) using Kimura 2-parameter model and Bayesian analyses using MrBayes (using run length of 1,000,000) were carried out, to explore the relationships between these taxa (not all the species were available for both the COI and ITS1).

The holotype and the paratypes were deposited in the Parasitological Collection of the Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN-Pa), Buenos Aires, Argentina. All adult and metacercarial sequences were deposited in GenBank.

The sequences obtained from the metacercariae and adults were deposited in GenBank (Accession numbers for COI: metacercaria pools, KY968654, KY968655, KY968656; adults, MG717397, MG717398, MG717399 and accession numbers for ITS, metacercaria pool MK239018, MK239020; adults, MK239019, MK239021).

## DESCRIPTION

### *Cryptocotyle dominicana* n. sp. (Fig. 1)

Description of adult (based on 20 whole-mounted, gravid worms): Body linguiform with tegumentary spines, 1,296-1,939 (1,586) long, 490-672 (566) wide; body ratio length to width 1:2.7-2.9 (2.8). Oral sucker subterminal, 50-106 (73) long, 59-87 (73) wide. Prepharynx short, smaller than oral sucker. Pharynx 42-61 (49) long, 28-56 (40) wide. Esophagus 56-154 (115) long. Intestinal bifurcation to a third of the distance between the oral sucker and ventral sucker. Ceca extending close to posterior end of body. Ventrogenital sac in middle third of body, 48-157 (132) long, including genital papillae, genital pore, and ventral sucker. Genital papillae sometimes protruding through genital pore. Ejaculatory duct and metraterm opening into genital pore. Ventral sucker 36-77 (58) long, 56-86 (67) wide. Testes in third third of body oblique, irregular, 62-252 (185) long, 154-288 (219) wide. Vas deferens paralleling uterus and metraterm. Ovary with irregular margins, anterior to testes, 86-168 (123) long, 98-375 (195) wide. Seminal receptacle, anterior to testes, partially overlapping ventrally with ovary, 70-204 (132) in diameter. Mehlis' gland lateral to seminal receptacle. Uterus occupying third quarter of body, extending from ventral sucker to Mehlis' gland. Vitelline follicles extending anteriorly to level midway between ceca bifurcation and ventral sucker, posteriorly to end of body; vitelline field 624-1,296 (1,056) long. Eggs operculate 25-33 (30) long, 14-19 (17) wide. Excretory vesicle Y-shaped. The excretory pore at posterior end of body.

### Taxonomic summary

Type host: *Larus dominicanus* (Lichtenstein, 1823), kelp gull (*Charadriiformes*, *Laridae*).

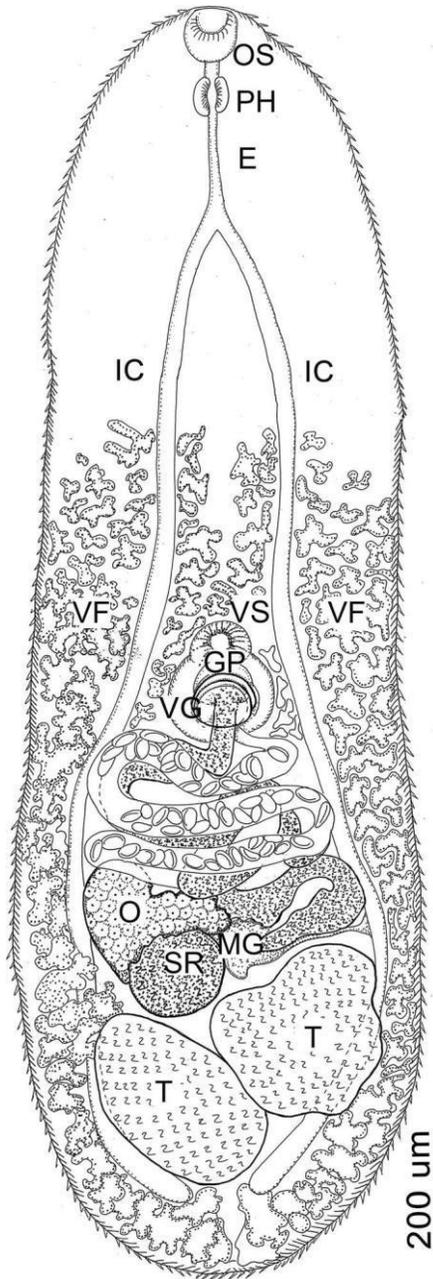


Figure 1. Adult of *Cryptocotyle dominicana* n. sp. (ventral view) from intestine of *Larus dominicanus*. Morpho-anatomy of the adult: E ¼ esophagus; GP ¼ genital pore; IC ¼ intestinal ceca; MG ¼ Mehlis gland; O ¼ ovary; OS ¼ Oral sucker; PH ¼ pharynx; SR ¼ seminal receptacle; VF ¼ vitelline follicles; VG ¼ ventrogenital sac; VS ¼ ventral sucker; T ¼ irregular testes.

Site: Adults attached to mucosa of anterior portion of intestine.  
Type locality: Nahuel Huapi Lake (41806°S, 71840°W), Nahuel Huapi National Park, Patagonia, Argentina.

Specimens deposited: Adult Holotype (MACN-Pa 624) and paratypes (MACN-Pa 625/1; MACN-Pa 625/2; MACN-Pa 625/3; MACN-Pa 625/4; MACN-Pa 625/5; MACN-Pa 625/6).

Prevalence of infection: Fifteen of 40 (38%) *L. dominicanus* were infected with 1-130 (306 worms in total) specimens of the new species (mean intensity ¼ 20.4).

ZooBank registration: urn:lsid:zoobank.org:pub:1C4811BA-1407-4986-82B9-2F71F53130F4.

Etymology: The species name “dominicanus” refers to the specific epithet of the type host.

#### Remarks

The specimens belong to *Cryptocotyle* in the possession of linguiform body, tegumentary spines, ventrogenital sac, and oblique testes (Pearson, 2008). The species known only from mammals are: *Cryptocotyle badamshini* (Kurochkin, 1959) Yamaguti, 1971, *Cryptocotyle delamurei* Yurakhno, 1987, *Cryptocotyle quinqueangularis* (Skrjabin, 1923) Witenberg, 1929, *Cryptocotyle yamashitai* Kamiya and Ohbayashi, 1975, and *C. thapari* (Yamaguti, 1971; Kamiya and Ohbayashi, 1975; Yurakhno, 1987). Adults of *Cryptocotyle gyrincola* Dollfus and Timon-David, 1960 were obtained experimentally by feeding cats and pigeons with metacercariae from tadpoles (Yamaguti, 1971), and adults of *Cryptocotyle misgurni* Ohyama, Okino, and Ushirogawa, 2001 were obtained experimentally by feeding golden hamsters with metacercariae encysted in loaches (Ohyama et al., 2001). All these species, except for *C. thapari*, have a pentagonal or ovoid body shape with a length to width ratio of 0.9-1.7, testes symmetrically arranged, and vitelline follicles extending anteriorly to the ceca bifurcation (Kamiya and Ohbayashi, 1975; Yurakhno, 1987; Ohyama et al., 2001). The new species differs from these in having a linguiform body (long/wide ratio, 2.7-2.9 [2.8]), oblique testes, and vitelline follicles not reaching cecal bifurcation. In particular, the new species differs from *C. thapari* (length to width ratio, 2-2.3 see Gardner and Thew, 2006) in the arrangement of testes, *C. dominicana* n. sp. having oblique testes vs. tandem for *C. thapari*.

The remaining species, *C. jejuna*, *Cryptocotyle cryptocotyloides* (Issaitschicoff, 1923), *C. lingua* and *C. concava* parasitize both birds and mammals (Yamaguti, 1971). The new species is more similar to *C. lingua* in the linguiform body, the diagonal testes position, and in the distribution of vitelline follicles (Ransom, 1920; Yoshimura, 1965). The new species shares a linguiform body shape with *C. cryptocotyloides*, *C. jejuna*, *C. lingua*, and *C. concava* but differs from these by having smaller eggs (Table I). In addition, *C. cryptocotyloides* and *C. concava* differ from the new species by having testes arranged opposite one another (Ransom, 1920; Issaitschikoff and Weinberg, 1926; Price, 1931). *Cryptocotyle jejuna* further differs from the new species in the distribution of the vitelline follicles, which reach only to the level of ventral sucker (Price, 1931). Notably, when specimens of *C. dominicana* n. sp. are compared with those obtained from *L. dominicanus* in Antarctica (Table I) they do not show significant morphometrical differences; having only slight differences in organ sizes. Hence, they could be conspecific. However, they differ considerably in the extension of vitelline follicles, which reach the cecal bifurcation in the Antarctic specimens (Zdzitowiecki et al., 1989).

#### Metacercaria (Fig. 2)

Description of the encysted metacercariae, based on 6 individuals: Cyst small and ovoid, 365-432 (399) long, 269-336 (305) wide.

Description of excysted metacercariae, based on 10 specimens: Body linguiform, 509-864 (720) long, 115-288 (163) wide, with tegumentary spines. Oral sucker 45-64 (50) long, 36-53 (43) wide,

Table I. Host and morphological data for *Cryptocotyle dominicana* n. sp. and other similar species of *Cryptocotyle*. Measurements are present ed in lm.

Species	<i>Cryptocotyle dominicana</i> n. sp.	<i>Cryptocotyle</i> sp.	<i>Cryptocotyle jejuna</i>	<i>Cryptocotyle lingua</i>	<i>Cryptocotyle concava</i>	<i>Cryptocotyle thapari</i>
Host species	<i>Larus dominicanus</i>	<i>Larus dominicanus</i>	Birds	Birds and mammals	Birds and mammals	<i>Pteronura</i> and <i>Lutra</i>
Synonym				<i>C. americana</i> <i>C. macrorrhinis</i>	<i>C. echinata</i>	
Distribution	Patagonia from Chile and Argentina	Antarctica	North America, Europe, Asia	North America, Europe, Asia	North America, Europe	Bolivia
Body shape	linguiform	linguiform	linguiform	linguiform	ovoid	linguiform
Body length	1,296-1,939	720-900	1,800	2,839	600-1,000	1,257-2,118
Body width	490-672	370-450	no data	972	500-850	618-933
Oral sucker length	47-115	640-650	45	134	60-100	63-100
Oral sucker width	19-87	720-740	45	134	69-100	72-96
Testes position	diagonal	diagonal	diagonal	diagonal	opposite	tandem
Testes length	62-252	140-190	—	275-324	—	124-249
Testes width	154-288	100-140	—	421-480	300	280-513
Ovary shape	irregular	lobed	regularly oval	sublobed	lobed	irregular in shape
Ovary length	96-168	140	—	243	—	93-171
Ovary width	98-375	70-90	—	243	—	225-342
Vitelline follicles extension	about 1/2the distance between ventral sucker and intestinal bifurcation	to level of intestinal caecal bifurcation	to level of ventral sucker	about 1/2 the distance between ventral sucker and intestinal bifurcation	about 1/2 the distance between ventral sucker and intestinal bifurcation	slightly anterior to ventrogenital-sac
Egg-length	25-33	29-34	31-36	39-42	34-38	24-37
Egg-width	14-19	12-19	16-19	20-22	16-20	12-17
References	present work	Zdzitowiecki et al., 1989	Ransom, 1920	Yoshimura, 1965	Ransom, 1920; Wootton, 1957	Gardner and Thew, 2006

subterminal. Pharynx 26-36 (31) long, 26-29 (27) wide. Intestinal bifurcation in anterior quarter of body. Gonads located in third third of body. Testes 2, oblique, 48-53 (50) long, 29-41 (33) wide. Ovary rudimentary.

**Taxonomic summary**

Host: *Galaxias platei* Steindachner, 1898 “puyen grande” (Osmeriformes, Galaxiidae).

Site: fins and musculature beneath skin.

Locality: Gutierrez Lake (41812°S, 71826°W), Nahuel Huapi National Park, Patagonia, Argentina.

Specimens deposited: Paratypes (MACN-Pa 626/1; MACN-Pa 626/2; MACN-Pa 626/3).

Infection values: One puyen grande was infected with 124 metacercariae.

**Remarks**

To date, metacercariae of 3 other species of *Cryptocotyle* have been described: *C. misgurni*, 268-340 in diameter when encysted (Ohyama et al., 2001), *C. concava*, 290-210 in diameter (Wootton, 1957) and *C. lingua*, 150-210 in diameter (Stunkard, 1929). Metacercariae of the new species (365-432 in diameter) are the largest among its congeners.

**Molecular results**

Sequences of the mitochondrial COI gene were obtained from 3 individual adults and 3-pooled metacercariae. Alignment of fragments of about 500 bp (as many had to be pruned to allow

it) shows 12 variable nucleotide positions. The number of base substitutions per site was 0.3% within the metacercariae group and 1.4% for adults, resulting in overall intraspecific variation for the new species of 0.6% (Table II). The distance between the new putative species and *C. lingua* (14%) was comparable to other Heterophid analyzed for this region, with 17% between *A. donicus* and *A. muehlingi* (Table II).

ITS region: sequences for 2 pools and 2 adults were obtained, with no genetic differences among the metacercariae and variability within the adults of 0.8% (lower than for the COI region) (Tables II, III). The pairwise distance between *C. lingua* and the new putative species was 1.6%. This distance was higher than any other species-pairs of other genera present in the analysis (i.e., *M. suifunensis* vs. *M. yokogawai* distance ¼ 0.8% and for *A. muehlingi* and *A. donicus* ¼ 0.9%) (Table III).

The topologies of the trees (derived from ML and Bayesian analyses) were equivalent for most of the nodes (Fig. 3). As expected, the least genetic distance of the new putative species was with *C. lingua*, and surprisingly the COI region was more variable than the ITS one (Fig. 3).

**DISCUSSION**

The genus *Cryptocotyle* is globally distributed, with both marine and freshwater species, but information about their life cycles is scarce. As far as it is known, species of *Cryptocotyle* parasitize eogastropod (former Prosobranchia) snails as first intermediate host, fishes as second intermediate host, and adults develop in several species of fish-eating birds or mammals (Wootton, 1957; Ohyama, et al., 2001; Pearson, 2008). Meta-

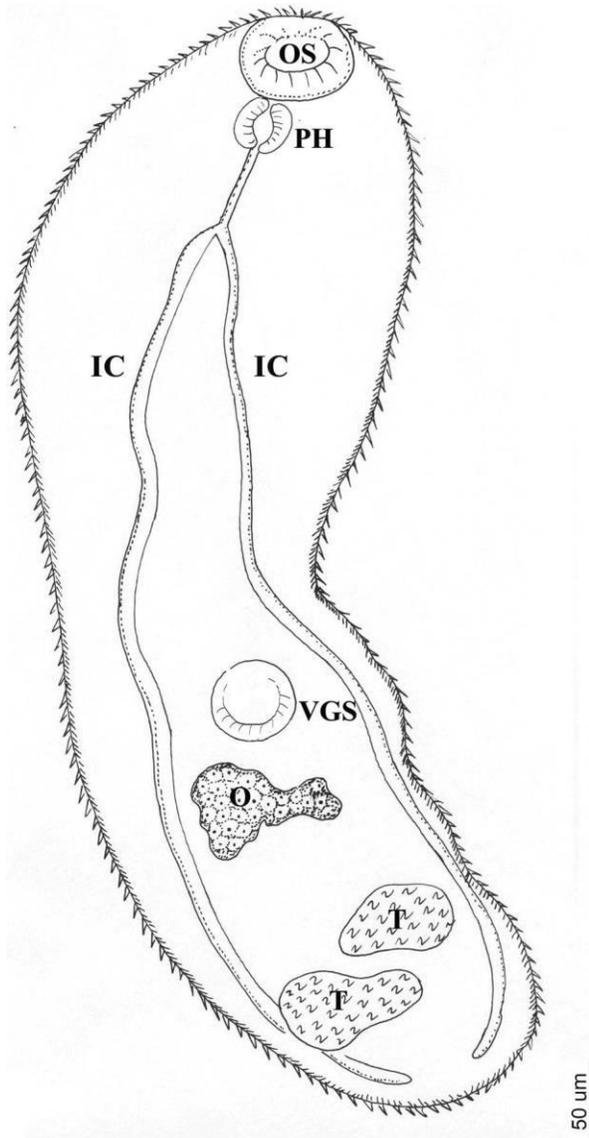


Figure 2. Excysted metacercariae of *Cryptocotyle dominicana* n. sp (ventral view) from skin and musculature of the galaxiid fish *Galaxias platei*. IC ¼ intestinal caeca; O ¼ ovary; OS ¼ oral sucker; PH ¼ pharynx; VGS ¼ ventrogenital sac; T ¼ irregular testes.

cercariae of some species were described from marine environments, such as *C. lingua*, which were collected from cunner, *Tautoglabrus adspersus* (Walbaum, 1792) (Perciformes: Labridae) in North America (see Stunkard, 1929). Others from freshwater environments, like *C. misgurni*, were obtained from naturally-infected pond loach, *Misgurnus anguillicaudatus* (Cantor, 1842) (Cypriniformes: Cobitidae) in China (see Ohyama et al., 2001); and *C. concava* was obtained from freshwater common carp, *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) (Cypriniformes, Cyprinidae) and mosquitofish, *Gambusia affinis* (Baird and Girard, 1853) (Cyprinodontiformes, Poeciliidae) in USA (see Wootton, 1957).

*Galaxias platei* is the second intermediate natural host of this species and is distributed in freshwater environments of Argentina and Chile at latitudes higher than 38°S (Milano et

Table II. Nucleotide variability for the COI region, calculated as differences per site from averaging over all sequence pairs within each group. The percentage within species is bold, the percentage of differences between species is italic.

Species	1	2	3	4	5	6	7
1. <i>Cryptocotyle lingua</i>	0.48%						
2. <i>Cryptocotyle dominicana</i> n. sp.	14.17	0.61%					
3. <i>Ascocotyle</i> sp.	20.19	21.99	13.21%				
4. <i>Haplorchis taichui</i>	21.49	20.60	20.46	0.14%			
5. <i>Apophallus</i> sp.	21.76	22.27	21.41	22.73	10.37%		
6. <i>Apophallus donicus</i>	20.81	24.15	21.85	23.28	12.64	0.48%	
7. <i>Apophallus muehlingi</i>	20.25	22.70	24.05	23.17	15.87	17.38	7.11%

al., 2006). The definitive host of *C. dominicana*, the kelp gull, *L. dominicanus*, has a very wide distribution in marine and freshwater environments of the Southern Hemisphere and has marine and freshwater populations in Patagonia (Frixione et al., 2012). In freshwater environments of north Andean Argentinean Patagonia the only known eogastropod is *Heleobia hatcheri* (Pilsbry, 1911), which occurs in all the Patagonian provinces (Rumi et al., 2008); thus, it is plausible that this species is the first intermediate host in the life cycle of *C. dominicana*. If this is so, the distribution of this parasite could be very broad, reaching at least all the Andean freshwater environments of Chilean and Argentinean Patagonia.

Although most of the native and introduced fish of northern Argentinean Patagonia have been examined for parasites (Ortubay et al., 1994; Viozzi et al., 2009; Fernandez et al., 2012; Rauque et al., 2018) until now the only species in which these metacercariae have been recorded is the puyen grande.

The trees should not be interpreted as phylogenetic trees, as we did not aim to establish phylogenetic relationships, but rather confirm that the genetic differences are consistent with the

Table III. Nucleotide variability for the ITS region, calculated as differences per site from averaging over all sequence pairs within each group. The percentage within species is bold (when only 1 sequence was available, n/c), the percentage of differences between species is italic.

Species	1	2	3	4	5	6	7	8
1. <i>Euryhalmis costaricensis</i>	0.17%							
2. <i>Metorchis orientalis</i>	10.65	0.13%						
3. <i>Metagonimus suiifunensis</i>	10.07	10.78	0%					
4. <i>Metagonimus yokogawai</i>	9.80	10.57	1.22	0.09%				
5. <i>Apophallus muehlingi</i>	7.84	7.39	10.33	10.11	n/c			
6. <i>Apophallus donicus</i>	8.04	7.25	9.93	9.72	1.44	0.00%		
7. <i>Cryptocotyle dominicana</i> n. sp.	9.74	8.92	8.66	8.57	7.25	7.12	0.59%	
8. <i>Cryptocotyle lingua</i>	8.29	8.83	8.29	8.20	6.72	6.59	2.41	0.07%

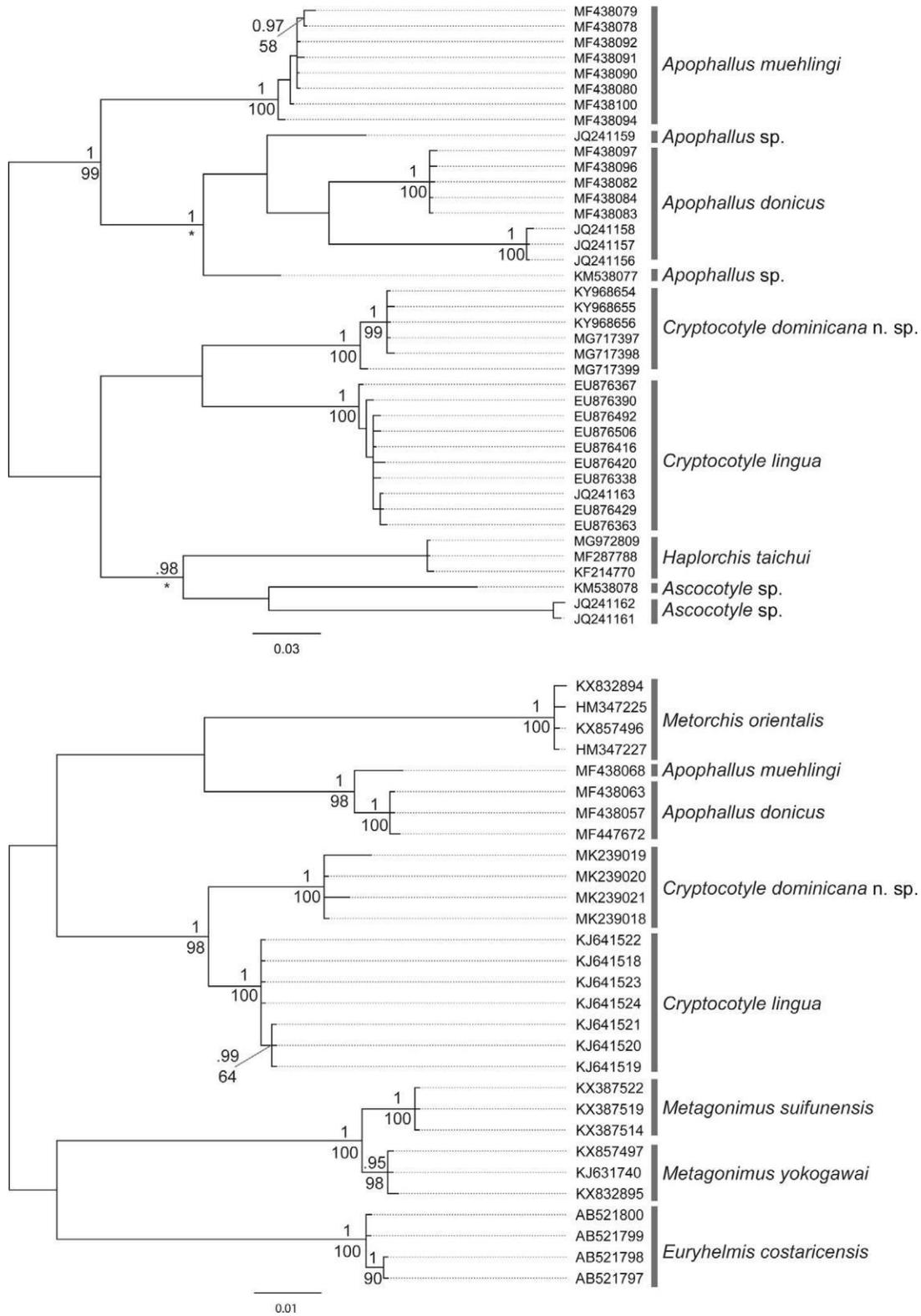


Figure 3. MrBayes (MB) tree topology for both the COI (top tree) and ITS (bottom tree) datasets; values next to nodes indicate posterior probabilities (PP) of Bayesian inference (top) and bootstrap (BS) values of maximum likelihood (ML) inferences (bottom). Clades where MB and ML analyses inferred different internal topologies are indicated with an asterisk instead of a BS value. Posterior probabilities are shown only for nodes with .0.95 and matching bipartitions between MB and ML topologies.

morphological ones and comparable with genetic differences observed in well-established sister species from this group. Thus, genetic analyses support the separation of these specimens as a new species. The resulting trees were consistent for both loci from different genomic compartments (i.e., 1 region from the nucleus and 1 from the mitochondria).

The species of the genus *Cryptocotyle* have a global distribution and can cause fish pathology, as does *C. lingua* (Bricknell et al., 2006); therefore, the scarcity of genetic studies on these species is striking. Considering both the morphological findings that differentiate *C. dominicana* from the other species and the molecular analysis that shows significant differences from *C. lingua*, we conclude that these specimens correspond to a new species, which is the first of the genus *Cryptocotyle* to be described for birds in South America.

#### ACKNOWLEDGMENTS

Samples were taken with the permission of National Park authorities. Financial support was provided by CONICET PIP 11220150100477 and a grant from Universidad Nacional del Comahue (B-225). We thank E. Zattara for helping us with the construction of the trees.

#### LITERATURE CITED

- BAGNATO, E., C. GILARDONI, S. PINA, P. RODRIGUES, AND F. CREMONTE. 2016. Redescription and life cycle of the monorchiid *Postmonorchoides maclovini* Szidat, 1950 (Digenea) from the Southwestern Atlantic Ocean: Morphological and molecular data. *Parasitology International* 65: 44-49.
- BRICKNELL, I. R., J. E. BRON, AND T. J. BOWDEN. 2006. Diseases of gadoid fish in cultivation: A review. *ICES Journal of Marine Science* 63: 253-266.
- FERNANDEZ, M. V., L. SEMENAS, AND G. VIOZZI. 2012. Parasites of the "Peladilla," *Aplochiton zebra* (Osmeriformes: Galaxiidae), from Patagonia (Argentina and Chile). *Comparative Parasitology* 79: 231-237.
- FRIXIONE, M. G., R. CASAUX, C. VILLANUEVA, AND P. A. ALARCON. 2012. A recently established Kelp Gull colony in a freshwater environment supported by an inland refuse dump in Patagonia Emu 112: 174-178.
- GALAZZO, D. E., S. DAYANANDAN, D. J. MARCOGLIESE, AND J. D. McLAUGHLIN. 2002. Molecular systematics of some North American species of *Diplostomum* (Digenea) based on rDNA-sequence data and comparisons with European congeners. *Canadian Journal of Zoology* 80: 2207-2217.
- GARDNER, S. L., AND P. T. THEW. 2006. Redescription of *Cryptocotyle thapari* McIntosh, 1953 (Trematoda: Heterophyidae), in the river otter *Lutra longicaudis* from Bolivia. *Comparative Parasitology* 73: 20-23.
- HALL, T. A. 1999. BioEdit: A user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41: 95-98.
- ISSAITSCHIKOFF, I. M., AND M. WEINBERG. 1926. Sur le développement du trematode *Cryptocotyle concavum* (Creplin). *Comptes Rendue du Societe Biologique* 94: 305-308.
- KAMIYA, H., AND M. OHBAYASHI. 1975. Some helminths of the red fox, *Vulpes vulpes schlencki* Kishida, in Hokkaido, Japan, with a description of a new trematode, *Massaliatrema yamashitai* n. sp. *Japanese Journal of Veterinary Research* 23: 60-68.
- KREITER, A., AND L. SEMENAS. 1997. Helminths parasitos de *Larus dominicanus* en la Patagonia Argentina. *Boletín Chileno de Parasitología* 52: 39-42.
- KUMAR, S., G. STECHER, AND K. TAMURA. 2016. MEGA7: Molecular evolutionary genetics analysis version 7.0 for bigger datasets. *Molecular Biology and Evolution* 33: 1870-1874.
- MILANO, D., D. RUZZANTE, V. CUSSAC, P. MACCHI, R. FERRIZ, J. P. BARRIGA, J. AIGO, M. E. LATTUCA, AND S. J. WALDE. 2006. Latitudinal and ecological correlates of morphological variation in *Galaxias platei* (Pisces, Galaxiidae) in Patagonia. *Biological Journal of the Linnean Society* 87: 69-82.
- MOSZCZYNSKA, A., S. A. LOCKE, J. D. McLAUGHLIN, D. J. MARCOGLIESE, AND T. J. CREASE. 2009. Development of primers for the mitochondrial cytochrome c oxidase I gene in digenetic trematodes (Platyhelminthes) illustrates the challenge of barcoding parasitic helminths. *Molecular Ecology Resources* 9: 75-82.
- OHYAMA, F., T. OKINO, AND H. USHIROGAWA. 2001. *Massaliatrema misgurni* n. sp. (Trematoda: Heterophyidae) whose metacercariae encyst in loaches (*Misgurnus anguillicaudatus*). *Parasitology International* 50: 267-271.
- ORTUBAY, S., L. SEMENAS, C. UBEDA, A. QUAGGIOTTO, AND G. VIOZZI. 1994. *Catálogo de peces dulceacuicolas de la Patagonia Argentina y sus parasitos metazoos*. Dirección de Pesca, Subsecretaría de Recursos Naturales, Provincia de Río Negro, Argentina, 110 p.
- PEARSON, J. 2008. Family Heterophyidae Leiper, 1909. In *Keys to the Trematoda*, Vol. 3. Bray, D. I. Gibson, and A. Jones (eds.). CAB International and Natural History Museum, London, U.K., p. 113-141.
- PRICE, W. E. 1931. A new species of trematode of the family Heterophyidae, with a note on the genus *Apophallus* and related genera. *Proceedings of the United States National Museum* 19: 1-6.
- RANSOM, B. H. 1920. Synopsis of the trematode family Heterophyidae with descriptions of a new genus and five new species. *Proceedings of the United States National Museum* 57: 527-573.
- RAUQUE, C., G. VIOZZI, V. FLORES, R. VEGA, A. WAICHEIM, AND G. SALGADO-MALDONADO. 2018. Helminth parasites of alien freshwater fishes in Patagonia (Argentina). *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife* 7: 369-379.
- RUMI, A., D. E. GUTIERREZ GREGORIC, V. NUNEZ, AND G. A. DARRIGRAN. 2008. *Malacologia Latinoamericana: Moluscos de agua dulce de Argentina*. *Revista de Biología Tropical* 56: 77-111.
- STUNKARD, H. W. 1929. The excretory system of *Cryptocotyle* (Heterophyidae). *Journal of Parasitology* 15: 259-266.
- TORRES, P., R. SCHLATTER, A. MONTEFUSCO, W. GESCHE, E. RUIZ, AND A. CONTRERAS. 1993. Helminth parasites of piscivorous birds from lakes in the south of Chile. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 88: 341-343.
- VIOZZI, G., L. SEMENAS, N. BRUGNI, AND V. FLORES. 2009. Metazoan parasites of *Galaxias maculatus* (Osmeriformes: Galaxiidae) from Argentinean Patagonia. *Comparative Parasitology* 76: 229-239.

- WOOTTON, D. M. 1957. The life history of *Cryptocotyle concavum* (Creplin, 1825) Fiscoeder, 1903 (Trematoda: Heterophyidae). *Journal of Parasitology* 43: 271-279.
- YAMAGUTI, S. 1971. Synopsis of digenetic trematodes of vertebrates. Keigaku Publishing, Tokyo, Japan, 856 p
- YOSHIMURA, K. 1965. On the trematode species *Phocitrema fusiforme* Goto and Ozaki, 1930 and *Cryptocotyle lingua* (Creplin, 1825). *Japanese Journal of Veterinary Research* 13: 15-18.
- YURAKHNO, M. V. 1987. *Ciureana delamurei* sp. n. (Trematoda, Heterophyidae), a parasite of northern fur seal. *Parazitologiya* 6: 752-754.
- ZDZITOWIECKI, K., K. NIEWIADOMSKA, AND J. DROZDZ. 1989. Trematodes of birds and mammals in the environs of H. Arctowski Station (South Shetlands, Antarctic). *Acta Parasitologica Polonica* 34: 247-257.

raZyEie

# Revista Argentina de Zoonosis y Enfermedades Infecciosas Emergentes

*Publicación científica cuatrimestral de la Asociación Argentina de Zoonosis*



**La Revista Argentina de Zoonosis y Enfermedades Infecciosas Emergentes (raZyEie) forma parte de la Asociación Argentina de Editoriales Biomédicos y es indizada por la Sociedad Iberoamericana de Información Científica (SIIC Data Bases) y por LATINDEX**

Secretaría de Redacción:  
Asociación Argentina de Zoonosis: Chile 1856 (1227) CABA

Registro de Propiedad Privada: DNDA N° 5172450

Impreso por: **DEOGRAFICA**  
SERVICIOS EDITORIALES  
Perón 935 (1038) C.A.B.A. • ideografica@netizen.com.ar

Tirada: 1100 ejemplares.

- **Diagnóstico molecular de anisákidos de impacto en la salud pública**  
M. Fernanda Degese, Juan T. Timi, Silvio J. Krivokapich ..... 36
- **Difilobotriosis en gaviotas. Pasado y presente de esta zoonosis en el Parque Nacional Nahuel Huapi**  
Casalins Laura, Marina Arbetman, Lilitiana Semenas, Aylén Veleizán, Verónica Flores, Gustavo Viozzi ..... 38
- ***Diphyllobothriidae* Lühe, 1910 (Cestoda: Pseudophylliidea) en mamíferos silvestres del sur de Brasil**  
Fabiana Fedatto Bernardon, Márcia Raquel Pegoraro, Alice Graciela Suárez, Gertrud Müller ..... 39
- **El pelaje de caninos como posible fuente secundaria de huevos de *Toxocara canis*. Resultados preliminares**  
María Florencia Sierra, Betina Daprato, Irma E. Sommerfelt ..... 40
- **Estudio epidemiológico de toxocarías humana en pacientes derivados al Instituto de Zoonosis Luis Pasteur en el período 2012-2013**  
María Laura González Albert, Federico Gury Dohmen, Marta Tealdo ..... 42
- **Estudio preliminar de las condiciones socio-ambientales en relación a los parásitos caninos zoonóticos y su impacto en la salud de la población en el barrio periférico Santa Rosa del Mar, Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina**  
Carla Lavallén, María Eugenia del Río, Gabriela Colacce, Amalia Rojas, Karina Riesgo, Estela Chicote, Cristian Giuntini, Beatriz Brignani, Guillermo Denegri, Marcela Dopchiz ..... 43
- **Factores climáticos y su relación con la presencia de *Fasciola hepatica* en caprinos de las distintas regiones productivas de la provincia de Mendoza, Argentina**  
Sophia Di Cataldo, Noelia Sohaefer, Pablo Cuervo, Mariana González, Gisela Neira, Laura Sidoti, Roberto Mera y Sierra ..... 45
- ***Fasciola hepatica* en guanacos y llamas en un establecimiento de Malargüe, provincia de Mendoza**  
Roberto Mera y Sierra, Fernando Cantero, Mariana González ..... 46
- (Comunicaciones breves presentadas en el III Congreso Panamericano de Zoonosis y VIII Congreso Argentino de Zoonosis)*
- **Caso clínico**
- **Enfermedad por arañazo de gato en paciente adulto**  
Jorge Correa, Sergio Giamperetti, Gladys Poustis, Mirna Sawicki, Milagros Sánchez Cunto, Álvaro del Portillo Mozo ..... 48
- **Cartas al editor** ..... 51
- **Imágenes en Zoonosis**
- **Fasciolosis en el Delta del Nilo (Egipto)**  
Victoria Periago ..... 52
- **Importancia del estudio de los protoescólices para el diagnóstico y tratamiento de la Equinococosis/Hidatidosis**  
Raquel Castaño Zubieta, Gabriel Morici, Jorge Caracostantogolo ..... 53
- **Reglamento de Publicación** ..... 54

# Difilobotriosis en gaviotas. Pasado y presente de esta zoonosis en el Parque Nacional Nahuel Huapi

**Diphyllobothriasis in gulls. Past and present of this zoonosis in the Parque Nacional Nahuel Huapi**

Casalins Laura<sup>1</sup>, Marina Arbetman<sup>2</sup>, Liliana Semenas<sup>1</sup>, Aylén Veleizán<sup>1</sup>, Verónica Flores<sup>1</sup>, Gustavo Viozzi<sup>1</sup>

La difilobotriosis es una zoonosis causada por un cestode del género *Diphyllobothrium* y es típica de climas templado-fríos. En su ciclo de vida, los huevos son liberados al ambiente acuático junto con las heces de los hospedadores definitivos que son aves y mamíferos ictiófagos o el hombre. Del huevo eclosiona el coracidio, que nada en el ambiente y es ingerido por un crustáceo copépodo (primer hospedador intermedio), donde se desarrolla el procercoide. Cuando estos crustáceos infectados son ingeridos por diferentes especies de peces de agua dulce (segundo hospedador intermediario) se transforma en plerocercioide. El hospedador definitivo se infecta al alimentarse con peces parasitados. En el Parque Nacional Nahuel Huapi se han identificado como hospedadores definitivos a las gaviotas, a los perros y al hombre. Esta zoonosis es más frecuente en pescadores, en particular cuando finaliza la temporada de pesca. La enfermedad se caracteriza por la ausencia de sintomatología, aunque se pueden presentar cuadros de anorexia, disminución del peso, náuseas, vómitos y diarrea; y en infecciones de larga duración, puede aparecer anemia. En el año 1952, se registró por primera vez la presencia de plerocercoides en salmónidos del lago Nahuel Huapi, que fueron identificados morfológicamente como *D. latum* y *D. dendriticum*. En el año 1957, se describió con ejemplares colectados del intestino de la gaviota cocinera (*Larus dominicanus*) una nueva especie de este género, *D. microcordiceps*. Luego, en los '90, se registró la presencia de *D. dendriticum* en ejemplares adultos de gaviotas colectadas en el basural de Bariloche, con valores de prevalencia del 11%. En Argentina, el primer caso autóctono de difilobotriosis humana se detectó en 1982. El objetivo de este trabajo fue comparar las infecciones previas de *Diphyllobothrium* sp. en *L. dominicanus* con las actuales e identificar los ejemplares recuperados mediante morfología y técnicas moleculares.

## Materiales y métodos

Las gaviotas fueron colectadas durante los meses de octubre 2013 a febrero 2014, de dos islas localizadas en el Lago Nahuel Huapi (Parque Nacional Nahuel Huapi, PNNH). Se colectaron 4 ejemplares moribundos (3 adultos y 1 juvenil) que fueron trasladados al laboratorio para ser examinados mediante necropsia. Los cestodes se extrajeron vivos y fueron fijados en formol caliente y en alcohol 96% para realizar la identificación morfológica y molecular. La identificación taxonómica a través de técnicas tradicionales incluyó el uso de características merísticas y morfológicas de los adultos. Para la identificación molecular se realizó la extracción de ADN utilizando una resina de intercambio iónico (Chelex) al 20% y proteinasa K. Se amplificaron las muestras mediante una reacción en cadena de la polimerasa múltiple, utilizando cebadores desarrollados previamente que amplifican la subunidad uno de la citocromo oxidasa, permitiendo este estudio simultáneo, identificar a *D. dendriticum* y *D. latum* en una sola reacción. Las muestras resultantes se corrieron en geles de agarosa al 1% con SyberSafe para visualizar las bandas, que según su tamaño se identificaron como compatibles con *D. latum* o *D. dendriticum*.

## Resultados

Dos gaviotas (un juvenil y un adulto) estaban parasitadas con cestodes de este género, colectándose 22 gusanos con sus escólices. El análisis morfológico permitió identificarlos como pertenecientes al género *Diphyllobothrium* y el molecular como a *D. dendriticum*.

## Discusión

La presencia de *D. microcordiceps* en la gaviota cocinera del PNNH no pudo ser corroborada en este estudio. Es probable que haya sinonimia entre *D. microcordiceps* y *D. dendriticum*. Los resultados concuerdan con las determinaciones morfológicas previas, donde sólo *D. dendriticum* parásita a *L. dominicanus* como hospedador definitivo, con valores de prevalencia actuales, mayores (50%). Además se registró la infección en juveniles, lo que indica que los progenitores alimentan a sus pichones con peces capturados en el PNNH. Estos resultados confirman que sólo *D. dendriticum* completa su ciclo de vida en las gaviotas cocineras del PNNH. Además la población componente de *D. dendriticum* parece haber aumentado en prevalencia y en abundancia respecto de los registros previos.

**Bibliografía**

1. Kreiter A, Semenas L. Helmintos parásitos de *Larus dominicanus* en la Patagonia. Boletín Chileno de Parasitología 1997; 2:39-42.
2. Semenas L. *Diphyllobothrium* spp. in: Basualdo, Coto, de Torres, editores. Microbiología Biomédica 2 ed. Buenos Aires. Editorial Atlante 2006; 1269-1274.
3. Szidat L, Soria M. Difilobotriasis en nuestro país. Sobre una nueva especie de Sparganum, parásita de salmones, y de *Diphyllobothrium*, parásita de gaviotas, del lago Nahuel Huapi. Bol Mus Arg Cs Nat 1957; 9: 1-22.
4. Wicht B, Yanagida T, Scholz T, Ito A, Jiménez JA, Brabec J. Multiplex PCR for Differential Identification of Broad Tapeworms (Cestoda: Diphyllobothrium) Infecting Humans. Journal of Clinical Microbiology 2010 Sep; 48(9):3111.

**Palabras clave:** Difilobotriosis, gaviota cocinera, Parque Nacional Nahuel Huapi.

(1) Laboratorio de Parasitología, INIBIOMA (UNCo-CONICET), San Carlos de Bariloche, Rio Negro, Argentina. [casalinslaura@gmail.com](mailto:casalinslaura@gmail.com). (2) Universidad Nacional de Río Negro, Sede Andina y Laboratorio Ecotono INIBIOMA (UNCo-CONICET), San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina. [marbetman@gmail.com](mailto:marbetman@gmail.com).

## *Diphyllobothriidae* Lühe, 1910 (Cestoda: Pseudophylliidea) en mamíferos silvestres del sur de Brasil

### *Diphyllobothriidae* Lühe, 1910 (Cestoda: Pseudophylliidea) in wild mammals in southern Brasil

Fabiana Fedatto Bernardon<sup>1</sup>, Márcia Raquel Pegoraro<sup>1</sup>, Alice Graciela Suárez<sup>1</sup> y Gertrud Müller<sup>1</sup>

Zoonosis son enfermedades o infecciones naturalmente transmitidas a los humanos a partir de animales vertebrados (selvajes o domésticos, en algunos casos, por un vector) o de humanos para animales. A lo largo de la historia, los animales salvajes han sido considerados importantes fuentes de esas enfermedades, por lo tanto representando un problema de salud pública que afecta todos los continentes. Ciento de agentes patogénicos como bacterias, virus, hongos y parásitos son causante de las zoonosis y hay diferentes formas de transmisión que intervienen en la epidemiología de estas enfermedades. Algunos factores epidemiológicos son relevantes y deben ser considerados: la introducción de animales domésticos y/o humanos en un foco natural; translocación de un huésped infectado a un nuevo biotopo, nel que que existan huéspedes susceptibles; modificación de la dinámica de huéspedes o alteración del equilibrio ecológico; falta de alimento, lo que obliga los animales reservorios translocar para otras biocenosis; intervención del hombre en la modificación de ecosistemas; mutaciones positivas nel proceso epidémico del agente etiológico, facilitando su diseminación y intervención de las aves migratorias y de los vectores. *Diphyllobothriidae* incluye los cestodos que son parásitos intestinales de vertebrados, principalmente especies piscívoras. El ciclo biológico es complejo, envolviendo dos huéspedes intermediarios (crustáceos y peces) y huéspedes definitivos (especies piscívoras). Los parásitos adultos eliminan huevos no embrionados a través de las heces, nel ambiente hay la formación de la larva ciliada el coracidio, este llega hasta el agua y entonces es ingerido por crustáceos que son los primeros huéspedes intermediarios. En la cavidad general de los mismos se transforma en larvas procercoides. En esta fase son ingeridos por los segundos huéspedes intermediarios los peces, en estos las larvas atraviesan la pared intestinal y se fijan en los músculos y así se transforman en larvas plerocercoides o esparcano. El hombre se infecta al ingerir carne que contiene plerocercóides pescado. En Brasil, hubo una treintena de casos de difilobotriasis en humanos. En relación a los animales silvestres, la bibliografía informa cestodos de la familia *Diphyllobothriidae* Lühe, 1910 (Cestoda: Pseudophylliidea) parasitando algunos carnívoros silvestres nel Brasil (4) y nel Rio Grande do Sul fueron identificados en caninos. Por lo tanto, los estudios dirigidos por el reconocimiento de la fauna silvestre como posibles difusores de esta zoonosis, ya que los ambientes naturales son cada vez más son antropogénicos.

**Materiales y métodos**

La muestra se constitui de ejemplares de ambiente natural: *Leopardus geoffroyi* D'Orbigny & Gervais, 1844 (Carnivora: Felidae) (1), *Cerdocyon thous*

Linnaeus, 1766 (Carnivora: Canidae) (1), *Procyon cancrivorus* (Cuvier, 1798) (Carnivora: Procyonidae) (9) e *Didelphis albiventris* Lund, 1841 (Marsupialia: Didelphidae) (30) de accidentes de peatones en las

# PHYLOGENETIC PLACEMENT OF A SCHISTOSOME FROM AN UNUSUAL MARINE SNAIL HOST, THE FALSE LIMPET (*SIPHONARIA LESSONI*) AND GULLS (*LARUS DOMINICANUS*) FROM ARGENTINA WITH A BRIEF REVIEW OF MARINE SCHISTOSOMES FROM SNAILS

Sara V. Brant, Eric S. Loker, Laura Casalins\*, and Veronica Flores\*

University of New Mexico, Museum of Southwestern Biology, Center for Evolutionary and Theoretical Immunology, 1 University of New Mexico, MSC03 2020 Department of Biology, Albuquerque, New Mexico 87131. Correspondence should be sent to Sara V. Brant at: [sbrant@unm.edu](mailto:sbrant@unm.edu)

**ABSTRACT:** In the blood fluke family Schistosomatidae, marine snails are well known as intermediate hosts. Eight families of marine snails have thus far been reported to host schistosomes across the world, most of which have been implicated in human cercarial dermatitis (HCD) outbreaks. As part of our larger effort to define the species diversity and biology of schistosomes in Argentina, in particular their role in causing HCD, we searched in the marine pulmonate snail (*Siphonaria lessoni*) for a schistosome species described previously from *S. lessoni* from southern Argentina. Additionally, gulls (*Larus dominicanus*) collected from a different project locality (inland) were examined, because they are known to spend time in the intertidal regions. Schistosome sporocysts were found in *S. lessoni*, and a small worm fragment was retrieved from a gull. Molecular phylogenies for 28S, ITS1-5.8S-ITS2, and *cox1* genes revealed that the specimens from the gull and *S. lessoni* grouped closely together, suggesting they are conspecifics. Also, ITS1-5.8S-ITS2 sequences suggested one of the schistosomes from *S. lessoni* and a schistosome from a South African penguin were also conspecifics. Further study is needed to verify if these specimens comprise a distinct marine clade within the larger avian schistosome clade that is comprised mostly of species using freshwater snail hosts. Thus far, it appears this group of marine schistosomes may be more likely found in the southern hemisphere. It is unclear if the observed distribution pattern of schistosomes in *Siphonaria* is a result of sampling bias and/or indicative of a specific bird–snail–schistosome association. It is clear they are sharply differentiated from the basal marine clade of avian schistosomes that includes *Austrobilharzia*.

In both aquatic and terrestrial environments, gastropods are important intermediate hosts of parasites, particularly as first intermediate hosts for digenetic trematodes. Some families of digeneans include related genera that use marine or freshwater snails (e.g., Heterophyidae, Microphallidae, Echinostomatidae, Schistosomatidae) inviting a stimulating question as to whether disparate habitat use (marine to freshwater or vice versa) evolved once or on multiple occasions within a particular family. In the blood fluke family Schistosomatidae, marine snails are well known as intermediate hosts. In fact, 8 families of marine snails have thus far been reported to host schistosomes across the globe (Table I), most of which have been implicated in marine human cercarial dermatitis (HCD) outbreaks (Penner, 1950, 1953a, 1953b; Chu, 1952; Hutton, 1952; Stunkard and Hinchliffe, 1952; Leigh, 1953, 1955; Bearup, 1955; Ito, 1956; Grodhaus and Keh, 1958; Ewers, 1961; Short and Holliman, 1961; Martin, 1972; Chauhan et al., 1973; Rohde, 1977; Canestri-Trotti et al., 2001; Appleton, 2003; Abdul-Salam and Sreelatha, 2004; Walker, 2005; Alda and Martorelli, 2009; Brant et al., 2010).

We know very little about the natural history of most of the species of marine snails, except for *Austrobilharzia variglandis*. This is in part because of the slow progress in recovering marine schistosomes because prevalence of infections in snails is typically very low. For most of the marine snail families, their associated schistosomes are usually known from only cercariae (Penner, 1950; Hutton, 1952; Ewers, 1961; Martorelli, 1989; Appleton, 2003; Alda and Martorelli, 2009; Brant et al., 2010). One such

family of marine snail hosts, the pulmonate Siphonariidae, specifically members of *Siphonaria* or false limpets, is one such family that hosts schistosomes (Ewers, 1961; Appleton, 2003; Alda and Martorelli, 2009). Species of *Siphonaria* are distributed worldwide in tropical and temperate seas.

As part of our effort to describe schistosome diversity in Argentina, we revisited the collecting locality of Alda and Martorelli (2009) at Comodoro Rivadavia, where schistosome-positive *Siphonaria* were found. Our goal was to obtain new schistosome samples for genetic characterization to complement the authors' detailed morphological description. Herein we describe the phylogenetic position of the schistosome cercariae from *Siphonaria lessoni* as well as an adult schistosome from *Larus dominicanus*, which was collected from a different locality, a large inland lake, as part of a different project. Biodiversity studies such as these add important host and distribution records to develop our global understanding of parasite diversity, and also provide the foundations for more targeted local studies oriented toward improved understanding of parasite biology, including life cycles, transmission and control.

## MATERIALS AND METHODS

A total of 402 *S. lessoni* were collected, 300 from Comodoro Rivadavia Chubut (45°52'S, 67°28'W) and 102 from Caleta Cordova Chubut (45°45'S, 67°22'W) Argentina in February 2011. Each snail was dissected and examined with the aid of a stereoscopic dissecting microscope to look for parasite larvae. Cercariae and sporocysts obtained were preserved in 95% alcohol.

A total of 40 individuals of *L. dominicanus* (gulls) were collected in the National Park Nahuel, under permit 1296 granted by the Administration of the Nahuel Huapi National Park, from

Received 7 April 2016; revised 31 August 2016; accepted 2 September 2016.

\* Laboratorio de Parasitología (LAPAR), INIBIOMA (CONICET–Universidad Nacional del Comahue), Avenida Quintral 1250, 8400 San Carlos de Bariloche, Río Negro, Argentina.

DOI: 10.1645/16-43

TABLE I. A review of schistosomes that use marine snails as intermediate hosts and their distribution.

Schistosome species	Snail host family	Snail hosts	Avian host	Locality	Reference
<i>Austroilharzia variglandis</i>	Nassariidae	<i>Ilyanassa obsoleta</i>		North America	Grodhaus and Keh (1958), Curtis (1997), Leighton et al. (2004)
			<i>Merganser serrator</i>	North America	Penner (1953b)
			<i>Larus</i>	North America	Keppner (1973), Barber and Caira (1995)
			<i>Branta canadensis</i>	North America	Barber and Caira (1995)
<i>Austroilharzia</i> sp.	Planaxidae	<i>Planaxis sulcatus</i>		North America	Barber and Caira (1995)
				Kuwait Bay	Abdul-Salam and Sreelatha (2004)
	Potomididae	<i>Cerithidia cingulata</i>		Kuwait Bay	Al-Kandari et al. (2012)
			<i>Larus</i>	South Africa	Appleton (1982, 1986), Canestri-Trotti et al. (2001)
	Nassariidae	<i>Ilyanassa reticulatus</i>		Italy	Canestri-Trotti et al. (2001)
	Littorinidae	<i>Cerithidia</i>		North America	Martin (1972)
			<i>Littorina</i>		North America (Hawaii)
	Littorinidae	<i>Littorina planaxis</i>		North America (Hawaii)	Chu (1954)
			<i>Onychoprion fuscatus</i>	North America (Hawaii)	Chu (1954)
			<i>Anous minutus</i>	North America (Hawaii)	Chu (1954)
			North America	Penner (1950)	
<i>Austroilharzia terrigalensis</i>	Potomididae	<i>Velacumantus australis</i>		North America	Courtney and Forrester (1974)
			<i>Pelecanus occidentalis</i>	North America	Kinsella and Forrester (1999)
			<i>Gavia immer</i>	North America	Appleton (1984)
			<i>Larus</i>	Australia	Johnston (1917, 1941) Appleton (1984)
				Australia	Appleton (1984)
<i>Austroilharzia penneri</i>	Planaxidae	<i>Planaxis sulcatus</i>	<i>Larus</i>	Red Sea	Witenberg and Lengy (1967)
			<i>Egretta</i>	Australia	Rohde (1977)
			<i>Larus</i>	Australia	Rohde (1977)
<i>Ornithilharzia canaliculata</i>	Potomididae	<i>Cerithidia scalariformis</i>		North America	Holliman (1961)
	Potomididae	<i>Cerithidia scalariformis</i>		North America	Short and Holliman (1961)
<i>Ornithilharzia canaliculata</i>	Battillariidae	<i>Batillaria minima</i>	<i>Larus</i>	Red Sea	Witenberg and Lengy (1967)
				North America	Penner (1953a), Morales et al. (1971)
			<i>Aythya marila</i>	North America	Chapin (1924)
			<i>Eudocimus albus</i>	North America	Bush and Forrester (1976)
Avian Schistosome <i>Haminoea</i>	Haminoeidae	<i>Haminoea antillarum</i>		North America	Hutton (1952), Leigh (1953, 1955)
Avian Schistosome <i>Siphonaria</i>	Haminoeidae	<i>Haminoea japonica</i>		North America	Brant et al. (2010)
	Siphonariidae	<i>Siphonaria denticulata</i>		Australia	Ewers (1961)
	Siphonariidae	<i>Siphonaria lessoni</i>		Argentina	Alda and Martorelli (2009)
	Siphonariidae	<i>Siphonaria capensis</i>		South Africa	Appleton (2003)
Avian schistosome			<i>Larus</i>	South Africa	Appleton (1986), Appleton and Randall (1986)
Avian schistosome	Cochliopidae	<i>Heleobia conexa</i>		Argentina	Martorelli (1989)

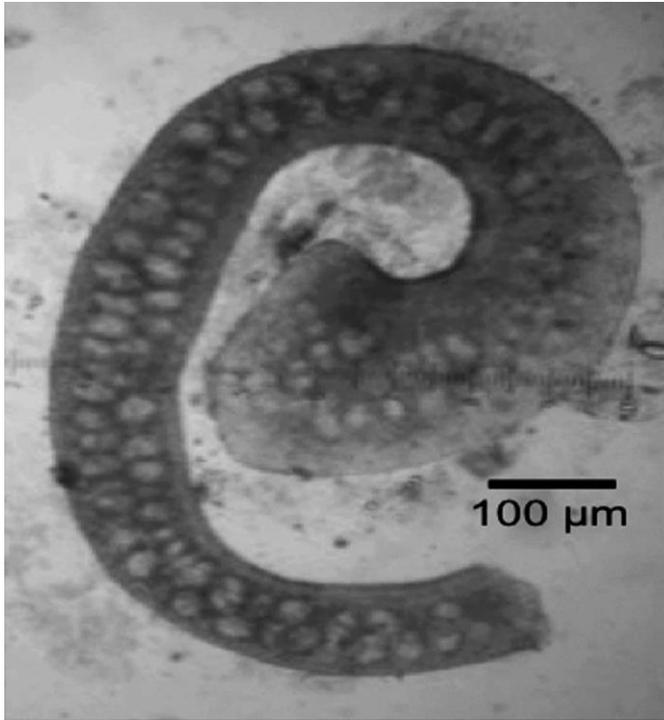


FIGURE 1. Image of the posterior end of worm fragment from *Larus dominicanus*. The spatulate end is a unique feature for some species of avian schistosomes. This is the same worm fragment from which the material was taken for genetic analysis.

October 2013 to March 2015. They were collected from a freshwater lake for a study on HCD in that area, and thus were not collected from the same locality as the *Siphonaria* (about 771 km between localities). The gulls were examined immediately after death. The hepatic portal vein and liver were removed and washed in a series of decantation steps to isolate adult schistosomes and the mesenteric veins were examined with a dissecting microscope.

DNA was extracted from ethanol-preserved sporocysts from *S. lessoni* and from a small piece of the fragment of an adult worm fragment from *L. dominicanus* with the DNeasy Tissue Kit (Qiagen, Valencia, California) according to manufacturer's guidelines. DNA was amplified by polymerase chain reaction, PCR (TaKara *Ex Taq* kit, Takara Biomedicals, Otsu, Japan) and sequenced with the use of previously published primers. For 28S rDNA we used the primers and conditions listed in Brant et al. (2006), ITS1-5.8S-ITS2 region with the primers BDF1, BDR2, 3S and 4S (Bowles and McManus, 1993; Bowles et al., 1995), and for *cox1* we used the primers and conditions listed in Brant and Loker (2009). PCR products were purified with E.Z.N.A. Cycle Pure Kit (Omega Bio-Tek, Norcross, Georgia) and sequenced with the use of the Applied Biosystems BigDye direct sequencing kit, version 3.1 (Applied Biosystems, Foster City, California).

Phylogenetic analyses for the data sets were carried out with Bayesian inference (BI) with the use of MrBayes (Huelsenbeck and Ronquist, 2001; Ronquist and Huelsenbeck, 2003) and were set up as follows: with default priors, 28S and ITS1-5.8S-ITS2 (Nst ¼ 6 rates ¼ gamma ngamacat ¼ 4) and *cox1* (parameters unlinked so each partition has its own set of parameters, partitioned by codon; Nst ¼ 6 rates-invgamma. We also allowed

the partitions by codon to evolve under different rates (preset applyto ¼all) ratepr ¼variable). Model selection was estimated with the use of ModelTest (Posada and Crandall, 1998). Four chains were run simultaneously for  $5 \times 10^5$  generations, the first 5,000 trees with preasymptotic likelihood scores were discarded as burn in, and the retained trees were used to generate 50% majority-rule consensus trees and posterior probabilities. Outgroups for 28S rDNA were marine spirorchiiids, the sister group to Schistosomatidae according to Snyder (2004). Currently there is no clear sister group to the ingroup taxa, thus the outgroup for *cox1* was selected from the most recent and most inclusive taxonomically results of our 28S analysis (Flores et al., 2015).

## RESULTS

It was found that 4/300 (1.3%) *S. lessoni* from Comodoro Rivadavia and 1/102 (0.9%) from Caleta Cordova had single species schistosome infections. Of the birds examined, 1/40 gulls were infected with a schistosome found in the veins of the large intestine (Fig. 1). Vouchers were deposited in the Museum of Southwestern Biology Division of Parasites (MSB:Para 18934–18938). The samples used for the phylogenetic analysis were MSB:Para 18934 (W636), MSB:Para 18938 (W640), and MSB:Para:24529 (W829). The associated tissues from infected and uninfected snails were deposited in the Museum of Southwestern Biology Division of Parasites MSB: Host: 15401–15403, 21184.

The phylogenetic analysis of the partial 28S data set (1,302 base pairs [bp]) shows that the cercariae from *S. lessoni*, the worm fragment from *L. dominicanus* and the schistosomes from the marine snail *Haminoea* from coastal California (Brant et al., 2010) group together and formed a monophyletic marine schistosome clade that clustered within the larger freshwater avian schistosomes clade (Fig. 2).

Phylogenetic analysis of the ITS1-5.8S-ITS2 regions (1,183 bp) was also performed because the schistosome sample from the penguin has only 28S and ITS gene regions available, plus it provides a more variable nuclear DNA region for comparisons. Like the 28S results, the ITS analysis recovered a monophyletic clade consisting only of marine schistosome lineages (Fig. 3). Unfortunately, only 1 of our samples from *Siphonaria* and *Larus* could be sequenced for ITS, which grouped with the schistosome from the South African penguin. The genetic distance is low, suggesting they are conspecifics (0.3% uncorrected *p*-distance). The clade containing the *Siphonaria* plus South African penguin (Aldhoun and Horne, 2015) schistosomes and the schistosomes from *Haminoea* was 5.8% different, suggesting they may not be congeners. This genetic distance is within the range of values noted between existing genera within the large freshwater avian schistosomes clade (Brant and Loker, 2009). As an example from this clade, *Gigantobilharzia huronensis* and *Dendritobilharzia pulverulenta*, both common in North America freshwater ponds, are 7.2% different. Genetic differences are used as an approximate gauge of variation until we can obtain more data on morphology and life cycles. Thus far, it appears our sample belongs to a new genus.

The results from the analysis using the more variable mtDNA gene *cox1* (947 bp) show the adult worm fragment from *L. dominicanus* groups with schistosome cercariae from *S. lessoni*, suggesting they are likely conspecifics (Fig. 4). Genetic distance is

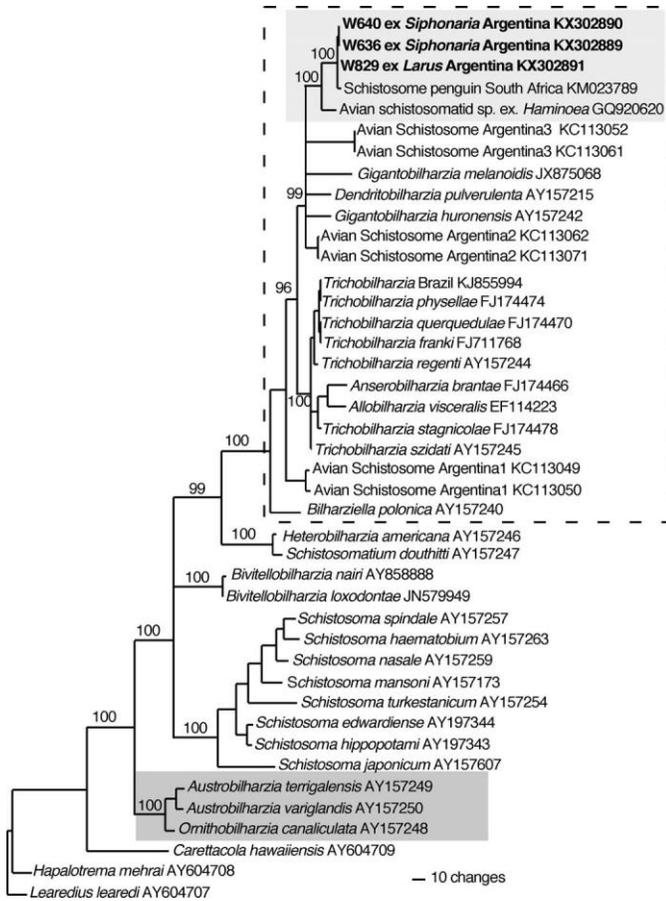


FIGURE 2. Phylogenetic tree based on Bayesian Inference of 28S rDNA sequences. The schistosomes samples from *Siphonaria lessoni* and *Larus dominicanus* are bolded. The major avian schistosome clade is outlined in the dashed box. For comparison, marine schistosome taxa are in a shaded gray box. Nodal support is indicated by posterior probabilities. GenBank accession numbers follow the taxon name.

relatively low between the sample from *L. dominicanus* and the two from *S. lessoni* (*cox1* uncorrected *p*-distance 0.5% and 0.7%) and between the cercariae from *S. lessoni* (*p*-distance 0.2%). However, the schistosome samples from the 2 different marine gastropods, *Siphonaria* and *Haminoea*, are likely not congeners since the average genetic distance (uncorrected *p*-distance) is 18.6%, a value within the range observed to demarcate differences between known genera. Again, for reference, *G. huronensis* and *D. pulverulenta* are 18.3% different, result consistent with the nuclear data (Brant et al., 2006; Brant and Loker, 2009).

The phylogenetic analysis of the *cox1* data set supports the conspecific relationship of worms from *S. lessoni* and *L. dominicanus*, but otherwise does not show a sister clade grouping with the cercariae from the marine snail *H. japonica* as was revealed by the 28S and ITS analysis (Fig. 4). The topology and lack of resolved nodes is the same if we run the analysis removing the third codon position or remove taxa and rerun the analysis (results not shown). There are several reasons for this observation: the problem of putative missing taxa, different taxon composition among the 3 gene trees, these are gene trees, not species trees. We can say that while we did not recover a clade of marine schistosomes, the *cox1* phylogeny is still correlated to the

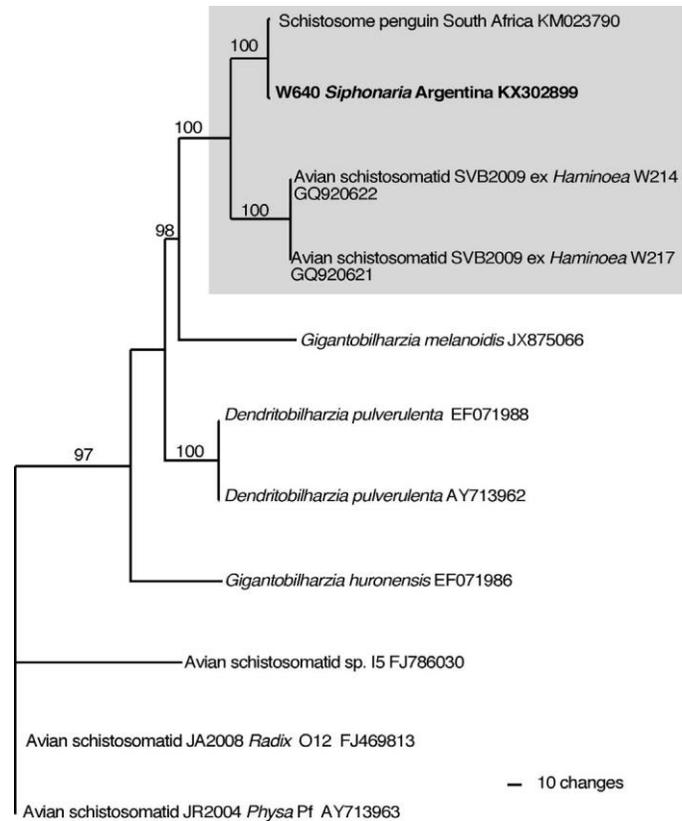


FIGURE 3. Phylogenetic tree based on Bayesian Inference of ITS1-5.8S-ITS2 rDNA sequences. The schistosome sample from *Siphonaria lessoni* is bolded. The marine taxa are highlighted in a gray box. Nodal support is indicated by posterior probabilities. GenBank accession numbers follow the taxon name.

nuclear gene trees and that the lack of resolution does not mean absence of a relationship. Thus, based on their common Argentine origin, their genetic similarity and their distinctiveness from other known marine schistosomes, the schistosomes recovered from *Siphonaria* and a gull in Argentina (as well as the sample from the South Africa penguin), likely comprise a distinct species within a new genus, a species with confirmed hosts in the wild.

## DISCUSSION

This is the third record of a marine schistosome species that groups within the large clade of freshwater avian schistosomes rather than with the basal marine avian schistosome clade (Fig. 2; Snyder, 2004; Brant et al., 2006). The first report was from the marine snail *Haminoea japonica* in the United States and the second was from a marine penguin (*Spheniscus demersus*) in South Africa (Brant et al., 2010; Aldhoun and Horne, 2015). The schistosome reported here was from the pulmonate gastropod genus *Siphonaria*, and thus far is the only marine heterobranch snail other than *Haminoea* spp. (Hutton, 1952; Brant et al., 2010) reported to have schistosomes (Ewers, 1961; Martorelli, 1989; Appleton, 2003; Alda and Martorelli, 2009). There have been a few other reports of schistosomes from *Siphonaria*, curiously to date, only from the southern hemisphere: *Siphonaria denticulata* from Australia (Ewers, 1961), *Siphonaria capensis* from South

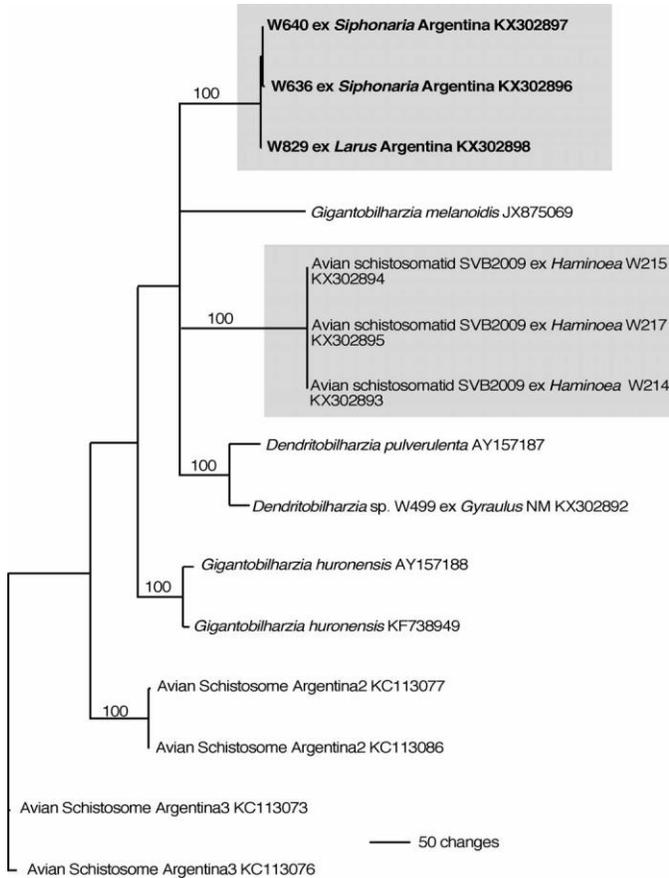


FIGURE 4. Phylogenetic tree based on Bayesian Inference of *cox1* sequences. The samples from *Siphonaria lessoni* are in bold. The marine taxa are highlighted in gray boxes. Nodal support is indicated by posterior probabilities. GenBank accession numbers follow the taxon name.

Africa (Appleton, 2003), and most recently *Siphonaria lessoni* from Argentina (Alda and Martorelli, 2009). It is unclear if the observed southern hemispheric distribution pattern of schistosomes in *Siphonaria* is a result of sampling bias and/or is indicative of specific bird–snail–schistosome associations, in part because thus far there are very few parasite surveys of *Siphonaria* (Hodgson et al., 1993; Alda and Martorelli, 2009; Gilardoni et al., 2011).

The sequence results here suggest that the samples from *Siphonaria* from Argentina group with the sample from a South African penguin, *S. demersus* (Aldhoun and Horne, 2015), and are likely conspecifics. Interestingly also from South Africa is 1 report of a putative avian schistosome from *S. capensis* (Appleton, 2003) as well as reports of eggs from *S. demersus*. Whether or not these 2 reported specimens are conspecific or related to each other or to the *Siphonaria/Larus* sample from Argentina and that from the penguin by Aldhoun and Horne (2015) is not known. The South African penguin schistosome sequenced by Aldhoun and Horne (2015) was from the same penguin species that was examined by Appleton (1986), although Aldhoun and Horne (2015) stated that their egg size was smaller and thus not similar enough to be considered conspecific.

The 1 small worm fragment we recovered from *L. dominicanus* was not of the size or shape of males or females of the larger-

bodied, strongly dimorphic genera *Austrobilharzia* or *Ornithobilharzia* (Fig. 1). It is presumed that intact adult worms of the Argentine species are long and thin (Fig. 1). With 2 exceptions, *Bilharziella*, *Dendritobilharzia*, long and thin adult bodies predominate in this large clade of avian schistosomes (Loker and Brant, 2006). Fortunately, the posterior worm fragment recovered is somewhat helpful diagnostically, as there are a few species of *Gigantobilharzia* that have a widened posterior end and most of these have been described from *Larus*.

Species in *Gigantobilharzia* likely represents at least 5 morphologically distinct genera based on combinations of presence or absence of the oral sucker, the ventral sucker and/or the gynaecophoric canal, and thus do not represent a monophyletic group. However, until there is a major taxonomic revision, the following species have a widened posterior end like the specimen from *Larus* in this study; these are *Gigantobilharzia monocotylea* and *Gigantobilharzia acotylea* from Europe (Szidat, 1930; Akramova et al., 2010), *Gigantobilharzia* sp. from Australia (Rohde, 1978), and *Gigantobilharzia* sp. from North America (Ulmer, 1968). Our specimen is likely not *G. acotylea*, because it was described as using freshwater snails (Akramova et al., 2010). But the *Gigantobilharzia* sp. from Australia and North America appear to be the most similar with respect to their posterior ends to our specimen fragment from *Larus* (Rohde, 1978; Ulmer, 1968). The posterior ends of *G. huronensis* from passerine birds and physid snails and *Gigantobilharzia melanoidis* from *Melanoides tuberculata* snails (bird host not known) represented in the tree figures is not widened in either males or females (Najim, 1956; Schuster et al., 2014).

Unfortunately, there are no adult specimens for the *Gigantobilharzia* sp. from penguins, only eggs (Aldhoun and Horne, 2015; Appleton, 1986) and the description of *Gigantobilharzia huttoni* from *Haminoea antillarum* did not include a description or drawing of the posterior end (Leigh, 1955). There are also reports of schistosome eggs from other collections of *L. dominicanus* from South Africa that do not resemble eggs of either *Austrobilharzia* or *Ornithobilharzia* known to infect gulls. These distinctive, unknown eggs might represent the species (or possibly multiple related species) transmitted by *Siphonaria* (Appleton, 1982, 1986; Appleton and Randall, 1986). Likewise, Rohde (1978) found eggs similar to those from South Africa in *Larus novaehollandiae* from Australia. The morphology of these distinctive but unknown eggs (Rohde, 1978) is very similar to the eggs described for *G. huttoni* (a species with long, thin adults) obtained from an experimental infection using cercariae derived from the marine snail *H. antillarum* (Leigh, 1953, 1955). Because of this similarity, the distinctive eggs recovered from gulls were described as *Gigantobilharzia* sp. (Appleton, 1982, 1986; Rohde, 1978). Even though the gull from the present study was collected from an inland lake, gulls are known to travel large distances and several species spend time in both marine and freshwater (lakes, rivers) habitats (e.g., Kilpi and Sauroala, 1983; Capllonch, 2004), though some are also resident birds (e.g., Whittington et al., 2009).

Certain species of gulls may represent a common host for these *Gigantobilharzia*-like schistosomes, because the snail hosts (*Haminoea*, *Siphonaria*) are common in intertidal zones, areas where many common gull species prefer to feed and rest (this is also similar to some species of penguins). The families of snails that host *Austrobilharzia* and *Ornithobilharzia* are also common in intertidal regions (Table I), where gulls are infected regularly with

*Austroilharzia*, in particular (e.g., Johnston, 1941; Rohde, 1977; Appleton, 1984; Barber and Caira, 1995; Brant et al., 2010). At least for *Austroilharzia*, other families of marine birds can also serve as hosts and this genus is still by far the most often recovered in surveys of marine intertidal birds (Table I). The present report though is the first to show a genetic match of an adult worm from a bird with cercariae from a snail that does not fall within the basal clade occupied by *Austroilharzia* and *Ornithoilharzia*.

The schistosomes found in *Siphonaria* spp., gulls and penguins around the southern hemisphere likely comprise the same, or a closely related species. With new collections permitting additional analyses of morphological and genetic data we will be able to verify species status as well as learn more about the natural history of these worms. The use of molecular data to aid in species characterization within Schistosomatidae has greatly improved our understanding of the phylogenetic relationships among the species as well as their host associations (Snyder and Loker, 2000; Brant et al., 2006). Based on genetic data, *Austroilharzia* and *Ornithoilharzia* from caenogastropod snails form the basal clade within Schistosomatidae and are exclusively marine (Snyder, 2004). Yet, unexpectedly, the schistosomes emerging from the marine heterobranch snails *H. japonica* and *S. lessoni* cluster within the major avian schistosome clade comprised of freshwater species instead of with the basal marine schistosomes (Brant et al., 2010; Brant and Loker, 2013).

As far as is known, the basal branches of this clade including the *Siphonaria* and *Haminoea* avian schistosomes are all species found in freshwater snails (Brant and Loker, 2013) thus the results herein suggest there has been at least 1 secondary colonization of marine habitats by schistosomes. Such a pattern could be a result of one or both possible scenarios: (1) switching from use of strictly freshwater gastropods to related species, such as *Heleobia*, that live in transitional estuarine habitats; and/or (2) by hosts such as gulls that regularly circulate between marine and freshwater habitats. These 2 scenarios are not mutually exclusive and are likely because some species or populations of gulls do frequent water bodies of varying salinity. Although the gulls and other shorebirds can switch among different salinities in their habitat, the snails do not. Thus it is not difficult to imagine such a bird with a freshwater schistosome would over time encounter different ecologies of snail hosts to which their worms would be exposed, at least initiating the encounter of the 2 hosts and the parasites. There are at least 7 species of schistosome that have been reported for gulls and/or terns from around the world, but for none of these named species do we have genetic data (excluding species of *Austroilharzia* and *Ornithoilharzia*). There may be a case where we have genetic data without adult morphology for confirmation, such as with the schistosomes from *Haminoea* (Brant et al., 2010). With such data for these species, plus relevant snail host data, we might begin to piece together the trajectory of what is predominantly a freshwater group of schistosomes into the marine environment. Discovering the sister group to the marine schistosomes would also reveal a possible origin of the lineage.

#### ACKNOWLEDGMENTS

In Argentina the study was supported by Agencia de Promoción Científica y Técnica PICT 1288-2011 and CONICET

PIP No.: 11220110100550 to V.F. The University of New Mexico supported this study through a National Science Foundation grant to SVB (DEB 1021427) and a National Institutes of Health grant to ESL (RO1 A144913). Technical assistance at UNM Molecular Biology Facility was supported by NIH grant 1P20RR18754 from the Institute Development Award program of the National Center for Research Resources. We thank two anonymous reviewers who took the time to write constructive reviews.

#### LITERATURE CITED

- ABDUL-SALAM, J., AND B. S. SREELATHA. 2004. Description and surface topography of the cercaria of *Austroilharzia* sp. (Digenea: Schistosomatidae). *Parasitology International* 53: 11–21.
- AKRAMOVA, F., D. AZIMOV, AND E. SHAKARVOEV. 2010. The morphology and biology of the trematodes *Gigantobilharzia acotylea* (Digenea, Schistosomatidae). *Vestnik Zoologii* 44: 1–10.
- ALDA, P., AND S. R. MARTORELLI. 2009. Larval digeneans of the siphonariid pulmonates *Siphonaria lessoni* and *Kerguelenella lateralis* and the Flabelliferan isopod *Exosphaeroma* sp. from the intertidal zone of the Argentinean Sea. *Comparative Parasitology* 76: 267–272.
- ALDHOUN, J. A., AND E. C. HORNE. 2015. Schistosomes in South African penguins. *Parasitology Research* 114: 237–246.
- AL-KANDARI, W. Y., S. A. AL-BUSTAN, A. M. ISAAC, B. A. GEORGE, AND B. S. CHANDY. 2012. Molecular identification of *Austroilharzia* species parasitizing *Cerithidia cingulata* (Gastropoda: Potamididae) from Kuwait Bay. *Journal of Helminthology* 86: 470–478.
- APPLETON, C. C. 1982. The eggs of some blood-flukes (Trematoda: Schistosomatidae) from South African birds. *South African Journal of Zoology* 17: 147–150.
- APPLETON, C. C. 1984. Observations on the histology of *Austroilharzia terrigalensis* (Trematoda: Schistosomatidae) infection in the silver gull, *Larus novaehollandiae*. *International Journal for Parasitology* 14: 23–28.
- APPLETON, C. C. 1986. Studies on *Austroilharzia terrigalensis* (Trematoda: Schistosomatidae) in the Swan Estuary, Western Australia: Frequency of infection in the intermediate host population. *International Journal for Parasitology* 13: 51–60.
- APPLETON, C. C. 2003. The avian Schistosomatidae of sub-Saharan Africa with particular reference to *Cercaria herini*, a cause of dermatitis in people. *Proceedings of workshop on African Freshwater Malacology*, Kampala, Uganda, 9–12 September 2003, p. 213–233.
- APPLETON, C. C., AND R. M. RANDALL. 1986. Schistosome infection in the kelp gull, *Larus dominicanus*, from Port Elizabeth, Republic of South Africa. *Journal of Helminthology* 60: 143–146.
- BARBER, K. E., AND J. N. CAIRA. 1995. Investigations of the life cycle and adult morphology of the avian blood fluke *Austroilharzia variglandis* (Trematoda: Schistosomatidae) from Connecticut. *Journal of Parasitology* 81: 584–592.
- BEARUP, A. J. 1955. A schistosome larva from the marine snail *Pyrazus australis* as a cause of cercarial dermatitis in man. *Medical Journal of Australia* 1: 955–960.

- BOWLES, J., D. BLAIR, AND D. P. McMANUS. 1995. A molecular phylogeny of the genus *Echinococcus*. *Parasitology* 110: 317–328.
- BOWLES, J., AND D. P. McMANUS. 1993. Rapid discrimination of *Echinococcus* species and strains using a polymerase chain reaction-based RFLP method. *Molecular and Biochemical Parasitology* 57: 231–240.
- BRANT, S. V., A. N. COHEN, D. JAMES, L. HUI, A. HOM, AND E. S. LOKER. 2010. Cercarial dermatitis transmitted by an exotic marine snail. *Emerging Infectious Diseases* 16: 1357–1365.
- BRANT, S. V., AND E. S. LOKER. 2009. Molecular systematics of the avian schistosome genus *Trichobilharzia* (Trematoda: Schistosomatidae) in North America. *Journal of Parasitology* 95: 941–963.
- BRANT, S. V., AND E. S. LOKER. 2013. Discovery based studies of schistosome diversity stimulate new hypotheses about parasite biology. *Trends in Parasitology* 29: 449–459.
- BRANT, S. V., J. A. T. MORGAN, G. M. MKOJI, S. D. SNYDER, R. P. V. J. RAJAPAKSE, AND E. S. LOKER. 2006. An approach to revealing blood fluke life cycles, taxonomy, and diversity: Provision of key reference data including DNA sequence from single life cycle stages. *Journal of Parasitology* 92: 77–88.
- BUSH, A. O., AND D. J. FORRESTER. 1976. Helminths of white ibis in Florida. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 43: 17–23.
- CANESTRI-TROTTI, G., M. L. FIORAVANTI, AND S. PAMPIGLIONE. 2001. Cercarial dermatitis in Italy. *Helminthologia* 38: 245.
- CAPLLONCH, P. 2004. Migraciones de aves en el litoral Argentino. *Miscelánea* 12: 363–368.
- CHAPIN, E. A. 1924. *Typhlocoelium flavum* from ducks from North Carolina; a schistosome fluke (*Ornithobilharzia*) in *Marila affinis* from Maryland. *Journal of Parasitology* 10: 208.
- CHAUHAN, A. S., C. B. SRIVASTAVA, AND B. S. CHAUHAN. 1973. Studies on the trematode fauna of India. Part 6. Digenea: Schistosomatidae a monographic aid to the identification of Indian schistosomes. *Journal of the Zoological Society of India* 25: 83–128.
- CHU, G. W. T. C. 1952. First report of the presences of a dermatitis producing marine larval schistosome in Hawaii. *Science* 115: 151–153.
- CHU, G. W. T. C. 1954. *Austrobilharzia variglandis* (Miller and Northup, 1926) Penner, 1953, (Trematoda: Schistosomatidae) in Hawaii with notes on its biology. *Journal of Parasitology* 40: 515–524.
- COURTNEY, C. H., AND D. J. FORRESTER. 1974. Helminth parasites of the Brown Pelican in Florida and Louisiana. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 41: 89–93.
- CURTIS, L. A. 1997. *Illyanassa obsoleta* (Gastropoda) as a host for trematodes in Delaware estuaries. *Journal of Parasitology* 83: 793–803.
- EWERS, W. H. 1961. A new intermediate host of schistosome trematodes from New South Wales. *Nature* 190: 283–284.
- FLORES, V., S. V. BRANT, AND E. S. LOKER. 2015. Avian schistosomes from the South American endemic gastropod genus *Chilina* (Pulmonata: Chiliniidae), with a brief review of South American schistosome species. *Journal of Parasitology* 101: 565–576.
- GILARDONI, C., J. ETCHEGOIN, J. I. DIAZ, C. ITUARTE, AND F. CREMONTE. 2011. A survey of larval digeneans in the commonest intertidal snails from Northern Patagonian coast, Argentina. *Acta Parasitologica* 56: 163–179.
- GRODHAUS, G., AND B. KEH. 1958. The marine dermatitis-producing cercaria of *Austrobilharzia variglandis* in California (Trematoda: Schistosomatidae). *Journal of Parasitology* 44: 633–638.
- HODGSON, A. N., M. R. FARQUHAR, AND C. J. DE VILLIERS. 1993. Variations in infestations of *Siphonaria capensis* and *S. concinna* (Pulmonata) by larval trematodes in Southern Africa. *Journal of Molluscan Studies* 59: 83–93.
- HOLLIMAN, R. B. 1961. Larval trematodes from the Apalachee Bay area Florida, with a checklist of the known marine cercariae arranged in a key to their superfamilies. *Tulane Studies of Zoology* 9: 2–74.
- HUELSENBECK, J. P., AND F. RONQUIST. 2001. MrBayes: Bayesian inference of phylogenetic trees. *Bioinformatics* 17: 754–755.
- HUTTON, R. F. 1952. Schistosome cercariae as the probable cause of seabather's eruption. *Bulletin of Marine Science of the Gulf and Caribbean* 2: 346–359.
- ITO, J. 1956. Studies on the brackish water cercariae in Japan. I. Two new furcocercous cercariae, *Cercaria ogatai* n. sp., and *Cercaria tympanotoni* n. sp. in Tokyo Bay (Trematoda). *Japanese Journal of Medical Science and Biology* 9: 223–234.
- JOHNSTON, S. J. 1917. On the trematodes of Australian birds. *Journal of the Proceedings of the Royal Society of New South Wales* 50: 187–261.
- JOHNSTON, T. H. 1941. Bather's itch (Schistosome dermatitis) in the Murray swamps, South Australia. *Transactions of the Royal Society of South Australia* 65: 276–284.
- KEPPNER, E. J. 1973. Some internal parasites of the California gull *Larus californicus* Lawrence, in Wyoming. *Transactions of the American Microscopical Society* 92: 288–291.
- KILPI, M., AND P. SAUROLA. 1983. Pre-migration movements of coastal Finnish herring gulls (*Larus argentatus*) in autumn. *Annales Zoologici Fennici* 20: 245–254.
- KINSELLA, J. M., AND D. J. FORRESTER. 1999. Parasitic helminths of the common loon, *Gavia immer*, on its wintering grounds in Florida. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington* 66: 1–6.
- LEIGH, W. H. 1953. *Cercaria huttoni*, sp. nov., a dermatitis-producing schistosome larva from the marine snail, *Haminoea antillarum guadalupensis* Sowerby. *Journal of Parasitology* 36: 625–629.
- LEIGH, W. H. 1955. The morphology of *Gigantobilharzia huttoni* (Leigh, 1953) an avian schistosome with marine dermatitis producing larvae. *Journal of Parasitology* 41: 262–269.
- LEIGHTON, B. J., D. RATZLAFF, C. McDOUGALL, G. STEWART, A. NADAN, AND L. GUSTAFSON. 2004. Schistosome dermatitis at Crescent Beach preliminary report. *Environmental Health Review* 48: 5–13.
- LOKER, E. S., AND S. V. BRANT. 2006. Diversification, dioecy and dimorphism in schistosomes. *Trends in Parasitology* 22: 521–528.
- MARTIN, W. E. 1972. An annotated key to the cercariae that develop in the snail *Cerithidia californica*. *Bulletin Southern California Academy of Sciences* 71: 39–43.
- MARTORELLI, S. R. 1989. Estudios parasitológicos en la Albufera de Mar Chiquita, Provincia de Buenos Aires, República Argentina. II: Cercarias (Digenea) parasitas de *Helebia conexa* (Mollusca: Hydrobiidae), pertenecientes a las familias

- Schistosomatidae, Haploporidae, y Homalometridae. *Nematropica* 35: 81–90.
- MORALES, G. A., C. F. HELMBOLDT, AND L. R. PENNER. 1971. Pathology of experimentally induced schistosome dermatitis in chickens: the role of *Ornithobilharzia caniculata* (Rudolphi, 1819) Odhner 1912 (Trematoda: Schistosomatidae). *Avian Diseases* 15: 262–276.
- NAJIM, A. T. 1956. Life history of *Gigantobilharzia huronensis* Najim, 1950. A dermatitis-producing bird blood-fluke (Trematoda-Schistosomatidae). *Parasitology* 46: 443–469.
- PENNER, L. R. 1950. *Cercaria littorinalinae* sp. nov., a dermatitis-producing schistosome larva from the marine snail, *Littorina planaxis* Philippi. *Journal of Parasitology* 36: 466–472.
- PENNER, L. R. 1953a. The biology of a marine dermatitis producing schistosome cercaria from *Batillaria minima*. *Journal of Parasitology* 39: 19–20.
- PENNER, L. R. 1953b. The red-breasted merganser as a natural avian host of the causative agent of clam digger's itch. *Journal of Parasitology* 39: 20.
- POSADA, D., AND K. A. CRANDALL. 1998. MODELTEST: Testing the model of DNA substitution. *Bioinformatics* 14: 817–818.
- ROHDE, K. 1977. The bird schistosome *Austrotilharzia terrigenensis* from the Great Barrier Reef, Australia. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 52: 39–51.
- ROHDE, K. 1978. The bird schistosome *Gigantobilharzia* sp. in the silver gull, *Larus novaehollandiae*, a potential agent of schistosome dermatitis in Australia. *Search* 9: 40–42.
- RONQUIST, F., AND J. P. HUELSENBECK. 2003. MRBAYES 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19: 1572–1574.
- SCHUSTER, R. K., J. A. ALDHOUN, AND D. O'DONOVAN. 2014. *Gigantobilharzia melanoidis* n. sp. (Trematoda: Schistosomatidae) from *Melanoides tuberculata* (Gastropoda: Thiaridae) in the United Arab Emirates. *Parasitology Research* 113:959–972.
- SHORT, R. B., AND R. B. HOLLIMAN. 1961. *Austrotilharzia penneri*, a new schistosome from marine snails. *Journal of Parasitology* 47: 447–452.
- SNYDER, S. D. 2004. Phylogeny and paraphyly among tetrapod blood flukes (Digenea: Schistosomatidae and Spirorchiidae). *International Journal for Parasitology* 34: 1385–1392.
- SNYDER, S. D., AND E. S. LOKER. 2000. Evolutionary relationships among the Schistosomatidae (Platyhelminthes: Digenea) and an Asian origin for *Schistosoma*. *Journal of Parasitology* 86: 283–288.
- STUNKARD, H. W., AND M. C. HINCHLIFFE. 1952. The morphology and life history of *Microtilharzia variglandis* (Miller and Northup, 1926) Stunkard and Hinchliffe, 1951, avian blood flukes whose larvae cause "swimmer's itch" of ocean beaches. *Journal of Parasitology* 38: 248–265.
- SZIDAT, L. 1930. *Gigantobilharzia monocotylea* n. sp., ein neuer Blutparasit aus ostpreussischen Wasservögeln. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 2: 583–588.
- ULMER, M. J. 1968. *Gigantobilharzia* sp. (Trematoda: Schistosomatidae) from the ring-billed gull in Iowa. *Journal of Parasitology* 54: 1131–1132.
- WALKER, J. C. 2005. Medical importance: Marine schistosome dermatitis. In *Marine parasitology*, K. Rhodes (ed.). CSIRO Publishing, Collingwood, Victoria, Australia, p. 439–442.
- WHITTINGTON, P. A., A. P. MARTIN, N. T. W. KLAGES, AND A. SCHULTZ. 2009. Movements of the kelp gull *Larus dominicanus vetula* to, from and within southern South Africa. *Marine Ornithology* 37: 139–152.
- WITENBERG, G., AND J. LENGY. 1967. Redescription of *Ornithobilharzia canaliculata* (Rud.) Odhner, with notes on classification of the genus *Ornithobilharzia* and the subfamily Schistosomatinae (Trematoda). *Israel Journal of Zoology* 16: 193–204.