



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE LA PLATA

**ESTUDIOS PARASITOLÓGICOS EN XENARTROS (MAMMALIA:
XENARTHRA) DEL CHACO ARGENTINO Y SU INTERACCIÓN CON EL
IMPACTO ANTRÓPICO**



Lic. Tatiana Agustina Rios

Directores: Dra. María Cecilia Ezquiaga - Dr. Agustín Manuel Abba

Trabajo de tesis para optar por el título de Doctor en Ciencias Naturales

FCNyM - 2020

“No puedes abrirle la mente a alguien

si tu mente no está abierta también.”

Kakashi Hatake



AGRADECIMIENTOS

La presente tesis, si bien ha requerido de mucho esfuerzo y dedicación, su realización no hubiese sido posible sin la colaboración de todas y cada una de las personas que me acompañaron en esta etapa, algunas de las cuales han sido un soporte muy importante en momentos difíciles y de incertidumbre.

En primer lugar quiero agradecer a mis directores, por enseñarme un montón de cosas, tenerme paciencia, por haberme formado y acompañado durante todos estos años.

A Ceci (Dra. María Cecilia Ezquiaga) por transmitirme el interés y la minuciosidad en cada detalle de estos pequeños seres que forman el gran mundo de los parásitos.

A Agus (Dr. Agustín Manuel Abba) por el aprendizaje de la vida de los xenartros y por el constante incentivo en estudiar a estos peculiares animales.

A Gra (Dra. Graciela Teresa Navone) por contagiarme el entusiasmo por la ciencia y por sumarme a este bello grupo de trabajo.

A mis compañeros de laboratorio, Cailo, Vicky, Jorsh, Naty, Ro, Bruno Fi, Guille, Romi, Julia, Bruno Fu, Lucas, Sofi, Eli, Eze, Lore, Juli S por las incontables veces que me ayudaron y acompañaron en el recorrido de este camino, por las charlas del día a día, por los mates y birras compartidas, en especial a Andre S, Pao y Andre F, quienes me soportaron en el laboratorio este último año, tanto en los momentos de trabajo como en los momentos de creatividad, de catarsis, de birras, de memes, stickers y trufas!!

A la Lic. Graciela Mónica Minardi, por la ayuda en los cálculos estadísticos. A Emilio Pascual Topa por los cortes histológicos que me ayudaron a comprender mejor el mundo de las estructuras internas de los cestodos y a la Dcv. María Laura Morote por plasmar a estos "bichitos" en algunas ilustraciones de esta tesis.

Al Dr. Luis Alberto Pereira por sus consejos y ayuda con las láminas de esta tesis.

A Luis Pagano por su valiosa ayuda en el trabajo de campo.

Al Laboratorio de Inmunoparasitología (LAINPA), en especial al Dr. Juan Unzaga, al Dr. Gastón Moré y a la Lic. Elisa Helman por la buena predisposición, la buena onda y la enorme ayuda en las técnicas de laboratorio que revelaron interesantes resultados acerca de los pequeños e interesantes apicomplejos.

Al Departamento de Parasitología del INEI, ANLIS "Dr. Carlos G. Malbrán", en especial



al Dr. Silvio Krivokapich y la Dra. Graciana Gatti por la ayuda en el procesamiento de las muestras para *Trichinella*.

Al Vet. Esteban Actis por la valiosa ayuda con la correcta manipulación de los armadillos.

A la División de mastozoología del Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, en especial a los Dr. Pablo Teta, y a Sergio Lucero por permitirme acceder a los ejemplares de armadillos de la colección y así poder reconstruir un pedacito de la historia parasitológica de estos mamíferos.

A Facultad de Ciencias Naturales e Instituto Miguel Lillo, en especial al Dr. Rubén Bárquez y a la Dra. Mónica Díaz por abrirme las puertas de la Colección de Mamíferos y poder estudiar ejemplares de la misma.

A Alejandro Agüero, Tania Rogel, Alejandro Ferreiro y Fredy Carlini por aportar parte de los ejemplares de xenartros estudiados.

A la Dirección de Fauna y Áreas Naturales Protegidas De la Provincia del Chaco, al Ministerio de la Producción y Ambiente de la Provincia de Formosa, a la Dirección General de Bosques y Fauna de la provincia de Santiago del Estero y a la Secretaría de Ambiente de La Rioja por concederme los permisos y guías de tránsito para poder estudiar los ejemplares provenientes de estas provincias.

A los autores de las fotos que embellecen esta tesis.

Al Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE) por brindarme el espacio y la infraestructura para llevar a cabo este trabajo.

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) por otorgarme una beca para poder realizar mi doctorado.

A los organismos que aportaron fondos para llevar a cabo esta investigación: Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (PICT 2016–0691), Universidad Nacional de La Plata (11/N753 y PPID/N017) y The National Geographic Society (GRANT #WW–085ER–17).

A las Dras. Juliana Notarnicola, Celina Digiani y al Dr. Daniel Tanzola por sus valiosas correcciones que mejoraron considerablemente este trabajo.

A las amistades que esta bella profesión me dio: Mari, Agus, Guille, Naty, Noe y Lore, quienes estuvieron de alguna u otra manera conmigo desde el comienzo de esta



carrera y que a pesar de tomar caminos diferentes dentro de la biología, siempre estuvieron presentes en los momentos más importantes de mi carrera y de la vida.

A Bettina y Melisa por todos los años compartidos desde que llegué a La Plata, por las charlas profundas con birras y punk-rock y por el inmarcesible afecto que persiste entre nosotras.

A Mari, por sumarse a mi vida con su hermosa amistad, por las charlas “flasheras” de la vida y de la muerte y por todas las locuras compartidas.

A Hernán, quien se convirtió en mi compañero durante estos años, infinitas gracias por la tolerancia, el afecto, la aceptación y la ayuda en un montón de detalles de esta tesis.

A mis hermanas, Rocío y Luchi por acompañarme toda la vida y conformar mi hogar en donde sea que nos encontremos.

Y por último, a los xenartros y sus parásitos, por el sacrificio de sus vidas en pos de la ciencia y el conocimiento.



RESUMEN

La convergencia de personas, animales domésticos, animales silvestres y nuestro entorno ha creado una nueva dinámica en la que la salud de cada grupo está interconectada, es por esto que es importante comprender la dirección del flujo en los ciclos de vida de los parásitos para determinar cómo se establecen los reservorios de vida silvestre de las enfermedades parasitarias.

Los xenartros, especialmente los armadillos, pueden ser reservorio de diversos parásitos y patógenos de importancia zoonótica, y los humanos que están en contacto con estos animales están expuestos a estos agentes que podrían ser un riesgo para su salud. Este grupo de mamíferos se encuentra altamente representado en la región chaqueña argentina, donde se pueden encontrar 12 de las 15 especies que se distribuyen en el país. Además, en los últimos 150 años, los drásticos cambios del paisaje, la falta de inversiones y de políticas de desarrollo sustentable en esta región desencadenaron un gran deterioro social y económico.

El objetivo de esta tesis es caracterizar la diversidad de los ensamblajes de parásitos en xenartros en ambientes del Chaco argentino con diferente uso antrópico, y evaluar el rol de estos mamíferos como reservorio de parásitos de importancia zoonótica.

Se prospectaron un total de 82 individuos hospedadores: *Dasypus novemcinctus* (n=4), *Dasypus mazzai* (n=1), *Dasypus hybridus* (n=9), *Euphractus sexcinctus* (n=6), *ChaetophRACTUS vellerosus* (n=17), *ChaetophRACTUS villosus* (n=4), *Cabassous chacoensis* (n=4), *Tolypeutes matacus* (n=35), *Myrmecophaga tridactyla* (n=1) y *Tamandua tetradactyla* (n=1) provenientes de distintas localidades de la región chaqueña; los helmintos hallados fueron estudiados mediante técnicas convencionales (preparados transitorios con lactofenol, preparados permanentes con bálsamo de Canadá). Además se realizaron técnicas específicas para la detección de apicomplejos parásitos y técnicas coproparasitológicas de sedimentación y de flotación.

Se realizaron análisis ecológicos a nivel de comunidad componente, de población componente e infrapoblación y se analizaron los patrones de distribución de las especies de helmintos dentro del tracto gastrointestinal del hospedador.

Se hallaron 35 taxones de helmintos: 28 de nematodos, 5 de cestodes y 2 de acantocéfalos. Se describieron 2 nuevas especies y un nuevo morfotipo de cestodes del género *Mathevotaenia*, dos morfotipos nuevos de nematodos de los géneros *Delicata* y *Moennigia* y se aportó la descripción de nuevos caracteres para los



tricostrongílidos *Delicata uncinata*, *Macielia chagasi* y *Macielia macieli*.

En cuanto a las asociaciones parásito-hospedador, se amplió el rango hospedatorio para una especie de acantocéfalo, para una especie de cestode y para 12 especies de nematodes.

Se amplió la distribución geográfica de 15 especies de nematodes, entre las cuales se destacan *M. chagasi*, *D. uncinata*, *Moennigia moennigi*, *Lauroia bolivari* y *Aspidodera ansirupta* que fueron encontrados por primera vez en Argentina, y *M. macieli*, *Delicata abbai*, *Moennigia celinae*, *Strongyloides dasypodis* y *Cyclobulura superinae* que fueron hallados por primera vez en la región chaqueña.

Se halló la asociación de xenartros con especies de helmintos y protozoos de importancia veterinaria y/o zoonótica como *Oncicola canis*, *Ancylostoma caninum* y *Strongyloides* spp., *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis* spp. y *Cryptosporidium* sp.

Para evaluar el diferente uso antrópico se comparó la fauna parasitaria de poblaciones pasadas (circa 1930) vs. poblaciones actuales, enfatizando la importancia de las colecciones científicas. Al respecto, se sugirió que los helmintos parásitos hallados en cada población analizada estuvieron estrechamente asociados con los factores ambientales y ecológicos de cada grupo hospedador, destacando un efecto modulador dado posiblemente por la agriculturización de la región chaqueña.

El grupo parásito más representado y con una alta dominancia fue el de los nematodes (especialmente tricostrongílidos y aspidodéridos), seguido por los cestodes y por último los acantocéfalos.

Las especies hospedadoras que registraron las mayores riquezas específicas fueron *T. matacus* y *Ch. vellersus* con 19 y 17 taxa respectivamente, seguidas por *D. novemcinctus* (11) y *E. sexcinctus* (10).

Los helmintos hallados se distribuyeron a lo largo del intestino delgado siguiendo un patrón particular en cada especie hospedadora y denotando la competencia interespecífica y la segregación de nichos tróficos de las especies parásitas.

Luego de más de 40 años de estudios parasitológicos en xenartros de Argentina, esta tesis sigue poniendo en evidencia la importancia de este tipo de estudios. Asimismo, destaca el rol de los armadillos como reservorio de parásitos de importancia zoonótica y/o veterinaria.



ABSTRACT

The convergence of domestic and wild animals, people and our environment has created a new dynamic in which the health of each group is interconnected. Therefore it is important to understand the direction of flow in the life-cycles of parasites in order to determine how wildlife reservoirs of parasitic diseases appear.

Xenarthrans, especially armadillos, can be a reservoir of some zoonotic parasites and pathogens. Humans in contact with these animals are exposed to pathogens and parasites that could pose a risk to human health. This group of mammals is highly represented in the Argentinean Chaco region, where 12 of the 15 extant species of xenarthrans can be found. Furthermore, during the last 150 years, the drastic changes in the landscape, the lack of investments and sustainable development policies in this region triggered a great social and economic decline.

The aim of this thesis is to characterize the diversity of the assemblages of parasites in xenarthrans from environments of the Argentinean Chaco with different anthropic use, and to evaluate the role of these mammals as a reservoir of parasites of zoonotic importance.

A total of 82 host individuals were revised: *Dasypus novemcinctus* (n=4), *Dasypus mazzai* (n=1), *Dasypus hybridus* (n=9), *Euphractus sexcinctus* (n=6), *Chaetophractus vellerosus* (n=17), *Chaetophractus villosus* (n=4), *Cabassous chacoensis* (n=4), *Tolypeutes matacus* (n=35), *Myrmecophaga tridactyla* (n=1) and *Tamandua tetradactyla* (n=1) from different locations in the Chaco region; helminths found were studied by conventional techniques (temporary preparations with lactophenol, permanent preparations with Canada balsam). In addition, specific techniques were performed for the detection of apicomplexan parasites and also coproparasitological techniques of sedimentation and flotation.

Ecological analyses were carried out at the level of the component community, population component and infrapopulation. The distribution patterns of the helminth species within the gastrointestinal tract of the host were analyzed.

Thirty-five helminth taxa were found in the studied individuals: 28 nematodes, 5 cestodes and 2 acanthocephalans. Two new cestodes species and a new morphotype of *Mathevotaenia*; two new nematodes morphotypes belonging to *Delicata* and *Moennigia* genera were described. In addition, the description of new characters for the trichostrongylids *Delicata uncinata*, *Macielia chagasi* and *Macielia macieli* was



provided.

Regarding parasite-host associations, the host range was extended for one acanthocephalan species, for one cestode species and for 12 species of nematodes.

The geographical distribution of 15 nematodes species was expanded, among which *M. chagasi*, *Delicata uncinata*, *Moennigia moennigi*, *Lauroia bolivari* and *Aspidodera ansirupta* that were the first record in Argentina. Also, *M. macieli*, *Delicata abbai*, *Moennigia celinae*, *Strongyloides dasypodis* and *Cyclobulura superinae* were the first finding in the Chaco region.

The association of xenarthrans with helminth and protozoan species of veterinary and/or zoonotic importance such as *Oncicola canis*, *Ancylostoma caninum*, *Strongyloides* spp., *T. gondii*, *Sarcocystis* spp. and *Cryptosporidium* sp. was established.

To evaluate the different anthropic use, the parasitic fauna of past populations (*circa* 1930) and current populations were compared, emphasizing the importance of scientific collections. It was suggested that parasitic helminths found in each population analyzed were closely associated with the environmental and ecological factors of each host group, highlighting a modulating effect possibly given by the agriculture process of the Chaco region.

The most representative parasite group was the nematodes (especially trichostrongylids and aspidoderids), followed by the cestodes and finally the acanthocephalans.

The host species that recorded the highest specific richness were *T. matacus* and *Ch. vellerosus* with 19 and 17 taxa respectively, followed by *D. novemcinctus* (11) and *E. sexcinctus* (10).

The helminths were distributed along the small intestine following a particular pattern in each host species, showing interspecific competition and segregation of trophic niches of parasitic species.

After more than 40 years of parasitological studies in xenarthrans from Argentina, this thesis still exhibits the importance of this type of studies. In addition, the role of armadillos as a reservoir of parasites with zoonotic and/or veterinary importance is highlighted.



ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	i
RESUMEN	iv
ABSTRACT	vi
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
1.2. HIPÓTESIS Y PREDICCIONES	15
1.3. OBJETIVOS	15
CAPÍTULO 2. METODOLOGÍA GENERAL	17
2.1. Área de estudio	17
2.2. Hospedadores	23
2.3. Obtención de los Hospedadores	36
2.4. Trabajo de laboratorio	43
2.5. Análisis de datos	51
CAPÍTULO 3. RESULTADOS TAXONÓMICOS	52
3.1. PHYLUM ACANTHOCEPHALA	52
Oligacanthorhynchidae	52
3.2. PHYLUM PLATHYHELMINTHES	59
Anoplocephalidae	59
Hymenolepididae	76
3.3. PHYLUM NEMATODA	79
Spirurida: Onchocercidae	79
Spirurida: Spirocercidae	83
Spirurida: Rictulariidae	86
Trichostrongylina: Molineidae	93
Strongylida: Ancylostomidae	136



Rhabditida: Strongyloididae.....	141
Ascaridida: Subuluridae.....	146
Enoplida: Capillaridae.....	149
Ascaridida: Aspidoderidae.....	153
Oxyurida: Oxyuroidea.....	168
Spirurida: Physalopteridae	170
Trichurida: Trichinellidae	172
CAPÍTULO 4. DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO	175
4.1. INTRODUCCIÓN	175
4. 2. METODOLOGÍA ESPECÍFICA.....	179
4. 3. RESULTADOS.....	180
4.4. DISCUSIÓN	183
CAPÍTULO 5. LOS ARMADILLOS COMO RESERVORIO DE APICOMPLEJOS DE IMPORTANCIA SANITARIA: UNA PRIMERA APROXIMACIÓN EN LA REGIÓN CHAQUEÑA.....	186
<i>Toxoplasma gondii</i>	186
<i>Neospora caninum</i>	190
<i>Sarcocystis</i> spp.....	193
<i>Cryptosporidium</i> spp.....	197
CAPÍTULO 6. ECOLOGÍA DE LAS POBLACIONES Y COMUNIDADES PARASITARIAS.....	202
6.1. INTRODUCCIÓN Y METODOLOGÍA DE ANÁLISIS.....	202
6.2. RESULTADOS.....	209
6.3. DISCUSIÓN	250
CAPÍTULO 7. CONSIDERACIONES FINALES.....	254
BIBLIOGRAFÍA CITADA	257



CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN

1.1. INTRODUCCIÓN GENERAL

1.1.1. Concepto Una salud

La convergencia de personas, animales domésticos, animales silvestres y nuestro entorno ha creado una nueva dinámica en la que la salud de cada grupo está interconectada. Los desafíos asociados con esta dinámica son exigentes, profundos y sin precedentes ya que las poblaciones de animales silvestres están bajo elevada presión para sobrevivir, y es evidente una mayor pérdida de la biodiversidad (One Health, 2008).

Esta creciente interdependencia entre humanos, animales y su ambiente puede ser un factor de riesgo crítico para nuestra salud y bienestar, sobre todo cuando se trata de enfermedades infecciosas (Thompson, 2013).

Ante esta problemática, surge la necesidad de un enfoque holístico y colaborativo, una estrategia para comprender mejor y abordar los problemas de salud contemporáneos creados por la convergencia de los dominios humanos, animales y ambientales, el concepto de One Health o Una salud representa esta tríada (Fig. 1.1), extrapolando el concepto de sano o saludable, no solo a los seres humanos, sino también a los animales domésticos, silvestres y al ambiente (World Health Organization, 2017).

Un aspecto central del concepto de Una salud es el control de las enfermedades infecciosas que han ayudado a dar forma al rumbo de la historia humana, ya que numerosos agentes infecciosos de enfermedades que padecen los humanos provienen de animales silvestres y domésticos y viceversa. Estas enfermedades infecciosas continuarán teniendo un impacto significativo en nuestra salud, y la aparición y reaparición de agentes patógenos amenazará la salud y el bienestar de las personas y los animales a lo largo del siglo XXI (Osofsky et al., 2005).



Fig. 1.1 Tríada One Health o Una salud.



1.1.2 Parasitosis

Las parasitosis y enfermedades parasitarias son una parte integral de los ecosistemas que pueden tener un rol regulador cuando las densidades de subpoblaciones son muy elevadas, pero podrían llevar a extinciones locales cuando las poblaciones están reducidas (May, 1988; Woodroffe, 1999; Munson y Karesh, 2002). Incluso un parásito aparentemente inofensivo puede convertirse en una amenaza cuando las poblaciones animales están estresadas por las actividades antrópicas, como la agricultura, la industria, el turismo o la cacería (Scott, 1988).

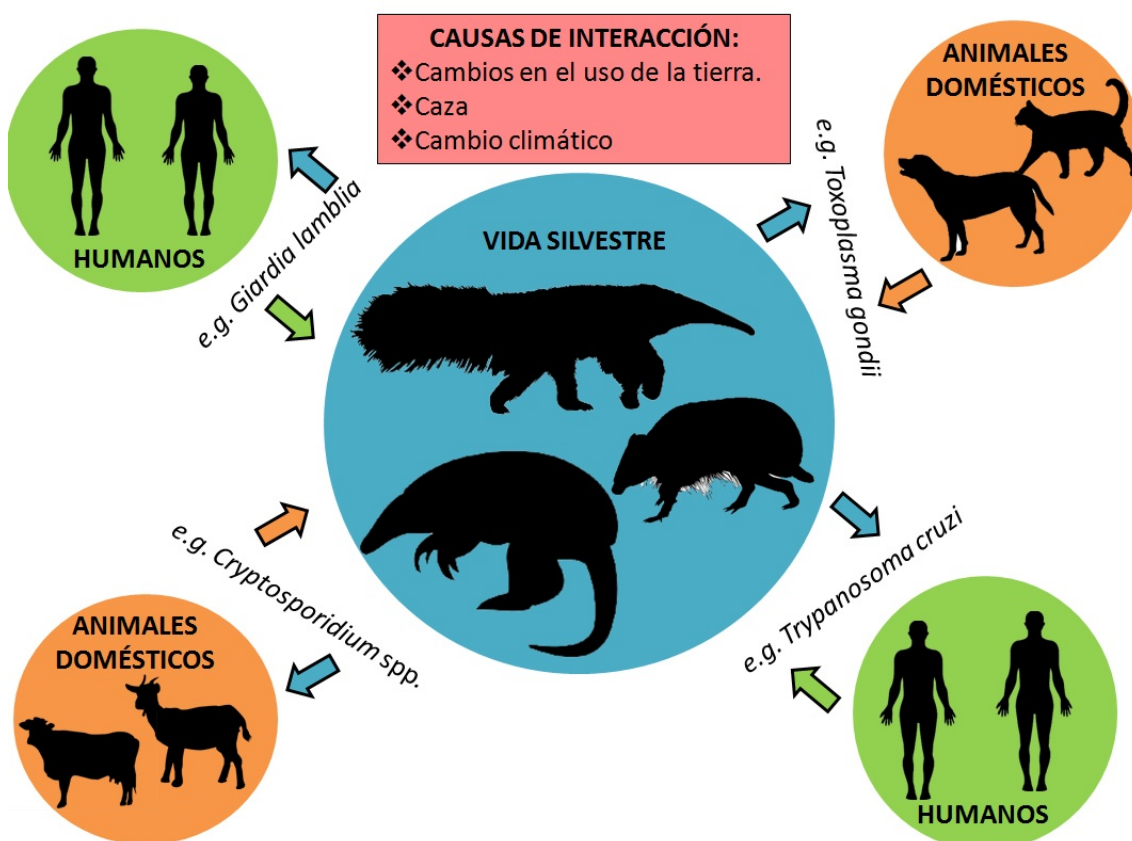
Por otra parte, muchos parásitos y patógenos parecen tener un reservorio silvestre (Kruse y Handeland, 2004) y cuando los humanos entran en contacto cercano con estos animales, pueden exponerse a parásitos que tal vez no causen enfermedades en sus hospedadores naturales, pero podrían amenazar la salud del humano una vez que crucen la barrera específica. En estos ciclos, los animales silvestres se infectan de forma natural, generalmente con poco impacto en su salud, pero sirven como reservorios importantes para los ciclos en animales domésticos (Thompson et al.,



2005). Por otro lado, los ciclos principales para el mantenimiento de parásitos domésticos que pueden extenderse a la vida silvestre están menos definidos, mientras que el establecimiento de dichos reservorios de vida silvestre, indirectamente como resultado del comportamiento humano o directamente de hospedadores humanos, puede llevar a un foco de reinfección constante tanto para la vida silvestre como doméstica (Thompson et al., 2009, 2010, 2013).

Es por esto que comprender la dirección del flujo en los ciclos de vida de los parásitos (Fig. 1.2) es importante para determinar cómo se establecen los reservorios de vida silvestre de las enfermedades parasitarias (Thompson et al., 2009).

Fig. 1.2 Flujo de los ciclos de vida de los parásitos y sus causas de interacción.



Por otro lado, la fauna silvestre ha sido reconocida durante mucho tiempo como una fuente potencial de enfermedades infecciosas emergentes en humanos y animales domésticos, y las enfermedades de la vida silvestre históricamente han ganado atención principalmente cuando se consideraban una amenaza para los sistemas agrícolas y la salud económica, social o física de humanos (McCallum y Dobson,



1995; Daszak y Hyatt, 2000).

De hecho, los potenciales de las enfermedades infecciosas en las poblaciones de animales silvestres a menudo han sido eclipsados por los problemas antropocéntricos de importancia económica directa. Sin embargo, hoy en día, existe una comprensión de la ecología de las enfermedades infecciosas en la vida silvestre, incluida una nueva apreciación del impacto que pueden tener en la dinámica y la sustentabilidad de las poblaciones de animales silvestres (Karesh et al., 2012). En particular, se reconoce cada vez más la grave amenaza que las patologías pueden imponer a las especies amenazadas o genéticamente empobrecidas, al igual que la importancia de preservar la biodiversidad en los ecosistemas de vida silvestre para prevenir y controlar la aparición o reaparición de enfermedades (Woodroffe, 1999). Sin embargo, muchas veces la identificación y el control de ciertas patologías en los animales silvestres se dificulta por la falta de conocimiento sobre su fauna parasitaria (Woodroffe, 1999).

Por lo tanto, es importante monitorear la prevalencia de parásitos en poblaciones silvestres para poder evaluar el impacto de las actividades antrópicas sobre la salud animal (Karesh et al., 1995). Recientemente, la asociación entre los problemas de salud animal y humana ha llevado a un incremento en los esfuerzos de unir ambos campos de investigación (Enserink, 2007).

Por otra parte, Beldoménico y Begon (2009) sugirieron que hay efectos recíprocos entre la condición fisiológica del hospedador y los parásitos. Los individuos de pobre condición física son más susceptibles a infecciones, por lo que se debilitan aún más y esto los predispone a más infecciones, creando un círculo vicioso en el cual la infección es a la vez causa y consecuencia de la condición del hospedador. A su vez, estresores relacionados a cambios ambientales o a la actividad humana creciente podrían perjudicar el sistema inmune de los hospedadores, y dar lugar a nuevas enfermedades (Superina, 2007).



1.1.3 Área de estudio

El Chaco, palabra aborigen que significa lugar de caza y hace alusión a la riqueza de fauna, es una vasta planicie de aproximadamente 1,2 millones de km² que se extiende en parte de Paraguay, Argentina, Bolivia y una muy pequeña porción en Brasil (Fig. 1.3). Esta región es de gran interés desde una perspectiva ecológica porque tiene una gran biodiversidad. Además, es un ambiente frágil y susceptible a erosión y desertización, que ha sufrido intensa degradación debido a sobrepastoreo, monocultivos y deforestación. A pesar de que ésta es una de las ecorregiones más degradadas de Sudamérica se le ha dado muy poca atención (Altrichter, 2006, 2006b; Decarre, 2015).

Fig. 1.3. Ubicación del Gran Chaco en Sudamérica (Fuente: diariodeciencias.com.ar)



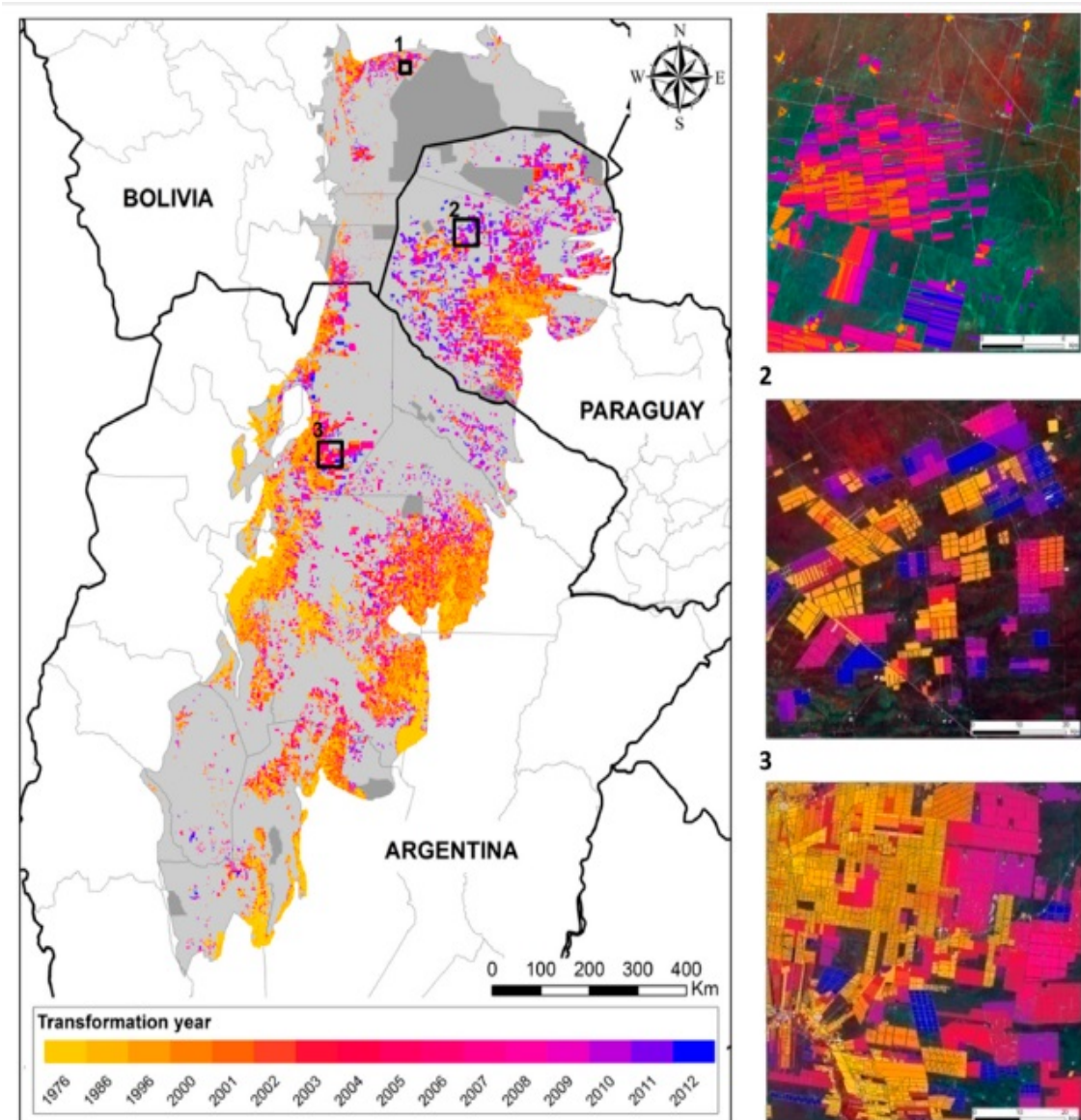


En los últimos 150 años, los drásticos cambios del paisaje, la falta de inversiones y de políticas de desarrollo sustentable en esta región desencadenaron un gran deterioro social y económico (Bucher y Schofield, 1981; Bucher y Huszar, 1999; Orozco, 2012).

Todos estos factores hicieron que actualmente gran parte del monte chaqueño se redujera ampliamente: 85% en solo 30 años (Zak et al., 2004) debido principalmente a producciones agrícolas intensivas (eg. algodón, soja, etc.) (Gasparri y Grau, 2009) mientras que el paisaje original (sabana con pastos nativos interrumpidos por montes de quebracho y algarrobo) se ha transformado en un bosque espinoso improductivo (Bucher y Huszar, 1999) y las actividades productivas de la mayoría de los pobladores se limitan a la cría de ganado, explotación forestal a pequeña escala, a la caza y pesca (Orozco, 2012) (Fig. 1.4). Todo esto contribuye a que diversas especies de mamíferos silvestres enfrenten graves problemas de conservación, debido a que están sufriendo un importante impacto antrópico (Nori et al., 2016).



Fig. 1.4. Distribución de áreas transformadas de 1976 a 2012 en la ecorregión sudamericana de Chaco seco. El color gris más oscuro corresponde a las áreas protegidas dentro de la región. Panel derecho: Detalle de las parcelas transformadas en tres zonas de Bolivia (1), Paraguay (2) y Argentina (3). Mapa extraído de Vallejos et al., 2015.



1.1.4 Hospedadores

Los xenartros (Magnaorden Xenarthra) constituyen un grupo característico y exclusivo de la región Neotropical y conforman uno de los cuatro mayores clados de mamíferos placentarios (Delsuc et al., 2002). En Argentina se encuentran representados dos órdenes: Pilosa (osos hormigueros, meleros y perezosos) y Cingulata (armadillos). Dentro de los armadillos hay dos familias, Dasypodidae con 3 especies y



Chlamyphoridae con 10 especies; y dentro de los Pilosa está la familia Myrmecophagidae (osos hormigueros y meleros), con dos especies (Vizcaíno et al., 2006; Abba et al., 2012; Gibb et al., 2016; Feijo et al., 2019). La familia Bradypodidae - perezosos- se considera potencialmente extinta (Abba et al., 2012).

La relación de los xenartros con el hombre data de tiempos remotos, pudiéndose registrar el consumo y uso de los mismos por parte de los nativos de América como de los primeros colonizadores (Martinez y Gutierrez, 2004). Actualmente en todas las regiones de nuestro continente se sigue haciendo un uso cotidiano de estos animales, especialmente en la región Chaqueña, donde los xenartros son una de las principales fuentes de proteínas para los pobladores locales, además de otros usos (Altrichter, 2006).

Los xenartros, debido a sus aspectos fisiológicos y ecológicos, son animales únicos en términos de coexistencia de parásitos y patógenos. Fisiológicamente, tienen temperaturas corporales más bajas que la mayoría de los mamíferos, y un sistema inmunológico débil. Ecológicamente, estos viven literalmente inmersos en el suelo y materia orgánica, bajo condiciones bióticas y abióticas que promueven encuentros con gran cantidad de patógenos, parásitos y vectores (Bagagli y Moraes Gimenes Bosco, 2008). Estas características contribuyen a que los xenartros, especialmente los armadillos, puedan ser reservorio de diversos parásitos y patógenos de importancia zoonótica, y los humanos que están en contacto con estos animales están expuestos a patógenos y parásitos que podrían ser un riesgo para la salud humana (Superina, 2007).

En este contexto, es interesante abordar el estudio de los parásitos en el área de mayor diversidad de xenartros de la Argentina, la región chaqueña, donde se pueden encontrar 12 de las 15 especies que se distribuyen en el territorio argentino: *Myrmecophaga tridactyla*, *Tamandua tetradactyla*, *Dasypus novemcinctus*, *D. hybridus*, *D. mazzai*, *Cabassous chacoensis*, *Calyptophractus retusus*, *Chaetophractus vellerosus*, *Ch. villosus*, *Euphractus sexcinctus* y *Tolypeutes matacus*.

1.1.5 Helmintos

En Argentina los estudios sobre comunidades de parásitos en este grupo hospedador fueron objeto de atención a partir de 1980, cuando se describieron e identificaron las especies parásitas halladas en siete especies de armadillos de diferentes regiones del país (Navone y Lombardero, 1980; Chabaud et al., 1983; Navone, 1983, 1986, 1987 a



y b, 1988). Posteriormente Navone (1990) correlacionó la fauna endoparasitaria con la distribución geográfica de sus hospedadores y señaló que los helmintos son buenos indicadores de la ecología y evolución de sus especies hospedadoras. Asimismo, Notarnicola y Navone (2003) sugirieron que algunos parásitos podrían tener una distribución mayor teniendo en cuenta la filogenia de los hospedadores, y propusieron ampliar los estudios parasitológicos a diferentes especies hospedadoras en distintas áreas geográficas. A partir de 2008, se amplió el conocimiento sobre los helmintos parásitos de armadillos de Argentina, describiendo nuevos taxones, redescubriendo otros y ampliando la distribución geográfica de especies parásitas y el rango de hospedadores en Argentina (Ezquiaga, 2013; Ezquiaga et al., 2016). Así, se estudió la composición de la comunidad parasitaria de *Zaedyus pichiy* y de *Chaetophractus vellerosus* a través del análisis coproparasitológico (Ezquiaga et al., 2009, 2014) y se describieron cinco especies nuevas de nematodos (Navone et al., 2010; Ezquiaga et al., 2012, 2017; Ezquiaga y Navone, 2013, 2014).

1.1.6 Antecedentes en helmintos del Chaco

Los estudios sobre parasitofauna de xenartros en la región chaqueña muestran la existencia de 13 trabajos sobre helmintos parásitos en armadillos de esta región (2 de Bolivia, 4 de Paraguay y 7 de Argentina) (Ver Tabla 1.1). Se mencionan como hospedadores a *Cabassous chacoensis*, *C. unicinctus*, *Chaetophractus vellerosus*, *Ch. villosus*, *Dasybus novemcinctus*, *D. septemcinctus*, *Dasybus* sp., *Euphractus sexcinctus* y *Tolypeutes matacus*. De los 36 taxones de helmintos que se citan para la región, en Argentina sólo se registran 17 taxones pertenecientes a 9 familias de nematodos (Ancylostomatidae, Aspidoderidae, Molineidae, Onchocercidae, Oxyuridae, Physalopteridae, Rictulariidae, Spirocercidae y Strongyloididae), 4 especies de cestodos (Anoplocephalidae) y 3 de acantocéfalos (Oligacanthorhynchidae) (Mazza y Anderson, 1925; Mazza et al., 1932; Baylis, 1944; Masi Pallares, 1970; Navone, 1990; Fujita et al., 1995; Suarez et al., 1997; Suarez et al., 1998; Jimenez Ruiz y Gardner, 2003; Notarnicola y Navone, 2003; Smales, 2007; Deem et al., 2009; Monferrán y Silveiro Reyes, 2014).



Tabla 1.1. Antecedentes de helmintos parásitos de xenartros del Gran Chaco

PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Ancylostoma caninum</i>	<i>Chaetophractus villosus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1997
<i>Ancylostoma</i> sp.	<i>Dasypus novemcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
Ascarididae	<i>Tolypeutes matacus</i>	Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
<i>Ascaris dasypodina</i>	<i>Cabassous unicinctus</i>	Paraguay	Baylis, 1944
<i>Aspidodera binansata</i>	<i>Euphractus sexcinctus</i>	Santa Cruz, Bolivia Beni, Bolivia	Jimenez Ruiz y Gardner, 2003
<i>Aspidodera esperanzae</i>	<i>D. novemcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
<i>Aspidodera fasciata</i>	<i>E. sexcinctus</i>		
	<i>T. matacus</i>	Catamarca, Argentina	Monferrán y Silveiro Reyes, 2014
	<i>Cabassous chacoensis</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1997
	<i>Ch. villosus</i>		Suare et al., 1998
	<i>Dasypus septemcinctus</i>		Suare et al., 1998
	<i>Chaetophractus vellerosus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
	<i>D. novemcinctus</i>		
<i>Aspidodera scoleciformis</i>	<i>E. sexcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
	<i>T. matacus</i>	Catamarca, Argentina	Monferrán y Silveiro Reyes, 2014
		Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
			Suare et al., 1997
	<i>C. chacoensis</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
	<i>Ch. villosus</i>		
<i>D. septemcinctus</i>			



PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Aspidodera</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
<i>Aspidodera vazi</i>	<i>D. novemcinctus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
<i>Cruzia tentaculata</i>	<i>E. sexcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
<i>Delicata</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1997
<i>Dirofilaria immitis</i>	<i>T. matacus</i>		
Heterakidae	<i>T. matacus</i>	Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
	<i>D. novemcinctus</i>		
Heterakinae gen.sp.	<i>E. sexcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
Larvas de Nematodes	<i>D. novemcinctus</i>	Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
<i>Lauroia bolivari</i>	<i>E. sexcinctus</i>	Santa Cruz, Bolivia Beni, Bolivia	Jimenez Ruiz y Gardner, 2003
<i>Macielia elongata</i>	<i>T. matacus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
			Suare et al., 1997
	<i>Ch vellerosus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
	<i>D. septemcinctus</i>		
<i>Macielia</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Catamarca, Argentina	Monferrán y Silveiro Reyes, 2014
<i>Mathevotaenia diminuta</i>	<i>Ch. vellerosus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
<i>Mathevotaenia matacus</i>			
<i>Mathevotaenia</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
<i>Mathevotaenia surinamensis</i>	<i>D. novemcinctus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
<i>Mazzia bialata</i>	<i>T. matacus</i>		



PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Mazzia mazzia</i>			
<i>Moennigia complexus</i>	<i>E. sexcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
	<i>D. novemcinctus</i>		
<i>Moennigia pintoii</i>			
<i>Moennigia virilis</i>	<i>T. matacus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
	<i>T. matacus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1997
	<i>Ch. vellerosus</i>		Suare et al., 1998
	<i>D. septemcinctus</i>		
Oligacanthorhynchidae	<i>Tolypeutes</i> sp.	Departamento central, Paraguay	Smales, 2007
<i>Oligacanthorhynchus carinii</i>	<i>T. matacus</i>		
<i>Oligacanthorhynchus</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1997
<i>Orihelia anticlava</i>	<i>T. matacus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
		Perico, Jujuy, Argentina	Mazza et al., 1932
	<i>Ch. villosus</i>	Pampa de los Guanacos, Santiago del Estero, Argentina	Notarnicola y Navone, 2003
	<i>Ch. vellerosus</i>	Perico, Jujuy, Argentina	Mazza et al., 1932
	<i>E. sexcinctus</i>		Mazza y Anderson, 1925
			Rincón, Concepción, Paraguay.
Oxyuridae	<i>T. matacus</i>	Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
	<i>Ch. vellerosus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
	<i>D. septemcinctus</i>		
Physalopteridae	<i>T. matacus</i>		
<i>Pterygodermatites (Paucipectines) chaetophracti</i>	<i>T. matacus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
			Suare et al., 1997
	<i>Ch. vellerosus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
	<i>Ch. villosus</i>		
<i>D. septemcinctus</i>			
<i>Pterygodermatites</i> sp	<i>T. matacus</i>	Catamarca, Argentina	Monferrán y Silveiro Reyes, 2014



PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
Rhabditoidea	<i>T. matacus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
<i>Spirura guianensis</i>	<i>E. sexcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
<i>Strongyloides</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
<i>Strongylus</i> sp.	<i>D. novemcinctus</i>		
<i>Travassosia</i> sp.			
<i>Trichoelix</i> sp.	<i>T. matacus</i>	Región chaqueña, Argentina	Navone, 1990
		Catamarca, Argentina	Monferrán y Silveiro Reyes, 2014
	<i>C. chacoensis</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
<i>Trichoelix tuberculata</i>	<i>E. sexcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1995
	<i>Ch. villosus</i>	Copo, Santiago del Estero, Argentina	Suare et al., 1998
Trichostrongylidae		Gran chaco Bolivia	Deem et al., 2009
<i>Trichuris</i> sp.	<i>T. matacus</i>		
	<i>D. novemcinctus</i>		



1.1.7 Zoonosis

Hasta el momento, en los armadillos de Argentina se ha registrado la presencia de varios parásitos y patógenos de importancia zoonótica: *Leptospira* (García Carrillo et al., 1972; Kin et al., 2015), *Trypanosoma cruzi* (Mazza et al., 1936; Orozco et al., 2013), *Brucella* spp. (Kin et al., 2014), *Toxoplasma gondii* (Ramírez et al., 1984; Kin et al., 2014), *Ancylostoma caninum* (Navone, 1990; Ezquiaga, 2013), *Trichinella spiralis* (Ribicich et al., 2010) y *Tunga penetrans* (Ezquiaga et al., 2008). En este sentido, el avance de las actividades agropecuarias lleva a un contacto más frecuente entre los xenartros y animales domésticos y, consecuentemente, a un mayor riesgo de contagio de parásitos y patógenos zoonóticos.

1.1.8 Antecedentes de zoonosis en el área de estudio

Los estudios realizados en la región chaqueña muestran la existencia de 7 trabajos sobre protozoos zoonóticos en armadillos de esta región ver Tabla 1.2 (1 de Bolivia, 2 de Paraguay y 4 de Argentina). Se mencionan como hospedadores a *Chaetophractus* spp., *Ch. vellerosus*, *Ch. villosus*, *D. novemcinctus*, *E. sexcinctus* y *T. matacus*, y las pruebas que se realizaron son principalmente para la detección de *Trypanosoma cruzi* (Mazza, 1930, 1931; Fujita et al., 1994; Yeo et al., 2005; Deem et al., 2009; Alvarado-Otegui et al., 2012; Orozco et al., 2012).

Tabla 1.2. Antecedentes de estudios de zoonosis en xenartros del Gran Chaco.

PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Trypanosoma cruzi</i>	<i>D. novemcinctus</i>	San Pedro, Paraguay	Yeo et al., 2005
		Gran Chaco, Bolivia	Deem et al., 2009
		Chaco santafecino	Mazza, 1931
	<i>E. sexcinctus</i>	Pampa del Indio, Chaco, Argentina	Alvarado-Otegui et al., 2012
			Orozco et al., 2013
	<i>Chaetophractus</i> spp	San Pedro, Paraguay	Fujita et al., 1994
			Yeo et al., 2005
			Mazza, 1930
<i>Ch. vellerosus</i>	Pampa del Indio, Chaco, Argentina	Orozco et al., 2013	
		<i>T. matacus</i>	
<i>Toxoplasma gondii</i>	<i>D. novemcinctus</i>	Gran Chaco, Bolivia	Deem et al., 2009



1.2 HIPÓTESIS Y PREDICCIONES

Hipótesis

- En los xenartros del Chaco la diversidad de parásitos está subestimada.
- La diversidad parasitaria está influenciada por el ambiente.

Predicciones

- Los xenartros en ambientes modificados presentan menor diversidad y mayor abundancia de parásitos que en los ambientes naturales.
- En ambientes modificados los armadillos son reservorio de parásitos y patógenos que afectan a animales domésticos y al hombre.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 Objetivo general

Caracterizar la diversidad de los ensambles de parásitos en xenartros en ambientes del Chaco argentino con diferente uso antrópico, y evaluar el rol de estos mamíferos como reservorio de parásitos de importancia zoonótica.

1.3.2 Objetivos Específicos

- Identificar y describir especies parásitas ampliando su conocimiento taxonómico y rango hospedatorio, a través del registro de nuevas asociaciones.
- Calcular los parámetros poblacionales y comunitarios que permitan caracterizar a las comunidades parasitarias de las especies más comunes de armadillos (e.g. *Tolypeutes matacus*, *Chaetophractus vellerosus*) en ambientes naturales y modificados.
- Analizar en las poblaciones de las especies más abundantes (e.g. *C. vellerosus*, *T. matacus*) y si las cargas a factores extrínsecos (e.g. tipos de ambientes).
- Realizar estudios sobre la presencia de protozoos patógenos potencialmente zoonóticos.
- Estudiar la diversidad parasitaria en osos hormigueros de Argentina (*Tamandua tetradactyla* y *Myrmecophaga tridactyla*)

La presente tesis permitirá ampliar el conocimiento sobre la diversidad de macro y



microparásitos a los cuales están expuestos los xenartros, evaluar la relación existente entre aspectos de la historia natural de los hospedadores, la posible diferencia entre ambientes y el potencial riesgo para la sanidad humana que representa el uso de los xenartros (principalmente armadillos) como fuente de proteínas.



CAPÍTULO 2. METODOLOGÍA GENERAL

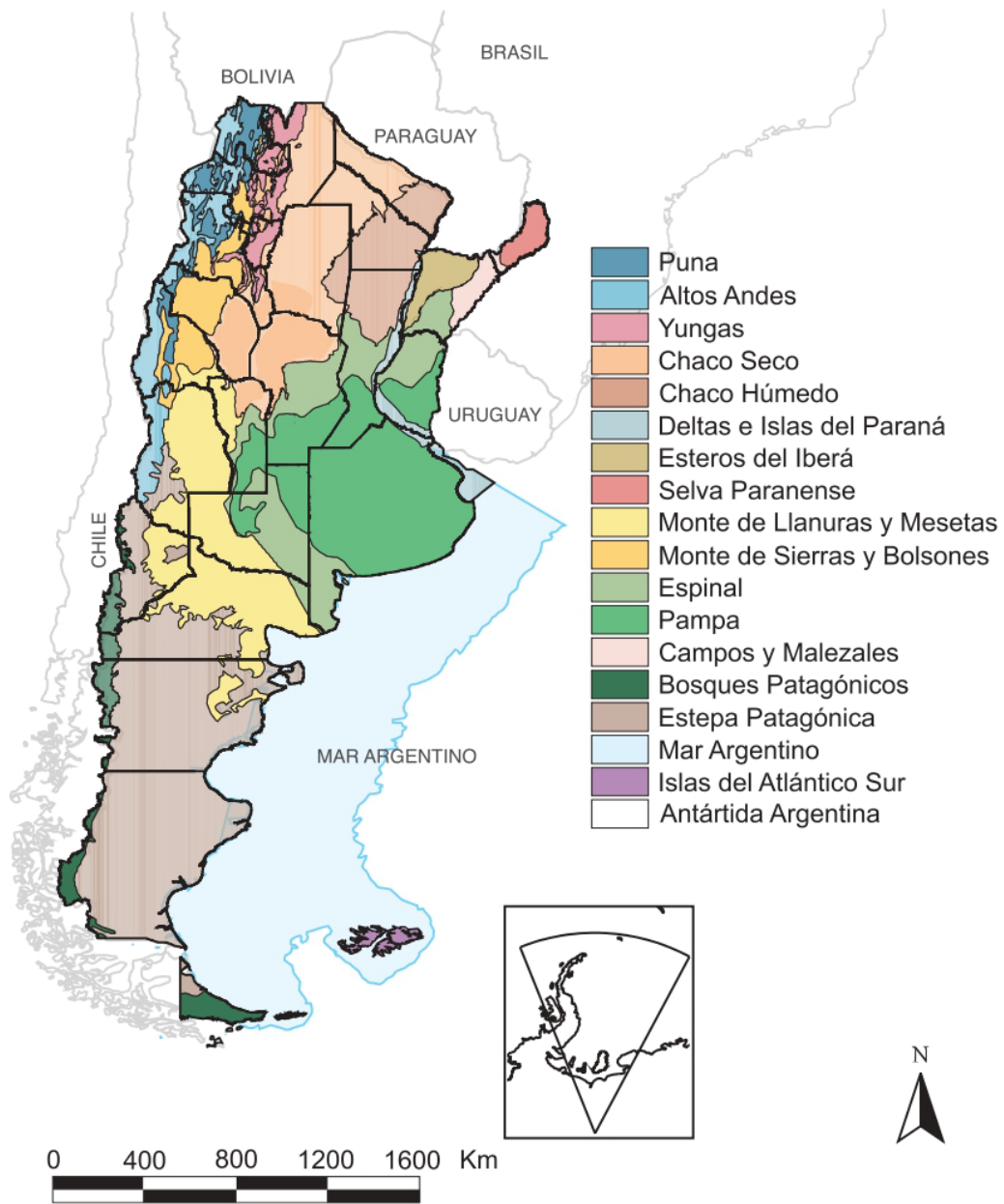
2.1 Área de estudio

El Chaco es el segundo bioma o ecorregión más extenso de América del Sur, después de la Amazonia (Hueck, 1978). Con aproximadamente 1,2 millones de km², abarca parte del norte de Argentina (Chaco, Formosa y Santiago del Estero, noroeste de Corrientes, norte de Santa Fe y San Luis, este de Salta, Jujuy, Tucumán, Catamarca y La Rioja, y norte y noroeste de Córdoba), este de Bolivia y oeste de Paraguay, más un sector reducido en Brasil (The Nature Conservancy, 2005). El Gran Chaco es un “hot spot” de biodiversidad, de especies animales y vegetales, ecosistemas y paisajes, y también de los conocimientos culturales de sus grupos étnicos nativos (The Nature Conservancy, 2005). Junto con el desarrollo histórico, este bioma ha sufrido profundos cambios y extinciones de la vida silvestre, los habitantes, las tradiciones y las prácticas de producción (Morello y Saravia-Toledo, 1959; Decarre, 2015).

La región chaqueña en Argentina ocupa aproximadamente 675,000 km² que se pueden dividir en subregiones en función de un gradiente de precipitaciones de este (oriental o húmedo) a oeste (seco) (Cabrera, 1971; Bucher y Huszar, 1999) (Fig. 2.1.1).



Fig. 2.1.1 Mapa de Ecorregiones de Argentina. Ver Chaco seco y Chaco húmedo (extraído de Brown y Pacheco, 2005).



El Chaco Oriental o Húmedo (Fig. 2.1.2) es una extensa región que abarca más de 120.000 km², comprende aproximadamente la mitad este de las provincias de Chaco y Formosa, y parte del norte de Santa Fe (Guinzburg y Adamoli, 2005). Es una llanura extremadamente plana, con pendientes muy suaves, el clima es templado húmedo, cuya temperatura media anual de 22°C y las temperaturas absolutas pueden alcanzar máximas superiores a 40°C y mínimas bajo cero (Carminati, 2002). Las

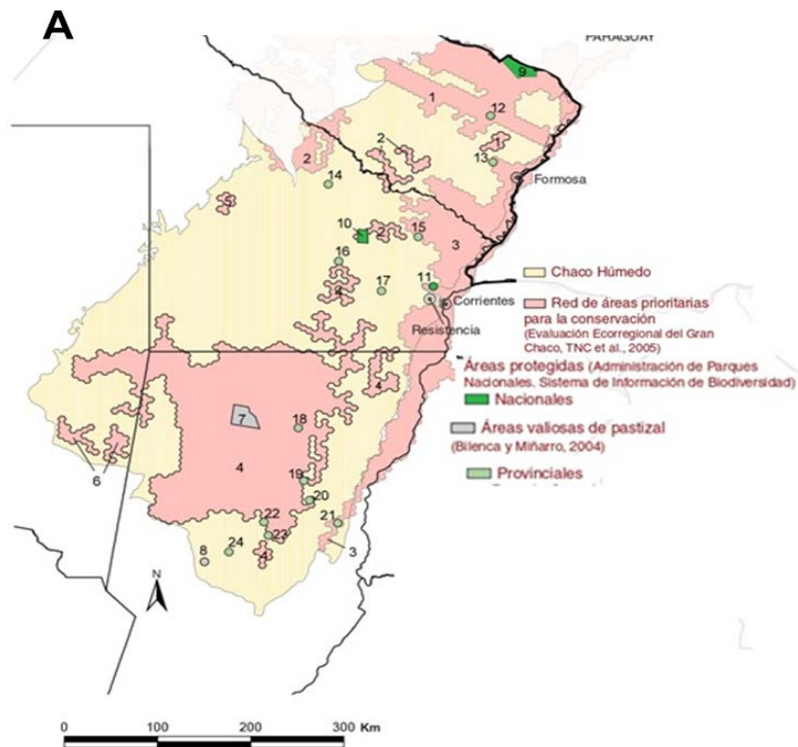


precipitaciones siguen un marcado gradiente longitudinal, con registros máximos en el este, superiores a 1.300 mm (con valores de hasta 2.200 mm), que disminuyen en el oeste a 750 mm (Guinzburg y Adamoli, 2005). El período de lluvias se corresponde con la estación cálida, y ocurre durante los meses de octubre a abril. El mínimo de precipitaciones se registra durante la estación invernal, entre los meses de junio a agosto, en los que se presentan sequías y algunas heladas (Guinzburg y Adamoli, 2005).

El monte fuerte o Quebrachal representa la comunidad florística principal, con predominio del quebracho colorado (*Schinopsis balansae*), y quebracho blanco (*Aspidosperma quebracho-blanco*), y en menor medida pastizales y sabanas de especies herbáceas y palmares de palma blanca o caranday (*Copernicia alba*) (Morello et al., 2008).



Fig. 2.1.2. Chaco Húmedo. A) Mapa extraído de Guinzburg y Adámoli (2005). B) Vegetación característica de la provincia de Formosa.





El Chaco Seco (Fig. 2.1.3) es, en su mayor parte, una llanura sedimentaria, modelada por la acción de los ríos que atraviesan esta región en sentido noroeste-sudeste, principalmente el Juramento-Salado, el Bermejo y el Pilcomayo. Dentro del Chaco Seco se pueden distinguir tres subregiones, según sus condiciones climáticas:

El Chaco Semiárido es la de mayor extensión, ocupando el oeste de Chaco y Formosa, casi la totalidad de Santiago del Estero, el este de Salta y Tucumán, y parte del norte de Córdoba (Torrela y Adamoli, 2005). Este bosque, xerófilo y semicaducifolio, antes de ser intervenido por las actividades antrópicas contaba con un estrato superior dominado por el quebracho colorado (*Schinopsis quebracho-colorado*) y el quebracho blanco (*Aspidosperma quebracho-blanco*) (Morello, 2008).

El Chaco Serrano forma la mayor parte del límite oeste de la región, que limita con las Yungas y el Monte, y ocupa partes de las provincias de Salta, Jujuy, Tucumán, Catamarca, La Rioja, San Luis y Córdoba (Torrela y Adamoli, 2005). La flora predominante está representada por el horco-quebracho (*Schinopsis hanckeana*), junto con el molle de beber (*Lithrea molleoides*), especialmente en el sur, y por gran cantidad de cactáceas y leguminosas espinosas en el norte (Morello, 2008).

El Chaco Árido ocupa el sudoeste de la región: el este de Catamarca y La Rioja, el norte de San Luis, el noroeste de Córdoba y el sudoeste de Santiago del Estero (Torrela y Adamoli, 2005). Está rodeado por sierras que actúan como barrera restringiendo las precipitaciones. La flora está representada por arbustales dominados por el jume (*Suaeda* sp. y *Allenrolfea* sp.), con presencia de jarillas (*Larrea* sp.). En los suelos altos menos salinos aparece el bosque xerófilo característico de la región, incluso con el quebracho colorado. (Torrela y Adamoli, 2005).

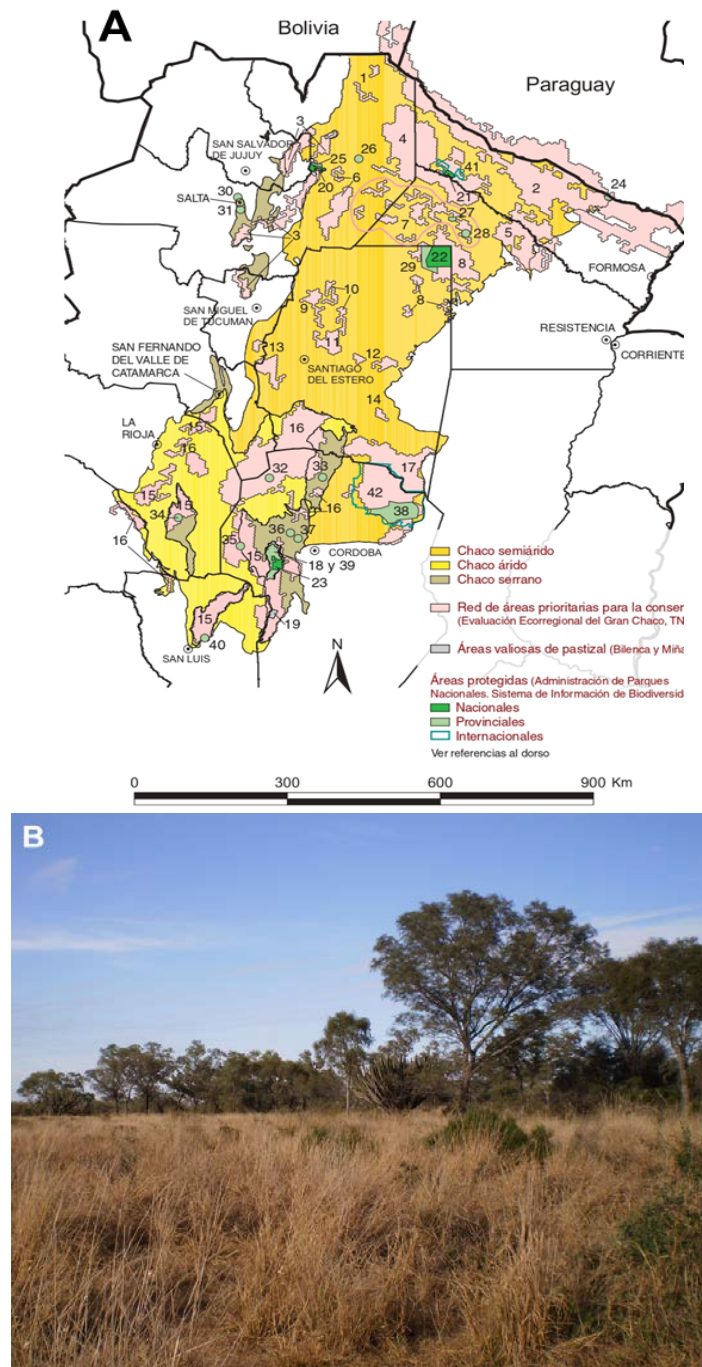
Todo este paisaje original actualmente está muy modificado debido a diversas actividades humanas como la agricultura, la deforestación, la ganadería, la caza y la pesca, como así también la falta de políticas de desarrollo sustentable (Guinzburg y Adamoli, 2005). Los sistemas de producción a gran escala más comunes son la agricultura y ganadería, los campos agrícolas producen dos tipos de cultivos por año: soja, algodón, girasol y maíz durante el verano, y trigo, avena y pastos durante el invierno (Guinzburg y Adamoli, 2005).

La silvopastura es una práctica frecuente para la producción ganadera: es un sistema que integra la cría de ganado bajo la sombra de árboles nativos, algunas especies de árboles dentro de una parcela predeterminada se recolectan selectivamente y luego



se retira el sotobosque leñoso y posteriormente, se plantan gramíneas no nativas (por ejemplo, *Panicum maximum*) en el estrato inferior para alimentar al ganado (Torrella y Adamoli, 2006; Decarre, 2015).

Fig. 2.1.3. Chaco seco A) Mapa extraído de Torrella y Adámoli (2005). B) Vegetación característica en la provincia de Chaco.





2.2 Hospedadores

Dasypus novemcinctus

(mulita de nueve bandas, armadillo de nueve bandas, tatú negro)

(Fig. 2.2.1)

Es la especie de armadillo de mayor distribución y más estudiada. Esta especie se distribuye desde Argentina hasta los Estados Unidos, entre las latitudes 38° S y 43° N. Sus límites de distribución norte se han expandido rápidamente durante el último siglo, principalmente debido a influencias antropogénicas (Taulman y Robbins, 2014). *Dasypus novemcinctus* es una especie que habita una gran variedad de ambientes, desde lugares donde las temperaturas caen por debajo de 0°C durante el invierno hasta las que superan los 40°C en verano, hábitats semiáridos sin prácticamente precipitación en temporada seca a bosque denso húmedo con 692 mm de precipitación en el mes más húmedo. Su rango de elevación va desde el nivel del mar hasta casi 4000 metros (McDonough y Loughry, 2018).

Es un insectívoro generalista, que se alimenta principalmente de escarabajos adultos y larvas, hormigas y termitas. Los análisis de dieta también han identificado una impresionante diversidad de otros ítems como pequeños vertebrados, frutas, gusanos, aves y huevos de tortuga (McDonough y Loughry, 2018).

Los adultos son principalmente nocturnos, pero esto varía según la temporada, ya que los individuos se vuelven más diurnos durante las épocas más frías del año. Excepto en la época de reproducción, los adultos son solitarios y rara vez interactúan.

Esta especie tiene una gran diversidad de parásitos. En cuanto a helmintos, se han registrado especies de nematodos, cestodes, acantocéfalos y trematodes (Travassos, 1937; Chandler, 1946; Navone, 1990; Fujita, 1995; Gardner y Jiménez-Ruiz, 2003; Hoppe et al., 2006; Gómez-Puerta, 2011; Nunez-Gomez et al., 2012). Es un reservorio de varias especies de protozoos, entre ellos algunos de importancia sanitaria (*T. cruzi*, *T. gondii*) (Mazza et al., 1931; Fujita et al., 1994; Yeo et al., 2005; Deem et al., 2009; Alvarado-Otegui et al., 2012; Orozco et al., 2013) y también es bien conocido su rol como reservorio de la bacteria *Mycobacterium leprae*, agente etiológico de la lepra o enfermedad de Hansen (Cardona-Castro et al., 2007; Deem et al., 2009; Kerr et al., 2015; Perez- Heydrich et al., 2016)

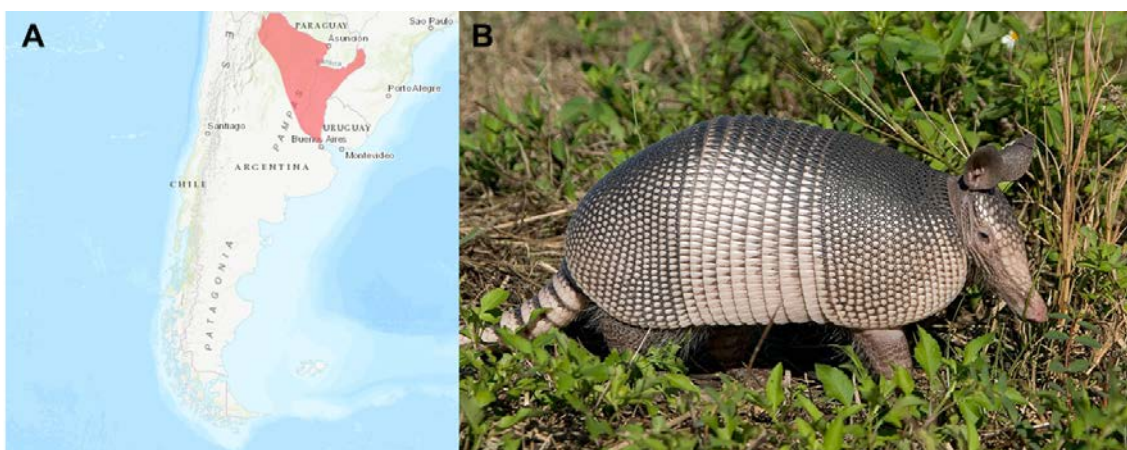
En la región chaqueña se consume su carne en un mediano porcentaje comparado



con otros armadillos (Altrichter, 2006).

Está categorizada desde el punto de vista de la conservación, tanto a nivel global (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza, UICN) como local (Varela et al., 2019a) como no amenazada (Preocupación menor, Least Concern, (Loughry et al., 2014).

Fig. 2.2.1 *Dasypus novemcinctus* A) Distribución en Argentina (Varela et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: animaldiversity.org)



Dasypus mazzai

(mulita de Mazza)

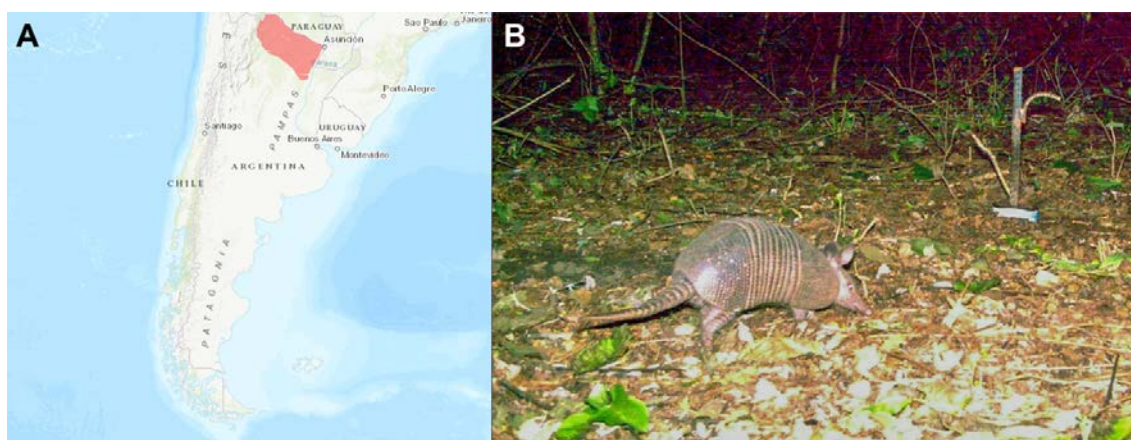
(Fig. 2.2.2)

Se posee muy poca información sobre esta especie. Está restringida a las provincias de Salta, Jujuy y Santa Fe (Abba et al., 2018). Su hábitat incluye áreas chaqueñas y parte del bosque montano de Yungas. A pesar de la ausencia de registros en Bolivia y Paraguay, es probable que esta especie también ocurra en estos países, ya que comparte los mismos hábitats y no hay una barrera geográfica aparente.

No se conocen datos de su parasitofauna y está categorizada tanto a nivel global (como *D. yepesi*, Abba y Vizcaíno, 2014) como local como Deficiente de Datos (DD, Abba et al., 2019a).



Fig. 2.2.2 *Dasypus mazzai* A) Distribución en Argentina (Abba et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: fundación ProYungas)



Dasypus hybridus

(mulita de siete bandas, armadillo de siete bandas, mulita pampeana)

(Fig. 2.2.3)

Especie con propuestas recientes de cambios taxonómicos. Actualmente para *D. hybridus* hay dos trabajos que proponen que sea sinonimizada con *Dasypus septemcinctus* (Feijo et al., 2018, 2019), sin embargo, aún hay dudas sobre esta propuesta (Abba et al., 2018) por lo tanto en la presente tesis se sigue nombrando como *D. hybridus*.

Es la mulita con la distribución más al sur. Se distribuye en Brasil, este de Paraguay, Bolivia, Uruguay y este, norte y centro de Argentina. La mulita se encuentra en una variedad de hábitats, desde bosques siempre verdes hasta áreas con climas altamente estacionales. Es de destacar que la especie está ausente en la parte norte de la Selva Atlántica y hay pocos registros de la Amazonia (Abba et al., 2018).

Es un insectívoro oportunista, aunque algunos autores prefieren definirlo como omnívoro con una marcada tendencia a la mirmecofagia (Abba y Superina, 2016). En cualquier caso, en el contenido estomacal se han registrado grandes cantidades de hormigas, termitas y escarabajos, junto con considerables cantidades de material vegetal. En raras ocasiones, se han registrado rastros de pequeños vertebrados, como ratones jóvenes y algunos anfibios y reptiles (Gallo et al., 2019a).

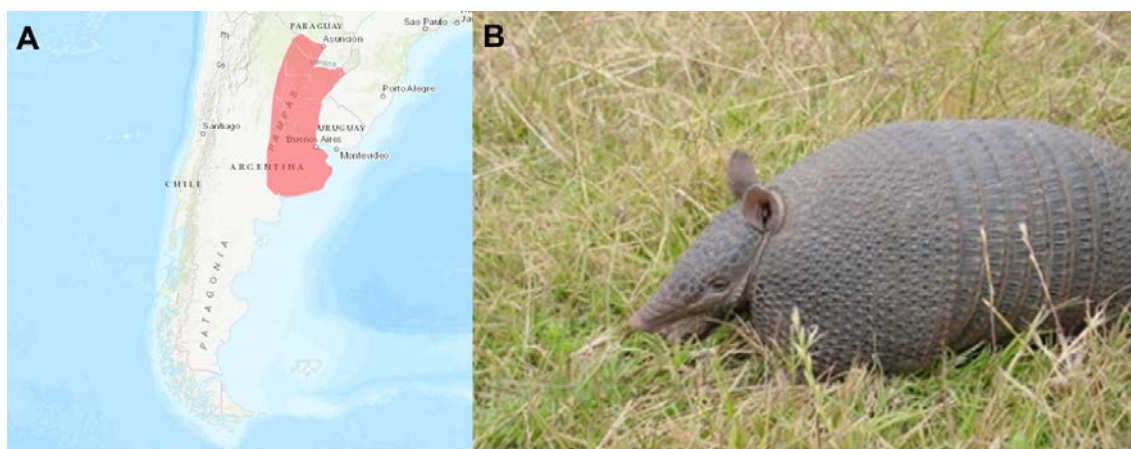
Es diurno, con actividad máxima a principios de la tarde. Como la mayoría de los



armadillos, no hiberna y está activo todo el año, aunque la actividad puede reducirse durante el clima frío (Abba y Superina, 2016). Los adultos son solitarios y solo se observan como parejas durante la reproducción (Abba y Superina, 2016).

Se ha registrado a esta especie como hospedadora de algunos helmintos principalmente nematodos en la región Pampeana (Navone, 1990; Ezquiaga et al., 2012) y está categorizada como Casi Amenazada (Near Threatened, NT) a nivel global (Abba y González, 2014) y local (Abba et al., 2019b).

Fig. 2.2.3 *Dasypus hybridus* A) Distribución B) Ejemplar adulto (Abba et al., 2019)



Euphractus sexcinctus

(armadillo de seis bandas, armadillo amarillo, gualacate, tatú pojú)

(Fig. 2.2.4)

El gualacate está presente en una amplia área de América del Sur, desde el sur de Surinam hasta el norte de Argentina (Abba et al., 2014).

Habita una diversidad de ambientes tales como: sabana abierta, matorrales y bosque semideciduo seco, y un amplio rango de altitud: desde el nivel del mar hasta las elevaciones de c. 1.600 m. También se puede encontrar en bosques secundarios y en bosques amazónicos primarios. Se adapta bien a las modificaciones de hábitat y está presente en agroecosistemas como plantaciones de maíz, soja y caña de azúcar; pastizales; y zonas con agricultura de subsistencia (Superina y Abba, 2018).

Es un carnívoro-omnívoro, consume carroña, pequeños vertebrados (roedores, anfibios y reptiles), insectos (adultos y larvas, principalmente escarabajos e

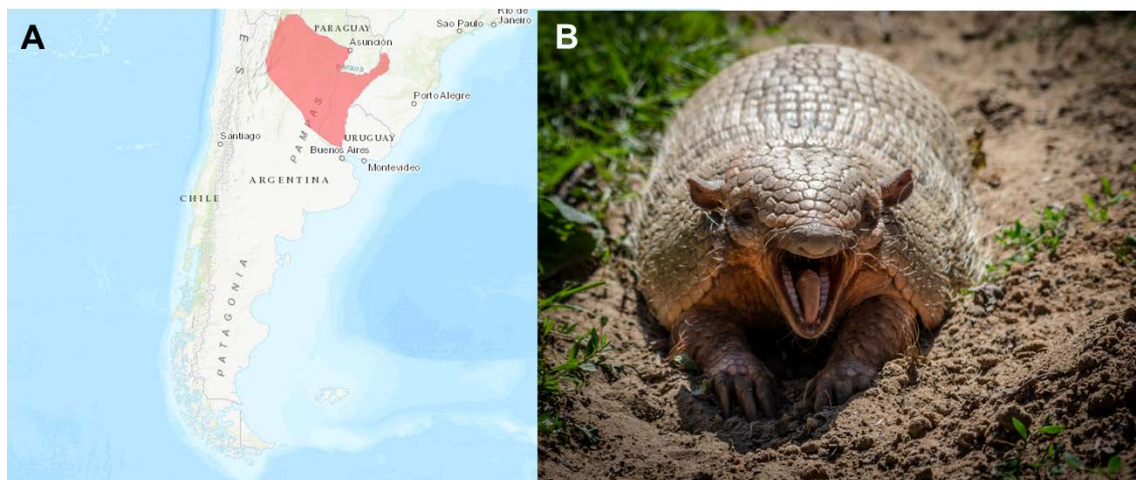


himenópteros), arácnidos, huevos de aves y material vegetal (semillas, frutas, granos, tubérculos, etc.). Utiliza el olfato para ubicar los alimentos en el suelo y con frecuencia cava hoyos de forrajeo poco profundos. Se mueven rápidamente y abarcan grandes distancias cuando buscan comida (c. 2 km). El armadillo de seis bandas es diurno, generalmente sale de la cueva después del amanecer, pero es ocasionalmente activo por la noche. Múltiples cuevas son utilizadas por el mismo individuo. El gualacate es principalmente solitario pero aparentemente más sociable que otros armadillos. Las interacciones se han informado repetidamente y se producen principalmente durante la temporada de reproducción (Superina y Abba, 2018). Su carne es una de las más consumidas como fuente de proteínas en la región (Altritcher, 2006).

Se ha reportado a esta especie como hospedadora de varias especies de helmintos parásitos, especialmente nematodos (Mazza y Anderson, 1925; Masi-Pallares y Vergara, 1970; Fujita et al., 1995; Gardner y Jiménez-Ruiz, 2003; Hoppe et al., 2006, 2009). También se ha registrado a este armadillo como reservorio de *T. cruzi* (Fujita et al., 1994; Yeo et al., 2005; Orozco et al., 2013).

Esta especie está categorizada como Preocupación Menor (Least Concern) en ambas escalas (Abba et al., 2014, 2019c).

Fig. 2.2.4 *Euphractus sexcinctus* A) Distribución en Argentina (Abba et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: Pitkin Hutchinson <https://www.flickr.com/photos/147645380@N05/42676482811>)



*Chaetophractus vellerosus*

(piche llorón, tatú llorón)

(Fig. 2.2.5)

El piche llorón se distribuye en Bolivia, Paraguay, Chile y Argentina, ocupando regiones áridas y semiáridas con suelo suelto y arenoso (Wetzel, 1985; Abba et al., 2007; Abba y Cassini, 2010). Además, existe una población pequeña y aislada que habita en un área de unos 900 km² en la costa de la provincia de Buenos Aires, Argentina. Está separada de la población principal en aproximadamente 500 km (Crespo, 1974; Carlini y Vizcaíno, 1987; Abba y Vizcaíno, 2011).

Habita principalmente áreas xéricas en latitudes altas y bajas, pastizales y áreas agrícolas abarcando un rango grande de altitud desde el nivel del mar hasta las elevaciones hasta c. 4.600 m (Superina y Abba, 2018)

Es un carnívoro-omnívoro, que come gran cantidad de artrópodos (principalmente escarabajos adultos y larvas), material vegetal, pequeños vertebrados (anuros, lagartijas y diferentes especies de roedores) y otros invertebrados (Superina y Abba, 2018; Gallo et al., 2019a). Obtiene su alimento principalmente al cavar con sus fuertes patas delanteras. La dieta cambia estacionalmente en parte de su distribución, con un aumento en el consumo de insectos en verano (meses más secos) y mayores proporciones de material vegetal en invierno (Superina y Abba, 2018).

Es nocturno en verano y diurno en invierno, sin embargo, su actividad parece ser diurna durante todo el año a grandes alturas. Los individuos están activos a diferentes horas del día por no más de tres horas a la vez. Típicamente cava madrigueras en áreas con suelos arenosos y calcáreos. En áreas con suelo suelto, las madrigueras se encuentran comúnmente cerca o debajo de la vegetación (Superina y Abba, 2018)

Es solitario, excepto durante los períodos de cría y durante la temporada de apareamiento (Superina y Abba, 2018).

Se consume su carne, pero en baja proporción comparada con otras especies de armadillos de la región (Altritcher, 2006).

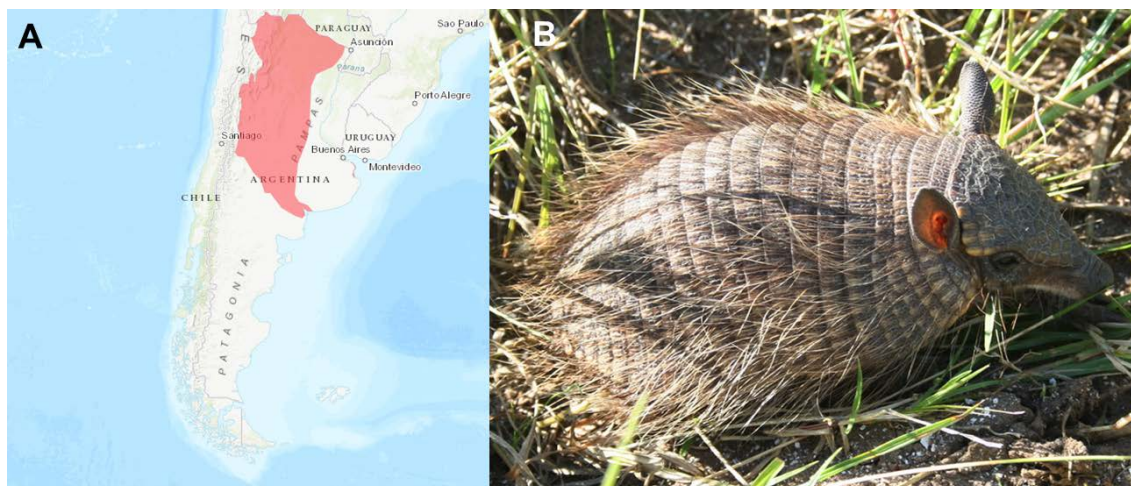
Esta especie de armadillo ha sido reportada como hospedador de diversos helmintos, sobre todo nematodos, también algunos estudios revelan que son hospedadores de coccidios (Navone, 1988, 1990; Ezquiaga, 2013; Ezquiaga y Navone 2013, 2014;



Ezquiaga et al., 2014, 2019) y en la región chaqueña se han reportado como reservorio de *T. cruzi* (Mazza, 1930; Alvarado-Otegui et al., 2012; Orozco et al., 2013).

Esta especie está categorizada como preocupación menor (Least Concern, local: Abba et al., 2019d; global: IUCN SSC ASASG, 2017).

Fig. 2.2.5 *Chaetophractus vellerosus* A) Distribución en Argentina (Abba et al., 2019d). B) Ejemplar adulto (Foto: Pablo Grilli).



Chaetophractus villosus

(peludo, pichi peludo, tatú peludo, quirquincho grande)

(Fig. 2.2.6)

Esta especie se distribuye desde el Gran Chaco de Bolivia, Paraguay, Chile y está presente en casi todo el territorio nacional. Recientemente se ha introducido en la isla de Tierra del Fuego (Superina y Abba, 2018).

Habita una amplia gama de hábitats, incluidos pastizales, sabanas, bosques, agroecosistemas y hábitats degradados; prefieren áreas abiertas, desde el nivel del mar hasta elevaciones de c. 1.500m. El peludo es la especie de armadillo más común en las planicies y en los valles entre montañas de Argentina. Puede tolerar hábitats altamente modificados y se encuentra con frecuencia en agroecosistemas, mostrando una mayor actividad en las tierras de cultivo (en particular los cultivos de soja) donde a veces se considera una plaga (Superina y Abba, 2018).

Es un omnívoro-carnívoro, come invertebrados (principalmente escarabajos adultos y



larvas), material vegetal (especialmente frutas), pequeños vertebrados, huevos de aves y carroña (Gallo et al. 2019). Cuando se alimenta, generalmente camina lentamente con su nariz en contacto con el sustrato, a menudo moviendo su cabeza de lado a lado. Después de ubicar los alimentos por olfato, cava rápidamente con sus garras delanteras para alcanzar su alimento (Superina y Abba, 2018).

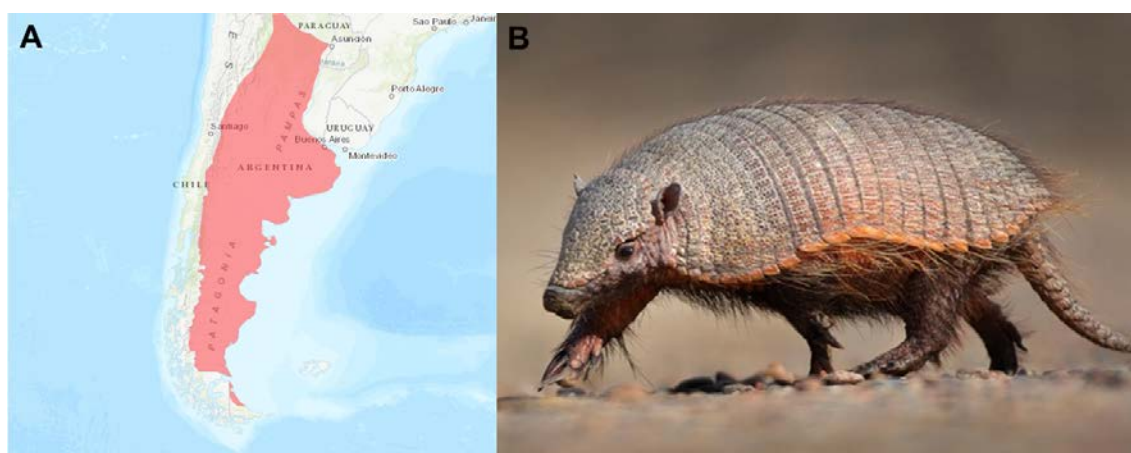
Es crepuscular a nocturna, pero no parece tener un ciclo de actividad diario fijo. Sin embargo, la actividad diaria depende de la región y la temporada (Superina y Abba, 2018).

Es principalmente solitario, aunque coexisten entre 10 y 20 individuos en ciertas situaciones como el exceso de alimentos en un área restringida o durante la temporada de inundaciones (Superina y Abba, 2018). Su carne es una de las más consumidas en la Región Chaqueña (Altritcher, 2006).

Esta especie presenta una gran riqueza específica en su parasitofauna, registrándose numerosas especies de nematodos, cestodes y acantocéfalos (Navone, 1990; Ezquiaga y Navone, 2013, 2014; Ezquiaga et al., 2016) y también son reservorio de numerosos agentes patógenos como *T. gondii*, *T. cruzi*, *Brucella* sp., etc. (Alvarado-Otegui et al., 2012; Orozco et al., 2013; Kin et al., 2014 a y b; Kin, 2015).

Esta especie está categorizada preocupación menor (Least Concern) tanto a nivel local (Gallo et al., 2019) como global (Abba et al., 2014).

Fig. 2.2.6 *Chaetophractus villosus* A) Distribución en Argentina (Gallo et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: Darío Podestá).





Cabassous chacoensis

(cabasú chico, tatu de rabo molle, cabasú chaqueño, pichiciego grande)

(Fig. 2.2.7)

Este armadillo es endémico del Gran Chaco de Paraguay y Argentina (desde Formosa y probablemente desde Salta hasta la provincia de San Luis). Hay algunos registros no confirmados del SE de Bolivia y el estado adyacente de Mato Grosso do Sul, Brasil (Superina y Abba, 2018).

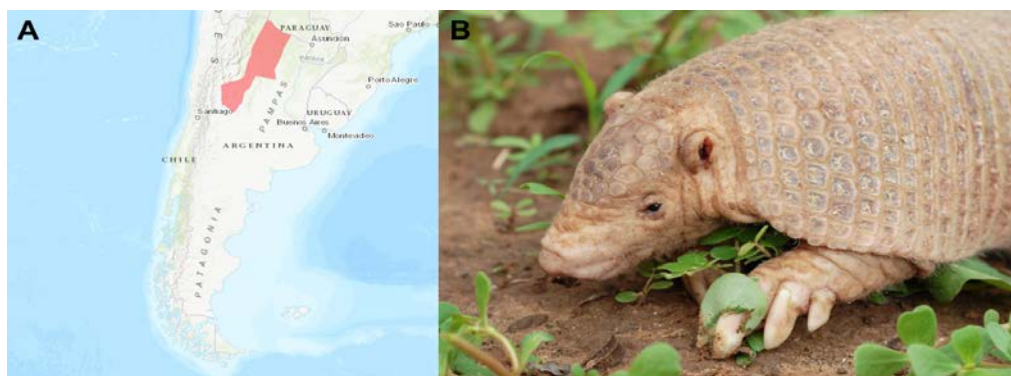
Es una especie muy poco estudiada, aparentemente están confinados a los hábitats xéricos del Gran Chaco, principalmente matorrales de espinas con suelo poroso no arcilloso (Superina y Abba, 2018).

El cabasú chaqueño es omnívoro, con una dieta que incluye gran cantidad de insectos, come principalmente hormigas y termitas, pero también material vegetal (semillas y frutas). Son nocturnos, solitarios y altamente fosoriales. Se consume su carne, pero en muy baja proporción (Altritcher, 2006).

No hay información específica de su parasitofauna. Sólo se han examinado muy pocos ejemplares encontrando algunos nematodos en el intestino delgado y en el ciego (Suare et al., 1998).

Esta especie está categorizada como Casi Amenazada (Near Threatened), tanto a nivel local (Cirignoli et al., 2019) como Global (Merrit et al., 2014).

Fig. 2.2.7 *Cabassous chacoensis* A) Distribución en Argentina (Cirignoli et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: Thomas y Sabine Vinke <http://cma.sarem.org.ar/es/especie-nativa/cabassous-chacoensis>)



*Tolypeutes matacus*

(mataco, quirquincho bola)

(Fig. 2.2.8)

Este armadillo se distribuye en el este de Bolivia, sur-oeste de Brasil, el Gran Chaco de Paraguay, y norte y centro de Argentina (Superina y Abba, 2018).

Principalmente confinada al Chaco, es más abundante en las áreas xerofíticas, el bosque y el matorral típicamente espinosos de esta región, pero también en la sabana de palmeras y en el bosque de galería en Chaco Húmedo, desde el nivel del mar hasta las elevaciones de c. 800 m (Superina y Abba, 2018).

Es un insectívoro oportunista, come principalmente insectos pero también agrega a su dieta material vegetal como frutas y semillas. Su dieta parece variar según la temporada. Las larvas de escarabajos se ingieren durante todo el año, mientras que durante la estación seca comen con mayor frecuencia termitas y hormigas, y frutas durante la temporada de lluvias (Bolkovic et al., 1995; Gallo et al., 2019).

Se alimenta principalmente en la superficie y ocasionalmente cava agujeros poco profundos en nidos de hormigas y termitas. Es nocturno, pero a veces es activo durante el día. No es fosorial como otras especies de armadillos. Utiliza principalmente madrigueras pequeñas, ya sea excavadas por sí mismos o por otras especies, o descansan en nidos de paja y depresiones poco profundas cubiertas con hojarasca. Es principalmente solitario. Los grupos pequeños se reúnen solo durante la temporada de reproducción. El mecanismo de defensa es único, cuando este armadillo se siente amenazado, puede enrollar su cuerpo en una bola (Superina y Abba, 2018).

En el Chaco argentino comprende el 18,4% de la fauna silvestre incluida en la dieta de los pobladores locales (Cuéllar, 2000; Ojeda et al., 2002; Altrichter, 2006; Richard y Contreras Zapata, 2010). Puntualmente en Santiago del Estero, constituye el 55% de la dieta de los pobladores locales y en menor medida son utilizados con otros fines como mascotismo o bien las corazas de los animales grandes son exhibidas como adornos (Altrichter, 2006).

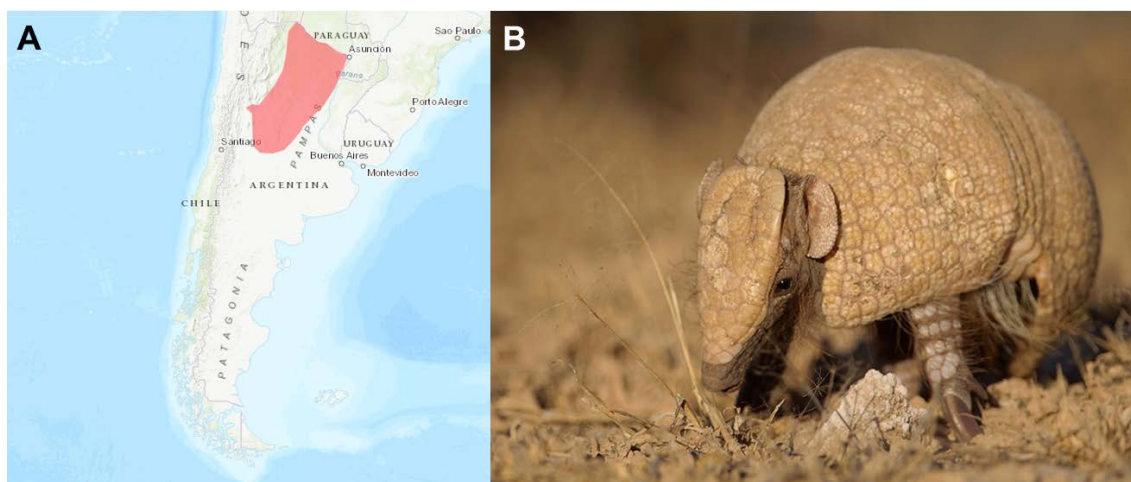
Estudios parasitológicos han reportado a este armadillo como hospedador de diversas especies de nematodes, cestodes, acantocéfalos y coccidios (Mazza et al., 1932; Navone, 1990; Suare et al., 1997, 1998; Notarnicola y Navone, 2003; Smales, 2007;



Deem et al., 2009; Monferrán y Silveiro-Reyes, 2014) como así también su rol como reservorio de *T. cruzi* (Yeo et al., 2005; Deem et al., 2009; Alvarado-Otegui et al., 2012; Orozco et al., 2013).

Es una especie categorizada como casi amenazada (NT) a ambas escalas (local, Ferreiro et al., 2019; global, Noss et al., 2014)

Fig. 2.2.8 *Tolypeutes matacus* A) Distribución en Argentina (Ferreiro et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: Matías Pintos Pooley <http://www.fotonaturaleza.cl/>)



Myrmecophaga tridactyla

(oso hormiguero, oso hormiguero gigante, yurumí)

(Fig. 2.2.9)

Ampliamente distribuido, desde Bélize a través de gran parte de Sudamérica (excepto los Andes) y hasta el sur de Santiago del Estero en Argentina, aunque históricamente se extendió hacia el sur hasta los 31°S (Bertassoni, 2018).

Ocupa una notable diversidad de hábitats como pastizales, matorrales, humedales, bosques húmedos tropicales, bosques secos, bosques densos, Chaco y sabanas. El oso hormiguero gigante también puede ocupar paisajes alterados por el hombre, como plantaciones de soja, plantaciones de madera de *Acacia* sp. (Fabacea) y *Eucalyptus* sp. (Myrtacea) y pastos mejorados (Bertassoni, 2018).

Los osos hormigueros se alimentan principalmente de hormigas y termitas, las hormigas de los géneros *Camponotus*, *Solenopsis*, *Pheidole* y *Nasutitermes* son las



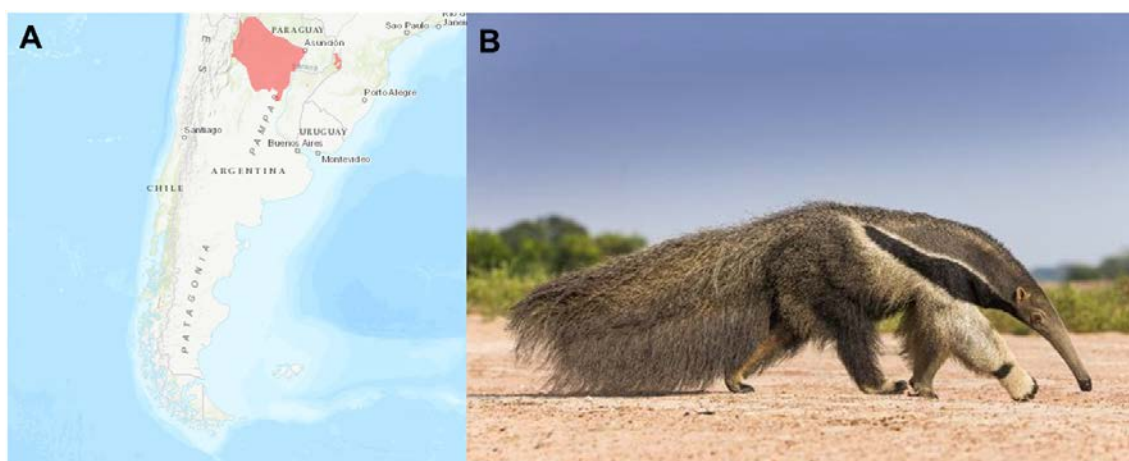
más frecuentes (Gallo et al., 2017). También comen otros ítems, como huevos de Blattodea, fragmentos y larvas de coleópteros, y abejas (*Apis mellifera*) (Gallo et al., 2017).

Los osos hormigueros son terrestres, pero pueden trepar en los montículos de termitas y en otros sustratos. Pueden estar activos 8-9 horas por día; la actividad ocurre en cualquier momento del día, y la actividad nocturna ocurre principalmente cuando se la persigue o cuando la actividad humana es alta. Por lo tanto, los períodos de actividad pueden depender de la disponibilidad de presas, los impactos antropogénicos y las temperaturas diarias. Son solitarios, excepto durante el cortejo y el apareamiento, y cuando las hembras crían (Bertassoni, 2018).

Existen muy pocos datos sobre la parasitofauna de los osos hormigueros, existiendo algunos reportes de nematodos, cestodos, acantocéfalos, coccidios y del protozoo zoonótico *Giardia lamblia* (Lyang-Sheng, 1957; Gardner et al., 1991; Martínez et al., 1999; Rojano et al., 2015).

Es una especie categorizada como Vulnerable (VU) tanto a nivel local (Di Blanco et al., 2019) como global (Miranda et al., 2014) debido a un declive significativo de las poblaciones por la pérdida de hábitat y la presión de caza.

Fig. 2.2.9 *Myrmecophaga tridactyla* A) Distribución en Argentina (Di Blanco et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: Christophe Courteau, www.naturepl.com/)



*Tamandua tetradactyla*

(oso melero, tamandúa)

(Fig. 2.2.10)

Esta especie se distribuye al este de los Andes desde Venezuela, a través del Amazonas hasta el sur de Bolivia y Paraguay llegando al Norte de Argentina y Uruguay (Bertassoni, 2018).

Si bien es una especie adaptable que se presenta en una variedad de hábitats, necesita de una cubierta arbórea. Se puede encontrar tanto en el chaco seco como en el húmedo, en el Bosque húmedo del Atlántico, las sabanas de palmeras del Chaco bajo y el bosque semi-húmedo del Pantanal. En las áreas en las que parece ser más común se debe a la vegetación densa y donde tienden a congregarse sus presas preferidas (Emmons, 1999; Meritt, 2008).

Se alimentan principalmente de hormigas y termitas (Bertassoni, 2018; Gallo et al., 2017). Dentro de las hormigas consumidas por *T. tetradactyla*, el género más abundante es *Crematogaster*, que anidan en vegetación y tienen una actividad focal masiva en diferentes especies de árboles (Silvestre et al., 2003); y el otro género consumido es *Heteroponera*, hormigas que pueden anidar en el suelo, hojas o raíces de epífitas.

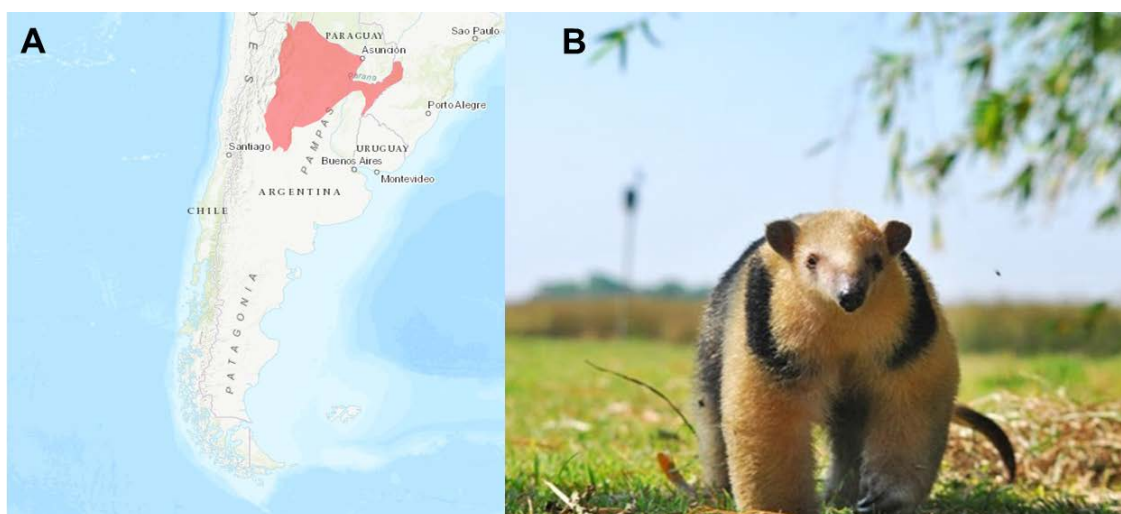
De comportamiento solitario y nocturno o diurno, los períodos de actividad duran un promedio de 8 horas (Bertassoni, 2018). Aunque son capaces de trepar utilizando su cola prensil como una quinta extremidad, están igual de cómodos en el suelo, donde caminan despacio.

Esta especie es conocida por ser hospedador de numerosas especies de helmintos, especialmente de nematodos, aunque también se han reportado acantocéfalos, cestodes y coccidios parasitando a esta especie (Ferreira et al., 1989; Vicente et al., 1997; Martínez et al., 1999; Lainsow y Shaw 1990; Lanson y Shaw, 1991; Rios et al., 2013).

Esta especie está categorizada como de preocupación menor (Least Concern, LC) a nivel global (Miranda et al., 2014) y como Casi Amenazada a nivel local (Varela et al., 2019).



Fig. 2.2.10 *Tamandua tetradactyla* A) Distribución en Argentina (Varela et al., 2019). B) Ejemplar adulto (Foto: Gabriel Moresco <http://www.ecoregistros.org/>).



2.3 Obtención de los Hospedadores

En esta tesis se analizaron un total de 82 individuos hospedadores: *Dasyopus novemcinctus* (n=4), *Dasyopus mazzai* (n=1), *Dasyopus hybridus* (n=9), *Euphractus sexcinctus* (n=6), *Chaetophractus vellerosus* (n=17), *Chaetophractus villosus* (n=4), *Cabassous chacoensis* (n=4), *Tolypeutes matacus* (n=35), *Myrmecophaga tridactyla* (n=1) y *Tamandua tetradactyla* (n=1). El material se obtuvo de diferentes modos (Fig. 2.3.1), que se describen a continuación.

Trabajo de campo

Se realizaron 4 campañas para las cuales se pidieron los permisos de colecta y las guías de tránsito para el traslado del material en tres provincias: Chaco, Formosa y Santiago del Estero, expedidos por Dirección de Fauna y Áreas Naturales Protegidas de la Provincia del Chaco, Ministerio de la Producción y Ambiente de la Provincia de Formosa y Dirección Gral. de Bosques y Fauna de la provincia de Santiago del Estero respectivamente (12/2017, Resolución 40/15, Resolución 542).

Para la selección de las localidades se tuvo en cuenta el fácil acceso a las áreas de muestreo y la disponibilidad de servicios de electricidad principalmente para la buena conservación de las muestras hasta su traslado al laboratorio.



Los hospedadores se capturaron de forma manual (handling), con la ayuda de una red, y también se obtuvieron ejemplares provenientes de la caza de subsistencia por parte los pobladores locales y ejemplares atropellados.

A cada ejemplar capturado se le tomó una muestra de materia fecal y se los trasladó al laboratorio de campo en cajas plásticas con respiración y acondicionadas con viruta.

Una vez allí, a los individuos se les aplicó una sedación leve utilizando Xilazina Zoovet® para poder realizar la extracción de una muestra de sangre de la vena coccígea o caudal para posteriores estudios serológicos.

Para sacrificar a los animales se utilizó un eutanásico por vía circulatoria. Estos procedimientos fueron asistidos por Médicos veterinarios.

Una vez sacrificados, se realizó la extracción de músculo cardíaco y esquelético, y de lengua para posteriores estudios.

Para la obtención del tracto gastrointestinal se colocó a cada animal en posición decúbito dorsal y se realizó un corte ventral longitudinal para realizar la correcta evisceración. La cavidad del cuerpo fue examinada detalladamente en búsqueda de filarias, y las vísceras fueron extraídas y fijadas en formaldehído al 10%.

En el laboratorio, se disecaron y se observaron los diferentes órganos, con especial hincapié en el tracto gastrointestinal: estómago, intestino delgado, ciego e intestino grueso, los cuales se colocaron en cápsulas de Petri y luego se examinaron bajo microscopio estereoscópico (Leica MZ6 y Olympus SZ).

Los helmintos hallados en cada órgano se contabilizaron y luego se conservaron en alcohol 70° para su posterior estudio.

Material donado

Parte del material de esta tesis fue donado desde la Universidad Nacional de La Rioja, por lo cual se contó con la guía de tránsito correspondiente para trasladar el material, expedido por Secretaría de Ambiente La Rioja (N° 000057–000058, 10 de Julio de 2009).

Este material consistía en tractos gastrointestinales fijados en formaldehído al 10%, por lo que también para el procesamiento de estos individuos se omiten los pasos



previos a la evisceración.

Material de Colecciones

Para aumentar el número de individuos hospedadores, se visitaron las colecciones de Mastozoología del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia (MACN) en la Ciudad Autónoma de Buenos Aires y del Instituto Miguel Lillo en San Miguel de Tucumán (CML).

Los ejemplares fueron fijados originalmente en formaldehído al 10% y luego almacenados enteramente en alcohol 70°. En su mayoría contaban con un corte vertical longitudinal abdominal para la buena conservación de las vísceras.

Material de estudios parciales previos

Parte del material proviene de estudios parciales previos realizados en el CEPAVE, el material consiste en los helmintos ya extraídos de las vísceras.

Las localidades y el tipo de procedencia se detallan en la Tabla 2.3.1 y en la Fig. 2.3.2.



Fig. 2.3.1 A) Ejemplar capturado a mano. B) Ejemplar atropellado. C) Ejemplar cazado por pobladores locales. D) Ejemplares de colecciones de museo E) Ejemplares donados. F) Material de estudios parciales previos.





Tabla 2.3.1. Hospedadores estudiados en la presente tesis, localidad y procedencia del material.

HOSPEDADOR	LOCALIDAD/PROVINCIA	Nº DE EJEMPLARES	PROCEDENCIA
<i>Dasyus novemcinctus</i>	El Cadillal, Tucumán	1	CML
	La Marcela, Formosa	1	Ejemplares capturados
	San Simón, Formosa	1	
	Formosa, cerca de Guaycolec	1	
<i>Dasyus mazzai</i>	Copo, Santiago del Estero	1	Ejemplar de estudios parciales previos
<i>Dasyus hybridus</i>	Córdoba	8	MACN
	Copo, Santiago del Estero	1	Ejemplar de estudios parciales previos
<i>Euphractus sexcinctus</i>	La Marcela, Formosa	3	Ejemplares atropellados/cazados
	San Simón, Formosa	2	Ejemplares capturados/cazados
	Lumbreras, Salta	1	MACN

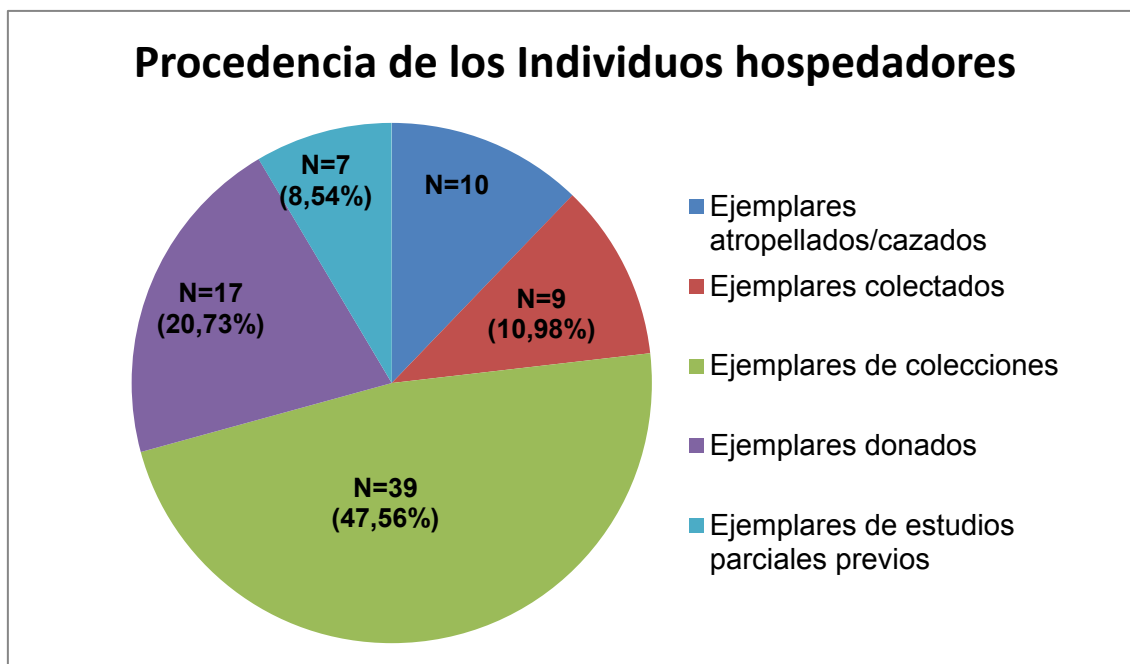


HOSPEDADOR	LOCALIDAD/PROVINCIA	Nº DE EJEMPLARES	PROCEDENCIA
<i>Chaetophractus vellerosus</i>	Tucumán	1	CML
	Catamarca	2	
	Anta, Salta	4	
	Córdoba	2	MACN
	Santiago del Estero	1	
	Felipe Varela, La Rioja	1	
	Chamical, La Rioja	5	Material donado
	Copo, Santiago del Estero	1	Ejemplar de estudios parciales previos
<i>Chaetophractus villosus</i>	Reserva Pellegrini, Tucumán	1	CML
	Copo, Santiago del Estero	3	Ejemplar de estudios parciales previos
<i>Cabassous chacoensis</i>	Santo Domingo, Córdoba	1	Ejemplar atropellado
	Quimilí, Santiago del Estero	1	Colección MACN
	Sin datos	1	CML
	Copo, Santiago del Estero	1	Ejemplar de estudios parciales previos



HOSPEDADOR	LOCALIDAD/PROVINCIA	Nº DE EJEMPLARES	PROCEDENCIA
<i>Tolypeutes matacus</i>	Chamical, La Rioja	12	Material donado
	Suncho Corral, Santiago del Estero	2	Ejemplares cazados
	Nogolí, San Luis	1	MACN
	Agua Linda, Salta	8	
	Santiago del Estero	2	
	Formosa	3	
	La Rioja	1	
	La Marcela, Formosa	2	Ejemplares capturados
	Río Muerto, Chaco	2	
	Formosa, cerca de Guaycolec	2	
<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	Clorinda, Formosa	1	Ejemplares atropellados
<i>Tamandua tetradactyla</i>	Chaco	1	

Fig. 2.3.2 Procedencia de los individuos hospedadores estudiados.





2.4 Trabajo de laboratorio

Helmintos

Una vez extraídos los helmintos de las vísceras, se siguieron las técnicas helmintológicas convencionales (Fig. 2.4.1). Para la identificación de los nematodos se transparentaron en lactofenol o alcohol glicerinado dependiendo del tamaño y se realizaron preparados transitorios. Cuando fue necesario observar el extremo anterior en vista apical, se realizaron cortes a la altura de la región anterior de machos y hembras. En los Trichostrongylina, se estudiaron el sinlophe y la bursa caudal siguiendo a Durette-Desset (1985) y Durette-Desset y Digiani (2012), respectivamente.

Para la identificación de los acantocéfalos, se transparentaron con lactofenol o se tiñeron con carmín clorhídrico dependiendo del grosor de los individuos.

Los cestodes fueron teñidos con carmín clorhídrico, deshidratados en una serie de alcoholes de concentración creciente (70°, 85°, 96°, 100°), diafanizados con eugenol y montados en bálsamo de Canadá en preparados permanentes, y para complementar la interpretación de las estructuras diagnósticas, se realizaron cortes histológicos transversales y longitudinales que se colorearon con Hematoxilina Eosina.

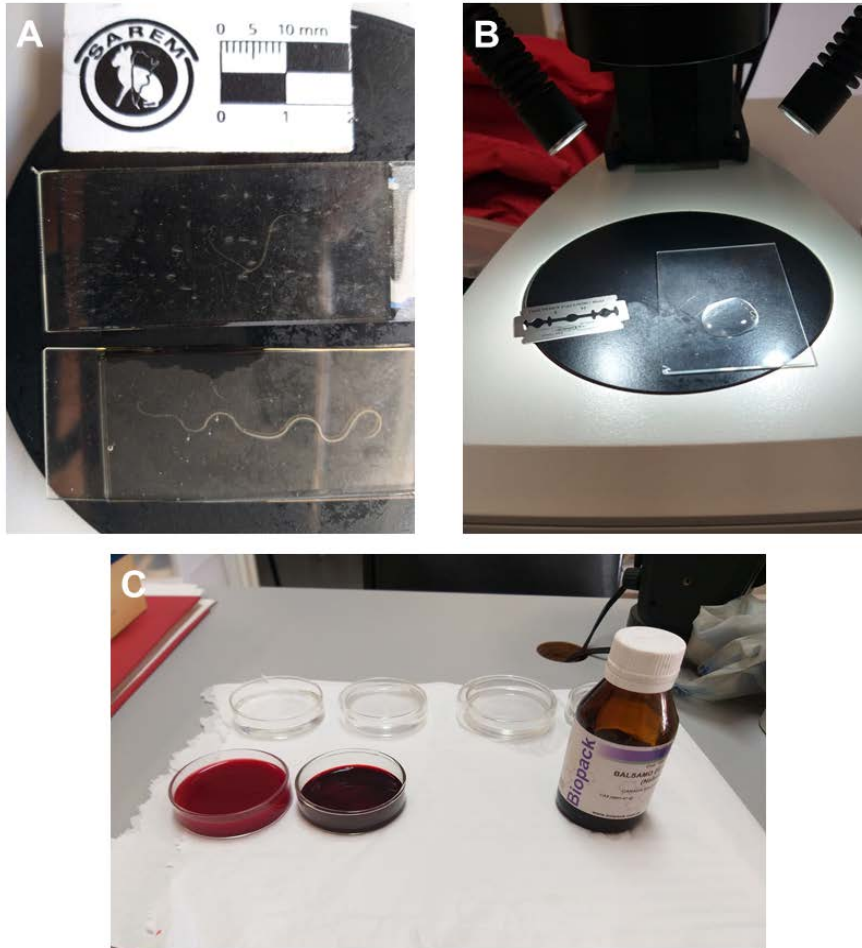
Las observaciones se realizaron en un microscopio Olympus BX51 (Olympus corporation, Tokyo, Japan) equipado con DIC, cámara fotográfica, ocular micrométrico y cámara clara. Las medidas fueron tomadas con el programa Cell Sens v1.11 (Olympus).

Para los estudios taxonómicos, las medidas se dan en micrómetros a menos que se especificara otra cosa, expresadas como la media seguida por el rango de los valores entre paréntesis.

Los helmintos fueron identificados utilizando las claves de Anderson et al. (2009) y Khalil et al. (1994) y bibliografía específica.



Fig. 2.4.1 Técnicas helmintológicas A) Preparado transitorio nematode en lactofenol B) Técnica de corte de synlophe C) Tinción con Carmín clorhídrico para cestodes y acantocéfalos.



Coproparasitología

Las muestras de materia fecal obtenidas de los armadillos capturados en el campo se almacenaron en formol al 10% y en Dicromato de Potasio al 2,5% para la observación de quistes esporulados de protozoos.

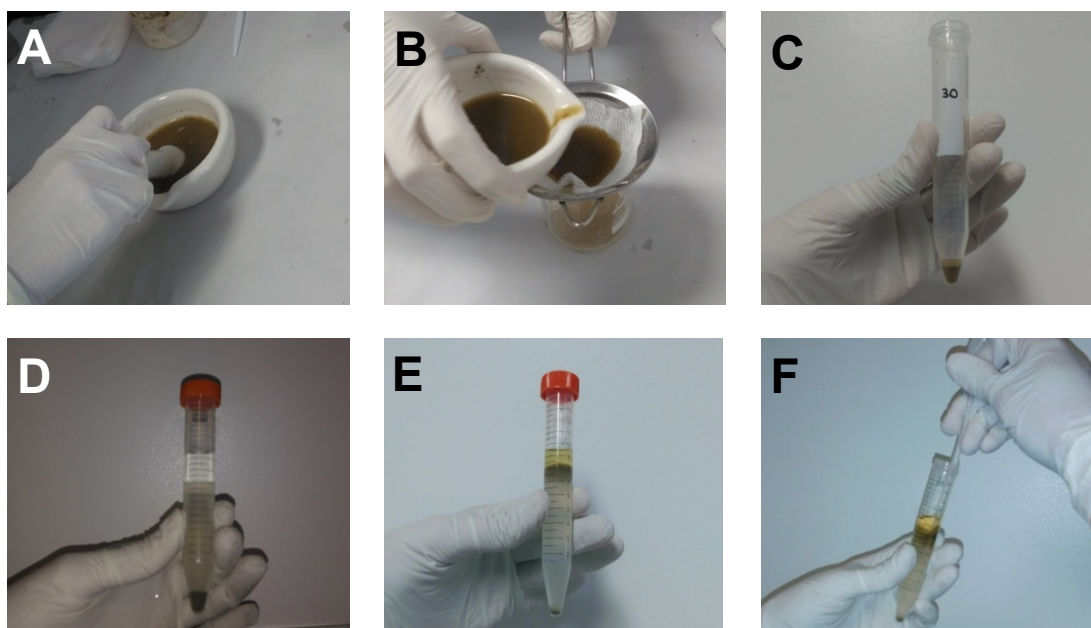
Una vez trasladadas al laboratorio se utilizaron métodos cualitativos para su análisis utilizando dos técnicas de concentración por sedimentación (Ritchie modificado formol-éter) y por flotación (Sheather modificada con solución saturada de sacarosa δ : 1,3 g/ml) (Navone et al., 2005).



Ritchie modificado (formol-éter) (Fig. 2.4.2)

La materia fecal (aproximadamente 2-3 g) fue disuelta en 10 ml de formaldehído al 10% y homogeneizada en mortero. Luego se filtró este homogenato en colador con doble gasa, recogiendo el filtrado en un tubo de centrifuga graduado. Esta muestra fue centrifugada a 1500 rpm por 3 min. Luego, el sobrenadante fue descartado y se añadió formol al 10% a la suspensión del tubo hasta obtener un volumen de 7 ml. Posteriormente fueron añadidos 3 ml de éter etílico o acetato de etilo y la solución fue agitada y centrifugada nuevamente a 1500 rpm por 3 min. La interfase resultante (tapón) fue desechada junto con el sobrenadante. Con una pipeta Pasteur fueron tomadas unas gotas del sedimento y observadas entre porta y cubreobjetos.

Fig. 2.4.2 Técnica Ritchie modificado formol-éter. A) Homogeneización. B) filtración. C) primera centrifugación y descarte del sobrenadante. D) adición del formol y acetato de etilo. E) segunda centrifugación. F) remoción del tapón.



Sheather modificada (Fig. 2.4.3)

La materia fecal (3 a 5 g) fue triturada con 50 ml de solución saturada de sacarosa ($\delta=1,2$). Luego este homogenato fue filtrado con el colador recogiendo el líquido en un tubo de ensayo llenándolo hasta la formación de un menisco en el borde superior. Se colocó un cubreobjetos sobre el menisco y se dejó reposar 20 min. Luego el cubreobjetos fue retirado y colocado sobre un portaobjetos para su observación al microscopio óptico.



Fig. 2.4.3 Técnica Sheather modificado. A) Homogeneización. B) filtración. C) colocación de cubreobjetos

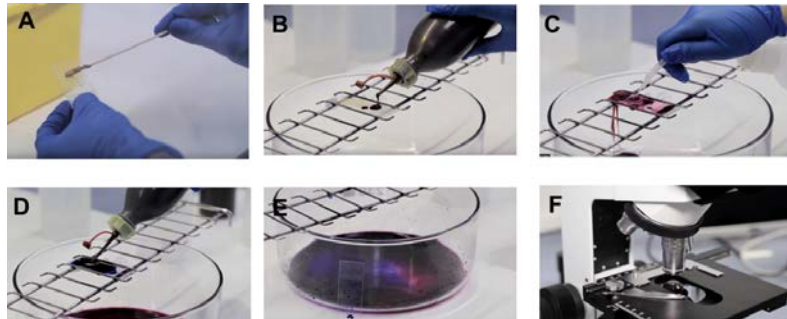


Para la búsqueda de *Cryptosporidium* se analizaron las muestras mediante las técnicas coproparasitológicas de concentración mencionadas y luego se realizó la coloración Ziehl-Neelsen modificada (Fig. 2.4.4) (coloración permanente para organismos ácido alcohol resistentes) (Current, 1990; Henriksen y Pohlenz, 1981).

- 1) Se realizó una impronta con una gota de sedimento.
- 2) Se dejó secar a temperatura ambiente durante 24 h.
- 3) Se fijó la muestra con metanol y se dejó secar al aire.
- 4) Luego se cubrió la impronta con carbol-fucsina durante 5-10 min, (sin calentar) a temperatura ambiente.
- 6) Se decoloró con solución de HCl-etanol al 1%.
- 7) Se lavó con agua destilada.
- 8) Se contra coloreó con azul de metileno durante 30 seg.
- 9) Luego la muestra fue lavada y secada.
- 10) Por último, la muestra fue observada al microscopio óptico con aceite de inmersión a 100X.



Fig. 2.4.4 Técnica Ziehl-Neelsen modificada. A) Impronta B) Tinción con Fucsina C) Decoloración D) Contracoloración con Azul de Metileno E) Secado F) Observación en Microscopio óptico

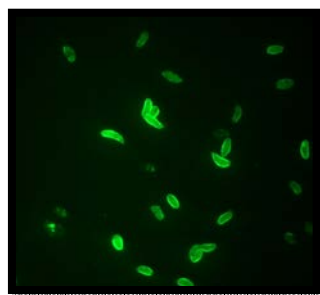


Serología

Se colectaron muestras de sangre de armadillos capturados vivos mediante punción de la vena coccígea o caudal para la detección de *Toxoplasma gondii* y *Neospora caninum*. El suero se separó mediante centrifugación y fue almacenado a -20 °C hasta su procesamiento con la prueba de Inmunofluorescencia Indirecta (IFI) en el Laboratorio de Inmunoparasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la UNLP, siguiendo el protocolo estándar (Sánchez et al., 2002). Para la detección de anticuerpos específicos anti-*T. gondii*, se realizó la prueba de inmunofluorescencia indirecta. Se utilizaron taquizoítos de la cepa RH de *T. gondii* y de *N. caninum* como antígeno, y conjugado comercial anti IgG de ratón y conejo, y se analizaron las diluciones 1:25 y 1:50.

La muestra se consideró positiva al observarse fluorescencia completa del taquizoíto, y negativa cuando ocurrió fluorescencia parcial (apical) o ausente (Fig. 2.4.5).

Fig. 2.4.5 Muestra positiva IFI *Toxoplasma gondii*.





Además, se conservaron muestras de suero para realizar estudios posteriores de otros patógenos.

Metodología para detectar *Sarcocystis* spp.

Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Inmunoparasitología (LAINPA) FCV-UNLP. Para la detección de *Sarcocystis* spp. en armadillos como hospedadores intermediarios, se seleccionó una muestra de 10 gr de músculo esquelético y cardíaco (Fig. 2.4.5.A), se picaron con 50 ml de buffer de fosfatos (PBS) en un homogeneizador *mixer* ATMA 400 W (Fig. 2.4.5.B). El homogenato fue filtrado a través de colador o con gasa estéril (Fig. 2.4.5C), y luego fue colocado en un tubo de 50 ml (Fig.2.4.5.D). El filtrado fue centrifugado a 2000 rpm durante 5 minutos (el sobrenadante luego fue eliminado). Fue recolectado 1 gr. del sedimento en un microtubo de 1,5 ml (*DNAsa free*) para posteriores estudios moleculares. El homogenato fue colocado en placas de Petri para su observación en microscopio invertido (Nikon, 40 x). Las muestras en las que se observaron al menos 1 quiste o porción de 1 quiste de *Sarcocystis* spp. fueron identificadas como positivas (Fig. 2.4.5). Los quistes observados se recogieron aspirando con micropipeta, se montaron entre porta y cubreobjetos y se observaron al microscopio óptico (Leica, 200-400 aumentos) para la toma de fotografías. A su vez, quistes o porciones de quistes individualizados se colocaron en microtubos de 1,5 ml (*DNAsa free*) y se congelaron a -20°C para estudios moleculares.



Fig. 2.4.5. Procedimiento de las muestras para detectar *Sarcocystis* spp. En músculo: A) Selección de 10g de músculo B) Procesamiento con homogeneizador C) Filtrado D) Almacenamiento en tubo.



Para la detección de *Sarcocystis* spp. en armadillos como hospedadores definitivos, se conservaron en alcohol 70° los últimos 10 cm del intestino delgado de los mismos tres individuos analizados en la sección anterior.

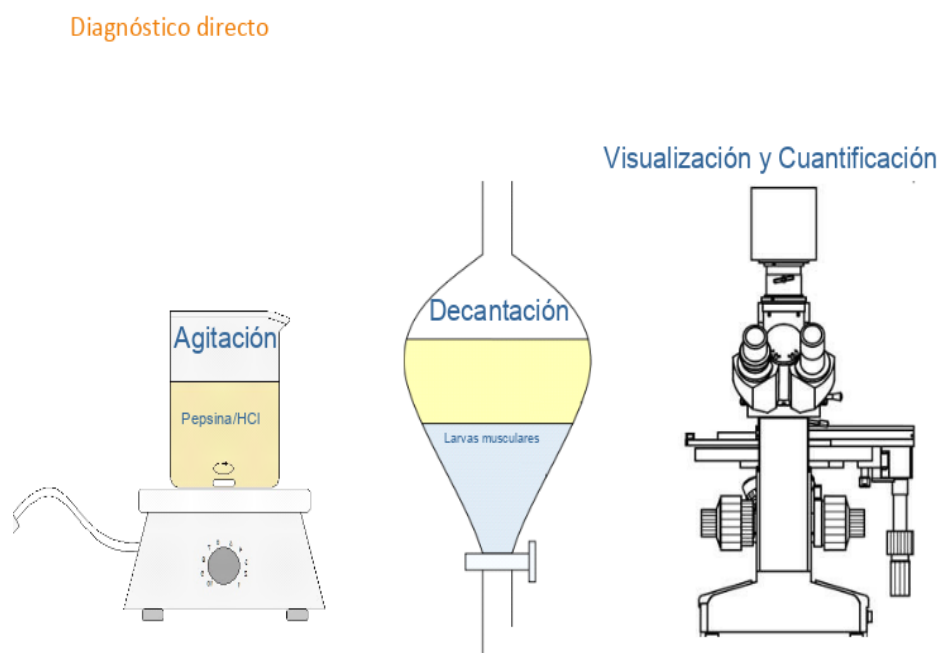


Las muestras se procesaron en el Laboratorio de Inmunoparasitología (LAINPA) FCV-UNLP. Se realizó un raspaje de la mucosa intestinal con una hoja de bisturí. Luego, se homogeneizaron 1,5 g de cada raspado de mucosa con 15 ml de solución de sacarosa y se centrifugaron durante 10 minutos. El material de la parte superior de la suspensión de flotación de azúcar se transfirió a un portaobjetos utilizando un ansa de alambre con un diámetro de 3 mm. Se cubrió con un cubreobjetos y se examinó en un microscopio a 200X para la detección de *Sarcocystis* spp. (Moré et al., 2016).

Trichinella spp.

Para la detección de *Trichinella* spp. se almacenaron las lenguas de los armadillos en alcohol 96° en los individuos en los que esto fuera posible y luego se realizó un diagnóstico directo mediante digestión artificial (Fig. 2.4.6) en el Departamento de Parasitología, INEI; ANLIS "Dr. Carlos G. Malbrán".

Fig. 2.4.6 Diagnóstico directo de *Trichinella* sp. mediante digestión artificial.





2.5 Análisis de datos

Se calcularon los siguientes parámetros parasitológicos:

Análisis a nivel de comunidades componentes:

Riqueza Específica (Bush et al., 1997)

Diversidad Específica (Shannon) (Magurran y Gill, 2011)

Diversidad Máxima (Magurran y Gill, 2011)

Equitabilidad (E) (Morales y Pino, 1987; Begon et al., 2006)

Dominancia (D) (Berger y Parker, 1970)

Curva de Acumulación de especies

Distribución De Frecuencias (Bush y Holmes, 1986)

Similitud Cualitativa de Jaccard (Morales y Pino, 1987)

Similitud Cuantitativa de Sørensen (Morales y Pino, 1987)

Análisis a nivel de Población componente e Infrapoblación:

Prevalencia (Bush et al., 1997)

Intensidad Media (Bush et al., 1997)

Abundancia Media (Bush et al., 1997)

Coefficiente de Dispersión (Morales y Pino, 1987)

Coefficiente de Agregación K (Morales y Pino, 1987)

Índice de Dispersión de Morisita (Is) (Morales y Pino, 1987)

Análisis de distribución de las especies dentro del hospedador:

Para cada especie parásita intestinal se calculó la posición media anterior, la posición media y la posición media posterior, para así poder calcular un rango de ocupación.

Para cada hospedador se calculó el número de especies presentes por segmentos y el número de helmintos por segmentos con sus correspondientes coeficientes de variación y la frecuencia de los segmentos vacantes (sin parásitos).



CAPÍTULO 3. RESULTADOS TAXONÓMICOS

En esta sección se detallan los taxones de helmintos hallados en el tracto gastrointestinal y en la cavidad abdominal mediante prospección. Salvo el caso de *Trichinella* sp. que se obtuvo de muestras de lengua, que fueron procesadas en el Departamento de Parasitología del INEI, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán” y que se detalla al final de este capítulo.

Las medidas se expresan en μm salvo que esté indicado lo contrario, seguido por el desvío estándar en el caso que corresponda; entre paréntesis se expresa el rango separado por un guion, seguido por la cantidad de ejemplares medidos para ese carácter separados por un punto y coma. Todos los datos presentados provienen de los ejemplares estudiados en esta tesis, sin embargo, cuando se agrega información de bibliografía se aclara que son de registros previos.

3.1. PHYLUM ACANTHOCEPHALA

Los acantocéfalos son un grupo de parásitos intestinales que infectan variedad de vertebrados. Presentan un ciclo de vida indirecto, necesitando de un invertebrado como hospedador intermediario, en ellos se desarrollará la forma larvaria denominada cistacanto (Petrochenko, 1956; Gómez-Puerta, 2011).

Oligacanthorhynchidae

Estos acantocéfalos han sido un grupo difícil desde el punto de vista de su sistemática, Schmidt (1972) escribió que es una de las familias más confusas en la literatura, siendo el resultado, entre otras causas, vagas descripciones de especies y definiciones inciertas.

Los miembros de esta familia se caracterizan por tener el cuerpo grande (20-100 mm) a menudo con surcos transversos, curvados ventralmente o enrollados. La probóscide es ovoide a globular, o cilíndrica o claviforme, con 6-7 hileras espiraladas, de 5-8 ganchos cada una. El receptáculo de la probóscide es corto, con pared doble o simple, insertado cerca de la base de la probóscide, los lemniscos son filiformes, largos, usualmente con un pequeño número de núcleos. Tienen 8 glándulas de cemento. Huevos ovales, las larvas se encuentran en insectos, especialmente en coleópteros del suelo (Yamaguti, 1963).

*Oncicola* Travassos, 1916

Acantocéfalos con cuerpo globoso, más o menos abultado en la región de los testículos y las glándulas de cemento. Ocasionalmente con un apéndice terminal en las hembras. Sistema lagunar formado por dos vasos longitudinales con anastomosis transversales. Probóscide subglobular con 6 hileras de 5-6 ganchos cada una. Lemniscos largos y tubulares. Testículos en la mitad anterior o en la mitad del cuerpo. Ocho glándulas de cemento. Huevos en general ovals con una cáscara externa delgada, en algunas ocasiones incrustada en la superficie interna.

Este género comprende más de 20 especies parásitas de vertebrados de todo el mundo (Yamaguti, 1963)

Oncicola canis (Kaupp, 1909)

(Fig. 3.1.1)

Se colectaron dos ejemplares de esta especie, sin embargo, solo se logró estudiar el ejemplar hembra proveniente de la provincia de Chaco ya que el proveniente de La Rioja no estaba en condiciones óptimas para realizar el estudio morfológico.

Acantocéfalo de cuerpo globoso (Fig. 3.1.1.A), aspecto blanquecino, con surcos transversos, probóscide globosa. Longitud total: 3,8 mm Ancho total: 1,03 mm Campana uterina: 176 de largo y 98 de ancho Útero: 183 de largo y 75 de ancho Probóscide: 500 de largo y 400 de ancho con 6 hileras de 6 ganchos cada una. (Fig. 3.1.1.B). Ganchos: 120 de largo. Saco de la probóscide: 900 de largo y 400 de ancho. Los lemniscos ocupan las $\frac{3}{4}$ partes del cuerpo (Fig. 3.1.1.A).

Resumen taxonómico

Hospedadores: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Chamental (La Rioja), Río Muerto (Chaco)

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 5,71% (2/35)

Intensidad Media: 1

Hospedador tipo: *Canis lupus familiaris* L.



Localidad tipo: Texas, EEUU

Otros hospedadores (registros previos): *Canis latrans* (Say, 1823), *Felis silvestris catus* (Schreber, 1775), *Lynx rufus* (Schreber, 1777), *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *D. novemcinctus* L., *E. sexcinctus* L. (Van Cleave, 1920; Chandler, 1946; Martinez, 1986)

Otras localidades (registros previos): Cosmopolita en perros, Texas (Estados Unidos), Córdoba, Chaco, Corrientes (Argentina)

Comentarios

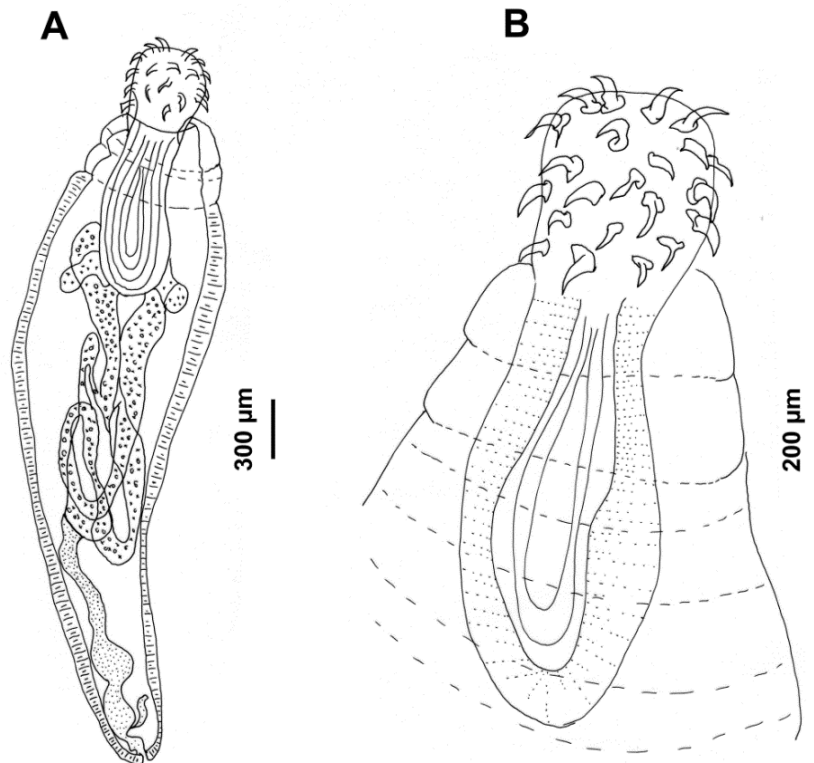
El ejemplar estudiado aquí, pertenece a esta especie por sus caracteres morfológicos y morfométricos, principalmente por la morfología de la probóscide, el número y disposición de los ganchos, la proporción del cuerpo ocupada por los lemniscos y la morfología y tamaño de los órganos del aparato reproductor.

Teniendo en cuenta que es un acantocéfalo que en su fase adulta se localiza en el intestino delgado de los carnívoros, principalmente en el perro, la presencia de este parásito puede deberse a la presencia de cánidos silvestres y domésticos en el mismo ambiente en el que fueron hallados los armadillos infectados.

Esta especie ha sido registrada previamente en armadillos (Chandler, 1946; Martinez, 1986).



Fig. 3.1.1 *Oncicola canis* A) Hembra, Cuerpo entero B) Probóscide.



Oligacanthorhynchus Travassos, 1915

Acantocéfalos con cuerpo cilíndrico de tamaño mediano a grande, lisos o con anillos irregulares en la superficie. Sistema lagunar con dos vasos medios con numerosas anastomosis transversales. Probóscide más o menos globular, más larga que ancha con ganchos robustos. Lemniscos filiformes con un canal central y numerosos núcleos. Testículos y glándula de cemento en la parte posterior del cuerpo. Ocho glándulas de cemento. Huevos semiesféricos con cáscara estriada radialmente.

Este género comprende más de 30 especies parásitas de vertebrados, que se distribuyen por todo el mundo.

Oligacanthorhynchus carinii (Travassos, 1917)

(Fig. 3.1.2)

Se estudiaron 3 ejemplares hembras, provenientes de Suncho Corral (Santiago del Estero) y de Chamental (La Rioja) y 3 ejemplares machos provenientes de Chamental.



Acantocéfalos de forma alargada, blanquecinos o ligeramente marrones, con surcos transversos y probóscide claviforme o globosa. Hembras: Largo total: 110 mm. Ancho máximo: 1131. Probóscide: 608 de largo y 350 de ancho. Saco de la probóscide: $943 \pm 336,82$ (649,5-1311, 3) de largo y $341,15 \pm 123,74$ (254- 419, 2) de ancho. Lemniscos: $10718 \pm 4563,95$ (5448-13353, 2) de largo. Huevos: $105,83 \pm 48,65$ (76,5-162,3) de largo y $91,5 \pm 24,74$ (74-109, 2) de ancho

Machos: Largo total: $165 \text{ mm} \pm 121,35$ (25-240, 3). Ancho Máximo: $1140,33 \pm 426,69$ (899-1623, 3). Probóscide: $413 \pm 57,98$ (372-454, 2) de largo $268 \pm 55,15$ (209-307, 2) de ancho. Saco de la probóscide: 801 de largo y 437 de ancho. Lemniscos: $6619,5 \pm 1851$ (5310-7929, 2) de largo. Testículos: 2307 ± 591 (1797-2956, 3) de largo y $592 \pm 127,3$ (449-693, 3) de ancho. Glándula accesoria: $1851 \pm 728,59$ (1036-2438, 3) de largo $427 \pm 175,62$ (308-629, 3) de ancho. Bolsa de Saefftigen: $784 \pm 263, 73$ (574-1080, 3) de largo y $259 \pm 90,50$ (195-323, 2) de ancho. Distancia entre Testículos-Glándula accesoria: $2541,66 \pm (1658-3231, 3)$.

Resumen taxonómico

Hospedadores: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804); *Cabassous chacoensis* (Wetzel, 1980); *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1808) y *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1875)

Localidades: Chamental (La Rioja), Copo (Santiago del Estero), Suncho Corral (Santiago del Estero) y Nogolí (San Luis)

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: *C. chacoensis* 25% (1/4), *T. matacus* 8, 57%(3/35), *Ch. villosus* 25% (1/4), *Ch. vellerosus* 11,1% (2/18)

Intensidad Media: *C. chacoensis* 2; *T. matacus* 1; *Ch. villosus* 2, *Ch. vellerosus* 1,5

Hospedador tipo: *Dasybus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Brasil

Otros hospedadores (registros previos): *Dasybus novemcinctus* L., *Tolypeutes tricinctus* L., *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804) (Yamaguti, 1963; Smales, 2007; Gómez-Puerta, 2011)

Otras localidades (registros previos): Bolivia, Argentina y Paraguay



Comentarios

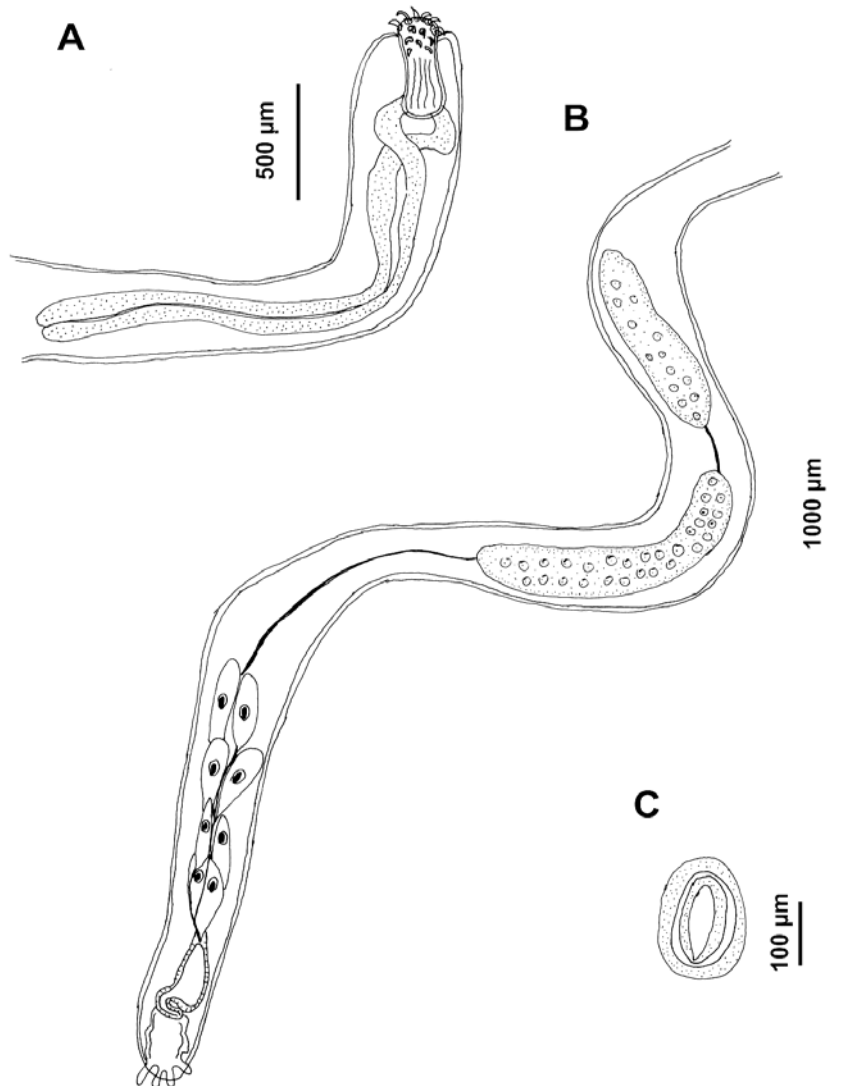
Los ejemplares estudiados, pertenecen a esta especie por sus caracteres morfométricos y morfológicos, principalmente por la morfología de la probóscide y el número y disposición de los ganchos de la misma, además de la medida de los lemniscos y de las estructuras reproductivas.

Esta especie de acantocéfalo fue descrita por Travassos en 1917 para *D. novemcinctus* de Brasil, posteriormente fue hallada en *D. novemcinctus* de Perú (Gómez-Puerta, 2011), en *T. matacus* de Bolivia y de Paraguay (Smales, 2007; Yamaguti, 1963), también cabe destacar que el género se ha registrado en *T. matacus* de la región chaqueña de Argentina y en *Chlamyphorus truncatus* del espinal, *Ch. vellerosus* de Córdoba y La Rioja y en *Z. pichiy* de Río Negro (Ezquiaga, 2013; Navone, 1990; Suare 1997, 1998). Aunque no fueron identificados a nivel específico, es muy probable que los helmintos hallados en estos trabajos sean efectivamente *O. carinii* por lo que estaríamos en presencia de un acantocéfalo cuyo rango hospedatorio es muy amplio (6 especies hospedadoras) y específico de armadillos, ya que no hay registros de este parásito en otros taxones vertebrados y cuya distribución es amplia (Argentina, Bolivia, Brasil y Paraguay).

En este trabajo se lo registra por primera vez parasitando a *C. chacoensis* y a *Ch. villosus*, confirmando que es una especie parásita de armadillos y ampliando el rango hospedatorio de la especie.



Fig. 3.1.2 *Oligacanthorhynchus carinii* A) Extremo anterior B) Extremo posterior del macho y sus estructuras reproductivas internas C) Huevo.





3.2. PHYLUM PLATYHELMINTHES

CLASE CESTODA

Entre los endoparásitos de los xenartros, los Cestoda (Platyhelminthes) son un grupo poco estudiado, y sólo se conocen las siguientes asociaciones: para Argentina, *Mathevotaenia surinamensis* en *Dasyus novemcinctus*, *M. diminuta* en *Chaetophractus vellerosus*, *M. matacus* y *M. argentinensis* en *Tolypeutes matacus*; y para Paraguay, *M. paraguayae* en *Euphractus sexcinctus*. Además, se registró a *Mathevotaenia* mediante análisis coproparasitológicos en *Zaedyus pichiy* de Mendoza (Navone, 1988; Martínez et al., 1999; Schmidt y Martín, 1978; Ezquiaga et al., 2009).

Anoplocephalidae

Mathevotaenia Akumyan, 1946

Proglótides craspédotas, apatato reproductor simple. Poros genitales alternados irregularmente. Ductos genitales cruzan dorsalmente o entre los canales excretores. Vesícula seminal interna y externa ausentes. Testículos posteriores y laterales a la genitalia femenina. Ovario central, vagina posterior a la bolsa del cirro. Receptáculo seminal presente, útero efímero, vitelario compacto.

Este género comprende más de 46 especies parásitas de roedores, insectívoros, xenartros, carnívoros, marsupiales, murciélagos y primates de todo el mundo.

Mathevotaenia chamicalensis n. sp. Rios, Drago, Ezquiaga, Abba y Navone, 2020

(Fig. 3.2.1)

Cestodes pequeños y delgados, $13,13 \pm 4,86$ (8,026–17,7, 3) mm de longitud total, ancho máximo $385,33 \pm 156,51$ (230–543, 3). Scólex globoso con 4 ventosas inermes (Fig. 3.2.1.Aa), mas largo que ancho y bien delimitado del estróbilo $418,33 \pm 33,32$ (388–454, 3) de largo y $398,67 \pm 48,95$ (358–453, 3) de ancho. Proporción longitud:ancho del scólex 1: $0,95 \pm 0,13$ (1: 0,84–1,09, 3). Ventosas $162,5 \pm 13,94$ (145–180, 10) de largo y $121,4 \pm 14,17$ (105–140, 10) de ancho. Cuello no segmentado y largo $995 \pm 4,87$ (433–1,295, 3) de longitud. Estróbilo anapolítico con alrededor de $53 \pm 12,52$ (40–65, 6) proglótides craspédotas, con un velo poco pronunciado. Proglótides inmaduras protándricas, más anchas que largas, $34,5 \pm 7,78$ (29–40, 2) en número. Proglótides maduras mas largas que anchas (Fig. 3.2.1.B), alrededor de $8,5 \pm 0,70$ (8–9, 2) en número, $381,5 \pm 31,80$ (340–450, 9) de largo y



310,4 ± 42,94 (230–360, 10) de ancho; proporción longitud: ancho 1: 0,82 ± 0,13 (1: 0,58–0,97, 10). Proglótides grávidas (Fig. 3.2.1.C), alrededor de 2,5 ± 0,71 (2–3, 2) en número, más largas que anchas; 591,11 ± 172,29 (400–890, 9) de largo y 428,29 ± 122,92 (250–280, 9) de ancho, proporción longitud: ancho 1: 0,75 ± 0,2 (1: 0,43–1,02, 9); progótides grávidas terminales (Fig. 3.2.1.D) 2,5 ± 0,71 (2–3, 2) en número, 796,63 ± 173,86 (630–1,000, 6) de largo y 435 ± 111,13 (350–600, 6) de ancho, proporción longitud: ancho 1: 0,54 ± 0,05 (1: 0,46–0,61, 6). Órganos reproductivos distribuidos en la región media de cada proglótide, ocupando un área relativamente pequeña. Los poros genitales alternan irregularmente y se sitúan en el primer tercio de cada proglótide. El atrio genital está rodeado de fibras musculares dispuestas radialmente y mide 22,25 ± 4,57 (17–27, 4) de profundidad y 20,5 ± 3,31 (17–25, 4) de ancho. La bolsa del cirro es delgada y cruza los canales excretores, mide 92,5 ± 4,44 (85–100, 8) de largo y 44,62 ± 6,02 (35–50, 8) de ancho, el cirro es inerte y persiste incluso en las progótides grávidas terminales; las vesículas seminales internas y externas están ausentes; el vaso deferente está altamente enrollado y es medial a la bolsa del cirro; los vasos eferentes no se observaron. Los testículos están agrupados en un campo simple, posterior y lateral a la glándula vitelina, son 19 ± 1,58 (17–21, 5) en número y miden 27 ± 5,33 (20–35, 10) de largo y 20,5 ± 3,5 (17–30, 10) de ancho.

El ovario es bilobado con un istmo transversal, situado en la porción central de la proglótide, mide 87,5 ± 12,58 (70–100, 4) de largo y 137 ± 8,52 (125–145, 4) de ancho, los lóbulos del ovario son subiguales. El vitelario es compacto, posterior al ovario y mide 55 ± 4,08 (50–60, 4) de largo y 69,25 ± 9,21 (62–82, 4) de ancho. Las glándulas de Mehlis's y el útero no se observaron. La vagina abre en el atrio genital, posterior a la bolsa del cirro. Los huevos (Fig. 3.2.1.E) tienen una cápsula de 41,2 ± 3,26 (39–50, 10) largo y 36,6 ± 4,01 (30–40, 10) de ancho, ocupan la mayor parte de las proglótides grávidas, las oncósferas miden 28,8 ± 2,39 (25–32, 10) de largo y 22,5 ± 3,86 (17–30, 10) de ancho, los ganchos están distribuidos en tres pares que forman ángulos de 45° y miden 15,3 ± 1,25 (14–17, 10) de largo. Los canales osmorreguladores miden 11 ± 1,41 (10–12, 2) de diámetro.

Resumen taxonómico:

Hospedador tipo: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Chamental (La Rioja)

Sitio de infección: Intestino delgado



Prevalencia: 3 de 12 (25%)

Intensidad media: 2 (1–4)

Etimología: El nombre de la especie hace referencia a Chamental, la localidad donde fue hallada

Comentarios

Hasta la actualidad, en Sudamérica fueron reportadas 13 especies del género *Mathevotaenia* parasitando mamíferos: *M. matacus* Navone, 1988; *M. argentinensis* Campbell et al., 2003; *Mathevotaenia tetragonocephala* (Bremser, 1856) Spasskii, 1951; *M. surinamensis* (Cohn, 1902) Spasskii, 1951; *Mathevotaenia paraguayae* Schmidt y Martin, 1978, *M. diminuta* Navone, 1988; *Mathevotaenia marmosae* Beddard (Spasskii, 1951), *Mathevotaenia brasiliensis* Kugi y Sawada, 1970, *M. bivittata* (Janicki, 1904); *Mathevotaenia boliviana* Sawada y Harada, 1986; *Mathevotaenia sanmartini* Jiménez et al., 2008; *Mathevotaenia immatura* Rego, 1963 y *Mathevotaenia megastoma* (Diesing) Spasskii, 1951, y sólo una especie parasitando reptiles, *Mathevotaenia chaquensis* Lunaschi et al., 2012 (Lunaschi et al., 2012).

Mathevotaenia chamicalensis n. sp. puede ser fácilmente diferenciada de *M. megastoma*, *M. tetragonocephala*, *M. marmosae*, *M. brasiliensis*, *M. surinamensis*, *M. diminuta* y *M. matacus* por tener un cuerpo pequeño, siendo 4,7-81 veces más pequeños que estas especies (84-650 mm vs. 8-18 mm) (Spasskii, 1951; Kugi and Sawada, 1970; Navone, 1988).

La nueva especie puede diferenciarse fácilmente de *M. immatura* por tener un cuerpo más grande y por tener un mayor número de proglótides y testículos, un cuello largo y proglótides maduras cortas con un ovario y vitelario más grande (Rego, 1963).

Mathevotaenia chamicalensis n. sp. puede ser distinguida de *M. boliviana* por tener un cuerpo mas grande, un mayor número de proglótides, un scólex pequeño con ventosas mas pequeñas. También difiere en la mayoría de los caracteres métricos de las estructuras reproductivas, como un vitelario, ovario, bolsa del cirro y testículos más pequeños (Sawada y Harada, 1986).

Esta especie puede diferenciarse fácilmente de *M. sanmartini* por tener un scólex globoso vs. un scólex caliciforme, un menor número de proglótides y en la forma del ovario (Bilobado sin lóbulos en los laterales vs. con numerosos lóbulos laterales).



También difiere en la mayoría de los caracteres métricos (Jiménez Ruiz et al., 2008).

La nueva especie puede diferenciarse fácilmente de *M. bivittata* por la forma del scólex (bien delimitado del estróbilo vs. no delimitado del estróbilo) y por la presencia de cuello. También difiere en tener un mayor número de testículos y ovario y ventosas mas pequeñas (Campbell et al., 2003).

Mathevotaenia chamentalensis n. sp. puede distinguirse de *M. argentinensis* por tener un cuerpo mas pequeño, un menor número de proglótides y por la forma de las proglótides maduras (más largas que anchas vs. más anchas que largas). También, hay diferencias significativas en términos de las estructuras reproductivas: la longitud de la bolsa del cirro y el tamaño de los testículos, el ovario y el vitelario (Campbell et al., 2003).

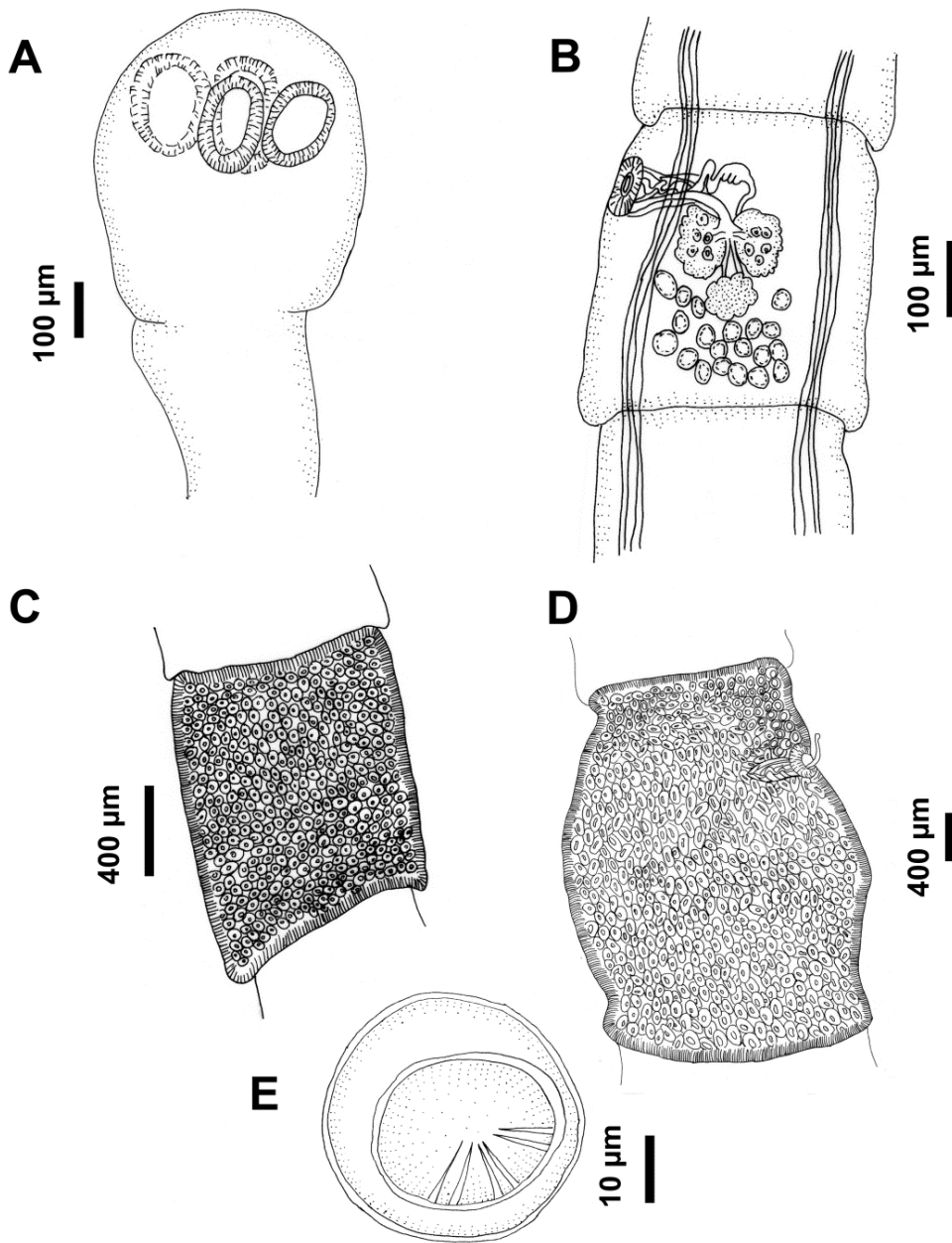
La nueva especie puede diferenciarse de *M. paraguayae* principalmente por tener un tamaño corporal menor con un menor número de proglótides y un cuello largo. También difiere en la mayoría de los caracteres métricos (Schmidt y Martin, 1978).

Mathevotaenia chamentalensis n. sp. puede distinguirse de *M. chaquensis* por ser más pequeños, por tener un menor número de proglótides, ventosas mas pequeñas y por la forma de las proglótides maduras y grávidas (más largas que anchas vs. más anchas que largas). También difiere en el tamaño de la mayoría de las estructuras reproductivas (Lunaschi et al., 2012).

Debido a todas estas diferencias morfológicas y morfométricas, la nueva especie *Mathevotaenia chamentalensis* n. sp. es propuesta.



Fig. 3.2.1, *Mathevotaenia chamicalensis* n.sp. A) Scólex B) Proglótide madura C) Proglótide grávida D) Proglótide grávida terminal E) Oncósfera.



*Mathevotaenia yepesi* n. sp. Rios, Drago, Ezquiaga, Abba y Navone, 2020

(Fig. 3.2.2)

Cestodes pequeños $14,136 \pm 5,99$ (9,14–12,48, 3) mm de longitud total. Ancho máximo $959,67 \pm 318,75$ (629–1,265, 3). Scólex rectangular mas ancho que largo, no diferenciado del estróbilo, con 4 ventosas inermes que ocupan la totalidad del área del scólex (Fig. 3.2.2.A), $328,5 \pm 60,10$ (286–371, 2) de largo y $623 \pm 93,34$ (557–689, 2) de ancho, proporción longitud:ancho 1: $1,9 \pm 0,06$ (1: 1,85–1,95, 2). Ventosas subcirculares, $228,5 \pm 13,43$ (219–238, 2) de largo y $183 \pm 7,07$ (178–188, 2) de ancho. Cuello ausente.

Estróbilo anapolítico con alrededor de $107 \pm 29,70$ (86–128, 2) proglótides craspédotas con un velo muy pronunciado. Proglótides inmaduras protándricas, mas anchas que largas, $56 \pm (46-66, 2)$ en número. Progótides maduras más anchas que largas (Fig. 3.2.2.B) alrededor de $40 \pm 22,63$ (24–56, 2) en número $301,88 \pm 49,64$ (245–406, 9) de largo y $847,44 \pm 116,84$ (745–1,119, 9) de ancho; proporción longitud: ancho 1: $2,84 \pm 0,38$ (1: 2,31–3,41, 9). Proglótides grávidas (Fig. 3.2.2.C), alrededor de $9,5 \pm 7,78$ (4–15, 2) en número, más anchas que largas $1,043 \pm 305,07$ (694–1,259, 3) de largo y $1,145,33 \pm 50,29$ (1,088–1,182, 3) de ancho, proporción longitud:ancho 1: $1,17 \pm 0,35$ (1: 0,93–1,57, 3). Proglótides terminales grávidas más largas que anchas (Fig. 3.2.2.D), alrededor de $2,5 \pm 0,71$ (2–3, 2) en número $1,557,5 \pm 120,91$ (1,472–1,643, 2) de largo y $1,068,5 \pm 17,67$ (1,056–1,081, 2) de ancho, proporción longitud: ancho 1: $0,69 \pm 0,04$ (1: 0,66–0,72, 2), los poros genitales alternan irregularmente y se sitúan en el primer tercio de cada segmento.

El atrio genital está rodeado de fibras musculares dispuestas radialmente y mide $55,33 \pm 0,58$ (55–56, 3) de profundidad y $35,67 \pm 0,58$ (35–36, 3) de ancho. La bolsa del cirro es delgada y cruza los canales excretores, mide $148,12 \pm 10,09$ (133–163, 8) de largo y $56,62 \pm 9,21$ (48–70, 8) de ancho, el cirro es inerte, las vesículas seminales internas y externas están ausentes; el vaso deferente está altamente enrollado medial a la bolsa del cirro, los vasos eferentes no se observaron.

Los testículos se ubican en un único campo posterior y lateral a la glándula vitelina, son $49 \pm 3,67$ (45–55, 9) en número y miden $32,33 \pm 8,32$ (23–50, 9) de largo y $23,55 \pm 2,79$ (20–29, 9) de ancho. El ovario es bilobado con un istmo transversal, situado en la parte central de la proglótide, mide $73,83 \pm 6,85$ (61–80, 6) de largo y $163,17 \pm 24,68$ (134–205, 6) de ancho, los lóbulos del ovario son subiguales. El vitelario es



compacto y posterior al ovario, mide $48,17 \pm 7,52$ (36–59, 6) de largo y $82,5 \pm 5,61$ (77–92, 6) de ancho. Las glándulas de Mehlis y el útero no fueron observados.

La vagina abre en el atrio genital, posterior a la bolsa del cirro. Los huevos (Fig. 3.2.2.E) tienen una cápsula que mide $39,8 \pm 2,59$ (37–43, 5) de largo y $35,4 \pm 3,21$ (32–40, 5) de ancho, las oncósferas miden $29 \pm 1,58$ (27–31, 5) de largo y $25,6 \pm 1,95$ (24–29, 5) de ancho, y los ganchos $12,8 \pm 0,84$ (12–14, 5) de largo.

Resumen taxonómico:

Hospedador tipo: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Quebrada Agua Linda (Salta)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 2 de 8 (25%)

Intensidad media: 7,5 (7–8)

Etimología: Esta especie está dedicada a José Yepes, biólogo, quien ha realizado importantes contribuciones para el conocimiento de los mamíferos en Argentina. Además, este investigador es el colector de los armadillos de la provincia de Salta estudiados en esta tesis

Comentarios

Mathevotaenia yepesi n. sp. puede diferenciarse fácilmente de *M. megastoma*, *M. tetragonocephala*, *M. marmosae*, *M. brasiliensis*, *M. surinamensis*, *M. diminuta* y *M. matacus* por tener un tamaño pequeño (9-12,5 mm vs. 84-650 mm), siendo 7-72 veces más pequeños (Spaskii, 1951; Kugi y Sawada, 1970; Navone, 1988).

La nueva especie puede diferenciarse fácilmente de *M. immatura* por tener un cuerpo más grande, por carecer de cuello y por tener un mayor número de proglótides y testículos, además de la forma de las proglótides maduras (más anchas que largas vs. más largas que anchas). También difiere en la mayoría de los caracteres métricos (Rego, 1963).

La nueva especie puede ser distinguida de *M. boliviana* principalmente por tener un cuerpo más grande, un mayor número de proglótides y testículos, un scólex más pequeño y testículos y ventosas más pequeñas (Sawada y Harada, 1986).



La nueva especie puede diferenciarse de *M. sanmartini* por la forma del ovario (bilobado sin lóbulos laterales vs. bilobado con numerosos lóbulos laterales), por carecer de cuello y por la forma del scólex (rectangular vs. caliciforme). También difiere por tener un cuerpo más pequeño, testículos más pequeños, mayor número de testículos y menor número de proglótides (Jiménez Ruiz et al., 2008).

Mathevotaenia yepesi n. sp. puede ser diferenciada de *M. bivittata* por tener un mayor número de proglótides y testículos y proglótides maduras más grandes. También hay diferencias significativas en cuanto a las estructuras reproductivas: el tamaño de la bolsa del cirro, testículos y ovario (Campbell et al., 2003).

Mathevotaenia yepesi n. sp. puede ser reconocida como diferente de *M. argentinensis* por tener un cuerpo más pequeño, un scólex rectangular con ventosas más largas que anchas vs. un scólex delgado con ventosas más anchas que largas. También hay diferencias significativas en términos de las estructuras reproductivas: mayor número de testículos y ovario, vitelario y huevos más pequeños (Campbell et al., 2003).

La nueva especie puede ser reconocida como distinta de *M. paraguayae* por carecer de cuello, por tener un estróbilo más corto, un scólex y ventosas más grandes. También difiere en la mayoría de los caracteres métricos de las estructuras reproductivas, tales como mayor número de testículos y ovario y huevos más pequeños (Schmidth y Martin, 1978).

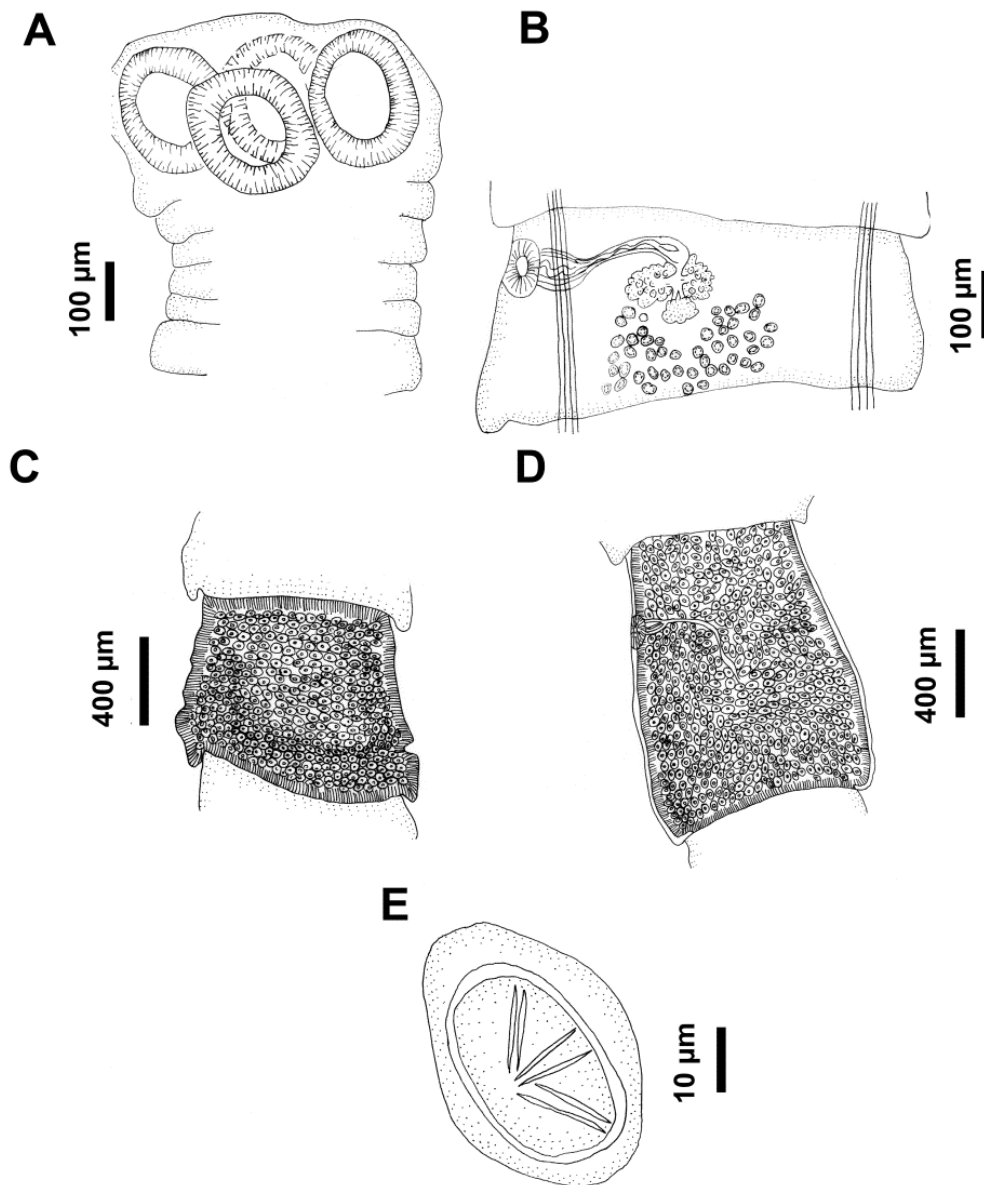
La nueva especie puede diferenciarse de *M. chaquensis* por la ausencia de cuello, por tener un cuerpo más pequeño, proglótides y ventosas más grandes, por tener un scólex rectangular y también difiere en los caracteres reproductivos como mayor número de testículos, ovario y testículos más pequeño y vitelario más grande (Lunaschi et al., 2012).

Mathevotaenia yepesi n. sp. puede diferenciarse de *M. chamicalensis* n. sp. por carecer de cuello, por tener un scólex rectangular vs. scólex globoso, por tener un estróbilo más ancho, ventosas más grandes, un mayor número de proglótides y testículos, una bolsa del cirro más grande y por la proporción longitud: ancho del scólex (0,51-0,54 vs. 0,91- 1,18).

Teniendo en cuenta estas diferencias morfológicas y morfométricas, una nueva especie, *Mathevotaenia yepesi* n. sp. es propuesta.



Fig. 3.2.2, *Mathevotaenia yepesi* n. sp. a) Scólex b) Proglótide madura c) Proglótide grávida d) Proglótide grávida terminal e) Oncósfera.



*Mathevotaenia argentinensis* Campbell, Gardner y Navone, 2003

(Fig. 3.2.3)

Cestodes de tamaño mediano $29,84 \pm 17,44$ (7,75–57, 10) mm de longitud total. Ancho máximo $1,438,73 \pm 430$ (671–2,069, 11). Scolex con 4 ventosas inermes, moderadamente globoso (Fig. 3.2.3.A) y poco diferenciado del estróbilo $432,8 \pm 88,99$ (313–618, 10) de longitud y $701 \pm 423,24$ (360–1937, 11) de ancho. Proporción Longitud: ancho del scólex 1: $1,35 \pm 0,23$ (1: 1–1,62, 10). Ventosas subcirculares $178 \pm 19,43$ (144–205, 11) de largo y $161,54 \pm 24,96$ (116–194, 11) de ancho. Cuello ausente. Estróbilo anapolítico con alrededor de $128,12 \pm 47,26$ (60–179, 8) proglótides craspédotas con un velo bien pronunciado. Proglótides inmaduras protándricas, mas anchas que largas, $69,25 \pm 15,33$ (55–91, 4) en número. Proglótides maduras mas anchas que largas (Fig. 3.2.3.B), alrededor de $48,75 \pm 19,5$ (29–74, 4) en número, de $282 \pm 77,10$ (188–405, 11) de longitud por $950 \pm 360,45$ (480–1753, 11) de ancho, la proporción longitud: ancho en estos segmentos es 1: $3,47 \pm 1,12$ (1: 1,5–4,99, 11). Proglótides grávidas (Fig. 3.2.3.C), alrededor de $39,75 \pm 13,67$ (26–52, 4) en número, mas anchas que largas, $510,85 \pm 245,27$ (251–978, 9) de largo y $1436 \pm 485,27$ (614–1918, 9) de ancho. Proporción longitud: ancho 1: $3,03 \pm 0,98$ (1: 1,68–5,07, 9); proglótides grávidas terminales (Fig. 3.2.3.D), 2 ± 1 (1–3, 7) en número, mas largas que anchas $1,061,71 \pm 676,52$ (460–2,052, 7) de largo y $1,092 \pm 317,41$ (643–1,464, 7) de ancho. Proporción longitud:ancho 1: $1,31 \pm 0,67$ (1: 0,48–2,20, 7). Los poros genitales alternan irregularmente y se sitúan en el primer tercio de cada segmento. El atrio genital está rodeado de fibras musculares dispuestas radialmente y mide $30 \pm 14,93$ (19–47, 3) de profundidad y $18,67 \pm 4,51$ (14–23, 3) de ancho. La bolsa del cirro es delgada y cruza los canales excretores, midiendo $147,71 \pm 64,94$ (70–265, 7) de largo y $71,28 \pm 29,13$ (45–115, 7) de ancho, el cirro es notorio inerte, las vesículas seminales tanto externas como internas están ausentes; el vaso deferente está altamente enrollado y es medial a la bolsa del cirro, los vasos eferentes no se observaron.

Los testículos se distribuyen en un solo campo, posterior y lateral a la glándula vitelina, $21,77 \pm 7,64$ (15–30, 3) en número, $40,5 \pm 10,01$ (27–51, 6) de largo y $31 \pm 8,20$ (20–42, 6) de ancho, el ovario es bilobado con un istmo transversal en la porción medial de la progótide, mide $101,85 \pm 24,04$ (64–139, 7) de largo y $331,71 \pm 100,86$ (195–493, 7) de ancho; los lóbulos del ovario son subiguales. El vitelario es compacto, posterior al ovario y mide $60,28 \pm 15,20$ (37–85, 7) de largo y $117,28 \pm 35,97$ (71–156, 7) de



ancho. Las glándulas de Mehlis y el útero no fueron observados.

La vagina abre en el atrio genital, posterior a la bolsa del cirro. Los huevos (Fig. 3.2.3.E), tienen una cápsula que mide $41,75 \pm 13,43$ (24–59, 8) de largo y $33 \pm 11,53$ (17–50,8) de ancho, Las oncósferas miden $24,37 \pm 5,45$ (19–33, 7) de largo y $18,75 \pm 4,13$ (12–26, 8) de ancho, los ganchos se distribuyen paralelos entre sí y miden $12 \pm 2,14$ (10–15, 8) de largo.

Resumen taxonómico:

Hospedador: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidad: Chamental (La Rioja)

Sitio de infección: Intestino delgado

Hospedador tipo: *Didelphis albiventris* (Lund, 1840)

Localidad tipo: Moreno (Santiago del Estero)

Prevalencia: 3 de 12 (25%)

Intensidad media: 11 (1–32)

Otros hospedadores (registros previos): *Didelphis albiventris* (Lund, 1840) (Campbell et al., 2003)

Otras localidades (registros previos): Moreno (Santiago del Estero)

Comentarios

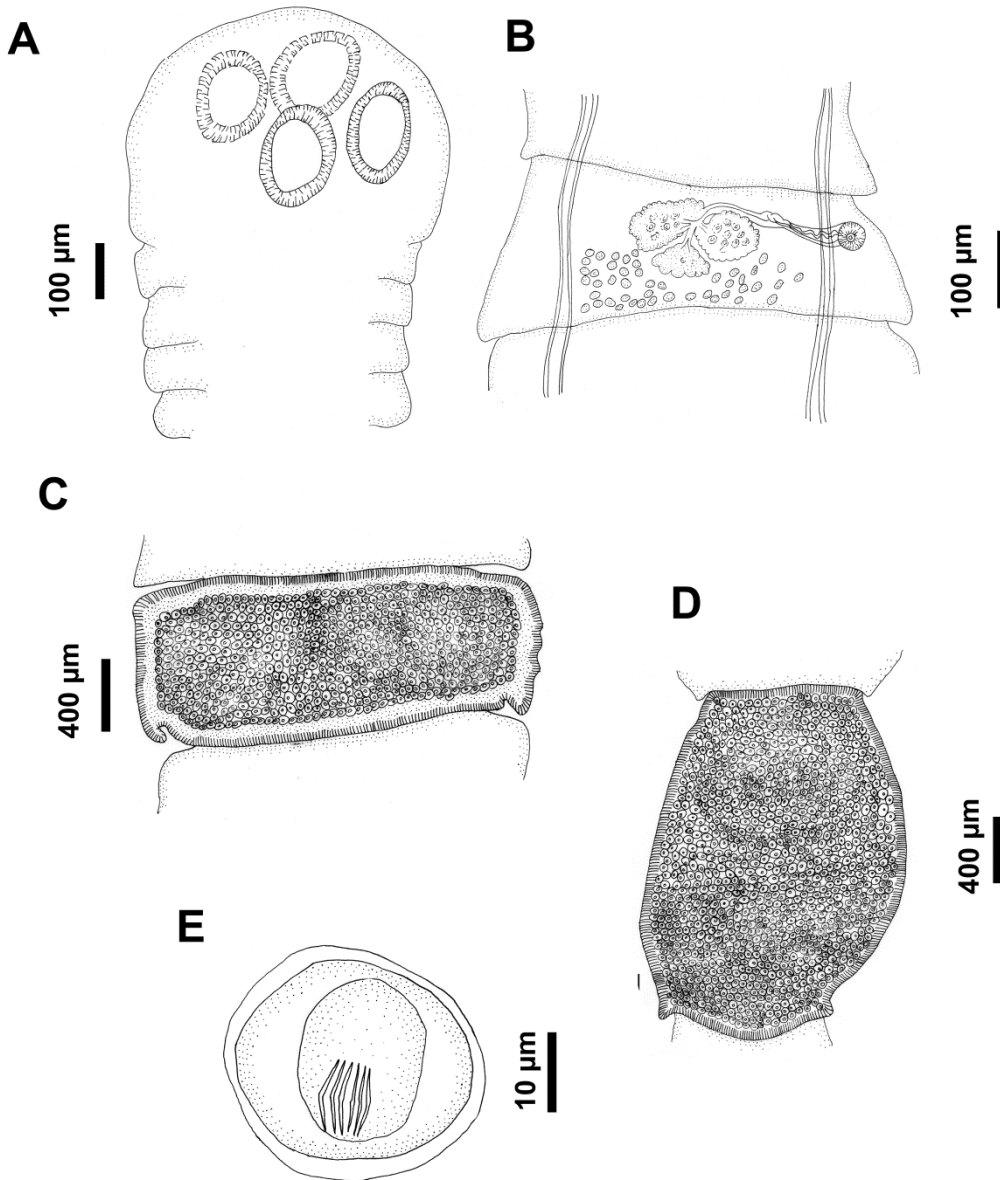
Las características morfológicas de los ejemplares estudiados coinciden con los de *M. argentinensis*, parásito de marsupiales de la región chaqueña (Campbell et al., 2003). Estos autores observaron la presencia de un cuello en algunos especímenes, mientras que en otros la segmentación comienza inmediatamente detrás de scólex. Todos los individuos obtenidos de *T. matacus* estudiados en este trabajo, carecen del cuello y la segmentación comienza inmediatamente después del scólex.

Las medidas coinciden con las proporcionadas por los autores de la especie, a excepción de las medidas de las oncósferas y sus respectivas cápsulas. Sin embargo, los autores destacaron la deformación de los huevos durante la tinción (Campbell et al., 2003). Por el contrario, en este estudio se observaron las oncósferas sin



alteraciones.

Fig. 3.2.3, *Mathevotaenia argentinensis*. A) Scólex B) Proglótide madura C) Proglótide grávida D) Proglótide grávida terminal E) Oncósfera.



*Mathevotaenia* sp. 1

(Fig. 3.2.4)

Cestodes de tamaño mediano 18,49 (n=1) mm de longitud total. Ancho máximo 989. Scólex con 4 ventosas inermes, que mide 448,5 (366-531, 2) de longitud y 517 (494-540, 2) de ancho moderadamente globoso (Fig. 3.2.4.A), seguido por un cuello moderadamente diferenciado de 292,5 (271-314, 2) de largo y 539 (439-639, 2) de ancho que se continúa con el estróbilo. Ventosas subcirculares 226 (217-235, 2) de largo y 184 (178-190, 2) de ancho. Estróbilo anapolítico con 80 (n=1) proglótides craspédotas con un velo bien pronunciado. Progótides inmaduras protándricas, mas anchas que largas. Proglótides maduras mas anchas que largas (Fig. 3.2.4.B), de 260,33 ± 60,41 (193-357, 9) de longitud por 952,89 ± 23,53 (907-981, 9) de ancho. Proglótides grávidas (Fig. 3.2.4.C), mas anchas que largas, 528,86 ± 54,92 (449-630, 7) de largo y 904,29 ± 46,15 (846-951, 7) de ancho; proglótides grávidas terminales (Fig. 3.2.4.D), mas largas que anchas 727,43 ± 92 (617-850, 7) de largo y 691,71 ± 96,83 (544-858, 7) de ancho. Los poros genitales alternan irregularmente y se sitúan en el primer tercio de cada segmento. El atrio genital está rodeado de fibras musculares dispuestas radialmente y mide 29,2 ± 4,6 (24-34, 5) de profundidad y 18,6 ± 4,04 (14-23, 5) de ancho. La bolsa del cirro es delgada y cruza los canales excretores, midiendo 114,22 ± 13,53 (98-139, 9) de largo y 53 ± 3,84 (46-58, 9) de ancho, el cirro es notorio e inerte, las vesículas seminales tanto externas como internas están ausentes; el vaso deferente está altamente enrollado y es medial a la bolsa del cirro, los vasos eferentes no se observaron.

Los testículos se distribuyen en un solo campo, posterior y lateral a la glándula vitelina, 28,78 ± 1,92 (27-33, 9) en número, 39 ± 5,12 (33-48, 9) de largo y 31 ± 27 ± 3,71 (21-34, 9) de ancho, el ovario es bilobado con un istmo transversal en la porción medial de la progótide, mide 76,67 ± 14,77 (59-96, 6) de largo y 307,67 ± 37,02 (259-345, 6) de ancho; los lóbulos del ovario son subiguales. El vitelario es compacto, posterior al ovario y mide 62,71 ± 16,98 (41-92, 7) de largo y 101,71 ± 10,89 (86-117, 7) de ancho. Las glándulas de Mehlis y el útero no fueron observados.

La vagina abre en el atrio genital, posterior a la bolsa del cirro. Los huevos (Fig. 3.2.4.E), tienen una cápsula que mide 38,71 ± 4,35 (33-44, 7) de largo y 38,86 ± 3,18 (34-43, 7) de ancho, las oncósferas miden 27,14 ± 2,41 (23-30, 7) de largo y 25,29 ± 1,98 (24-29, 7) de ancho, los ganchos se distribuyen paralelos entre sí y miden 14 ±



0,82 (13-15, 7) de largo.

Resumen taxonómico:

Hospedador: *Cabassous chacoensis* (Wetzel, 1980)

Localidad: Quimilí (Santiago del Estero)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 1/4 (25%)

Intensidad media: 4

Comentarios

Los especímenes encontrados en la presente tesis, pertenecen al género *Mathevotaenia*, pero no pueden ser asignados a una especie ya conocida porque algunos de sus caracteres morfométricos son diferentes, sin embargo, hay que evaluar cual es el conjunto de caracteres que se diferencian y ver si son suficiente sustento para proponer una nueva especie. Por otro lado, es la primera vez que se registra a este género parasitando a *C. chacoensis* por lo que es un nuevo hospedador para el género.

Mathevotaenia sp. 1 puede diferenciarse fácilmente de *M. megastoma*, *M. tetragonocephala*, *M. marmosae*, *M. brasiliensis*, *M. surinamensis*, *M. diminuta* y *M. matacus* por tener un tamaño pequeño (18,49 mm vs. 84-650 mm), siendo 4-36 veces más pequeños (Spaskii, 1951; Kugi y Sawada, 1970; Navone, 1988).

Esta especie puede diferenciarse fácilmente de *M. immatura* y *M. boliviana* por tener un cuerpo más grande, y por tener un mayor número de proglótides y testículos, además de la forma de las proglótides maduras (más anchas que largas vs. más largas que anchas) (Rego, 1963; Sawada y Harada, 1986).

Los especímenes aquí estudiados puede diferenciarse de *M. sanmartini* por la forma del ovario (bilobado sin lóbulos laterales vs. bilobado con numerosos lóbulos laterales), y por la forma del scólex (rectangular vs. caliciforme) (Jiménez Ruiz et al., 2008).

Mathevotaenia sp. 1 puede ser diferenciada de *M. bivittata* por tener un mayor número de proglótides y testículos. También hay diferencias significativas en cuanto a las estructuras reproductivas (Campbell et al., 2003).



Esta especie puede ser reconocida como diferente de *M. argentinensis* por tener un cuerpo más pequeño, ovario, vitelario y huevos más pequeños (Campbell et al., 2003).

Esta especie puede ser reconocida como distinta de *M. paraguayae* por tener un estróbilo más corto. También difiere en la mayoría de los caracteres métricos de las estructuras reproductivas, tales como mayor número de testículos y ovario y huevos mas pequeños (Schmidth y Martin, 1978).

Esta especie puede diferenciarse de *M. chaquensis* por tener un scólex y ventosas mas grandes, también difiere en los caracteres reproductivos como mayor número de testículos, bolsa del cirro mas corta y ovario más grande (Lunaschi et al., 2012).

Los especímenes estudiados aquí pueden diferenciarse fácilmente de *M. chamentalensis* por el tamaño general del cuerpo, la forma y el número de proglótides, así como también se diferencia por los caracteres reproductivos.

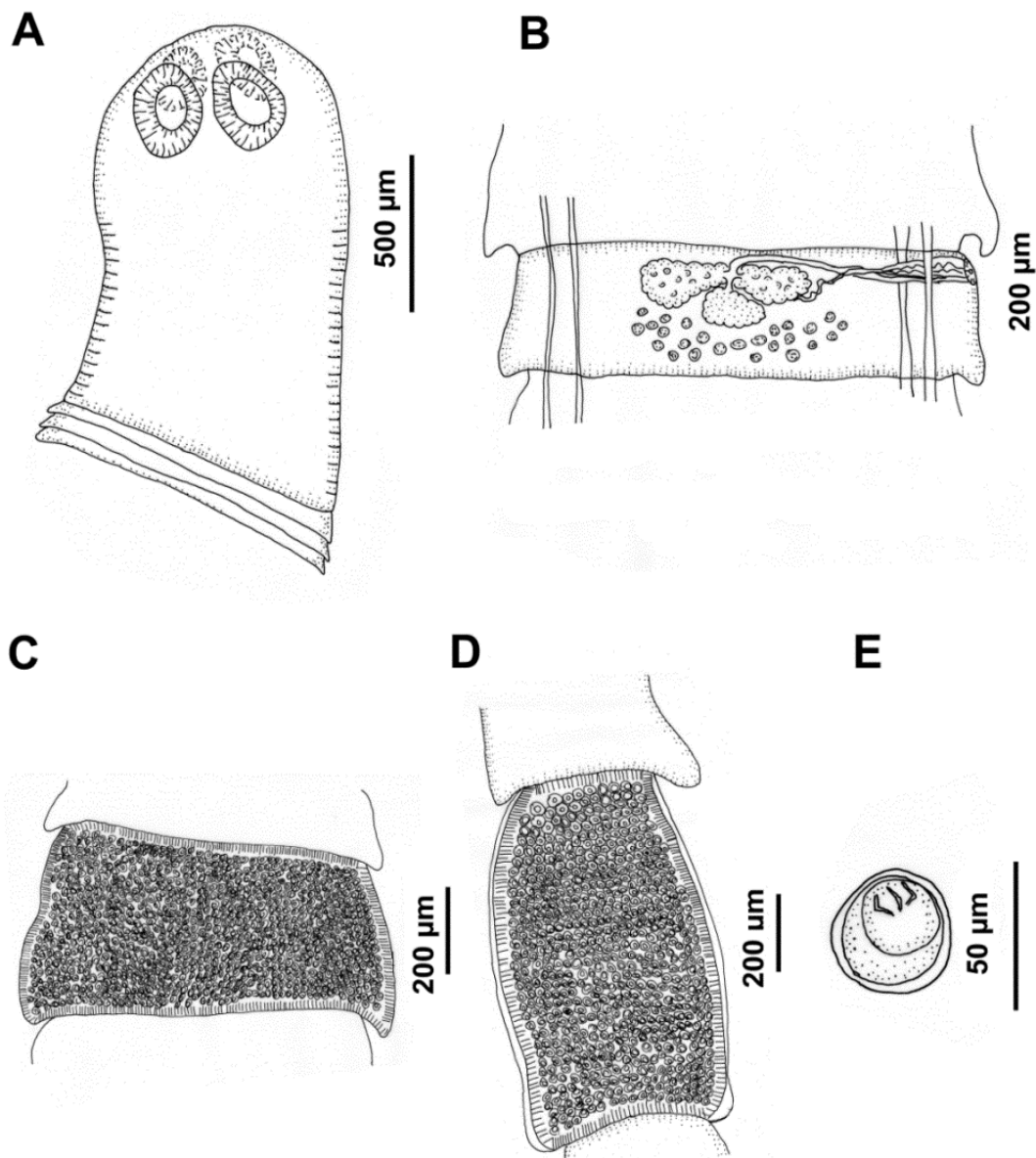
Mathevotaenia sp1. puede diferenciarse de *M. yepesi* por la morfología del scólex y porque esta última especie carece de cuello, por tener un scólex.

Teniendo en cuenta estas diferencias morfológicas y morfométricas, *Mathevotaenia* sp. 1 podría ser una especie nueva.

Además no se conocen especies del género *Mathevotaenia* que parasiten a *C. chacoensis*, por lo que este es el primer registro de *Mathevotaenia* en este hospedador.



Fig. 3.2.4, *Mathevotaenia* sp 1. A) Scólex B) Proglótide madura C) Proglótide grávida D) Proglótide grávida terminal E) Oncósfera-





Mathevotaenia spp.

Además de estas especies, fueron hallados 4 morfotipos reconocidos, que por la dificultad de la preparación del material no se pudieron determinar a nivel específico, pero probablemente se trate de formas nuevas para la ciencia. Próximos estudios profundizarán el conocimiento de las nuevas especies y permitirán avanzar en la composición taxonómica y estructura de los ensamblajes parasitarios de los armadillos.

Resumen taxonómico:

Hospedador: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Myrmecophaga tridactyla* L., *ChaetophRACTUS vellerosus* Gray, 1865, *Euphractus sexcinctus* L.

Localidad: Pirané, Formosa (Formosa); Anta (Salta)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 100% (1/1) *M. tridactyla*; 33,33% (2/6) *E. sexcinctus*; 11,76 (2/17) *Ch. vellerosus*; 8,57% (3/35) *T. matacus*

Intensidad media: 1 (*M. tridactyla*); 2(1-3) (*E. sexcinctus*); 1,67 (1-2) (*Ch. vellerosus*); 2,67 (1-6) (*T. matacus*)



Hymenolepididae

Se caracterizan por poseer entre 1 y 4 testículos por proglótide. Los poros genitales son unilaterales y la vesícula seminal externa y grande facilita el reconocimiento de las especies de la familia (Khalil, 1994). Son conocidos por producir parasitosis en lagomorfos y roedores, aves y humanos (Khalil, 1994).

Rodentolepis Spasskii, 1954

Estróbilo con numerosas proglótides con maduración progresiva. Scólex con rostelo armado y retráctil. Número de los ganchos rostelares más o menos constantes de igual longitud. Ovario tri o multilobulado. Glándula vitelina lobulada y mediana. Bolsa del cirro corta no alcanzando la mitad de la proglótide. Cirro inerme o armado con pequeñas espinas. Útero profundamente lobulado, ocupando toda la proglótide grávida y extendiéndose a través de los canales osmorreguladores. Este género comprende numerosas especies parásitas principalmente de roedores.

Rodentolepis sp.1

(Fig. 3.2.5)

Cestodes de tamaño pequeño, scólex armado que mide 320 de largo y 320 de ancho, con rostelo armado con una corona de 29 ganchos (Fig. 3.2.5A) retraíble en una bolsa rostelar que mide 90 de profundidad y 75 de ancho. El scólex además cuenta con 4 ventosas que miden 100 de diámetro y cuya musculatura mide 20 de espesor.

Proglótides maduras craspédotas (Fig. 3.2.5 B), más anchas que largas, miden 125 de largo y 800 de ancho, poros genitales unilaterales, bolsa del cirro de 170 de largo y 50 de ancho, 3 testículos de 65 de diámetro y ovario poco diferenciado de 350 de ancho y 90 de largo (Fig. 5B).

Resumen taxonómico:

Hospedador: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865)

Localidad: Tucumán

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 5,88% (1/17)

Intensidad media: 5



Otros hospedadores (registros previos): Roedores (Guerreiro Martins et al., 2014)

Otras localidades (registros previos): Cosmopolita

Comentarios

A pesar de que no se tomaron medidas de más ejemplares o más sectores del ejemplar medido debido a la tinción, la observación del rostelo y la disposición de los testículos principalmente, permiten identificar a estos individuos como pertenecientes al género *Rodentolepis*.

Este género en Argentina ha sido registrado para roedores (Guerreiro Martins et al., 2014) por lo que su presencia en armadillos podría deberse a la coexistencia de roedores y armadillos en el mismo ambiente.

Los especímenes hallados se diferencian de *Rodentolepis srivastavai* (Rego, 1970), *Rodentolepis microstoma* (Dujardin, 1845) y *Rodentolepis johnsoni* (Schiller, 1952), porque estas especies presentan un scólex más pequeño que el espécimen medido (Guerreiro Martins et al., 2014).

Rodentolepis sp.1 se diferencia de *Rodentolepis oregonensis* (Neiland y Senger, 1952), *Rodentolepis octocoronata* (Von Listow, 1879) y *Rodentolepis evaginata* (Barker y Andrews, 1915) porque estas especies tienen la mitad o menos ganchos de los observados en los especímenes aquí estudiados.

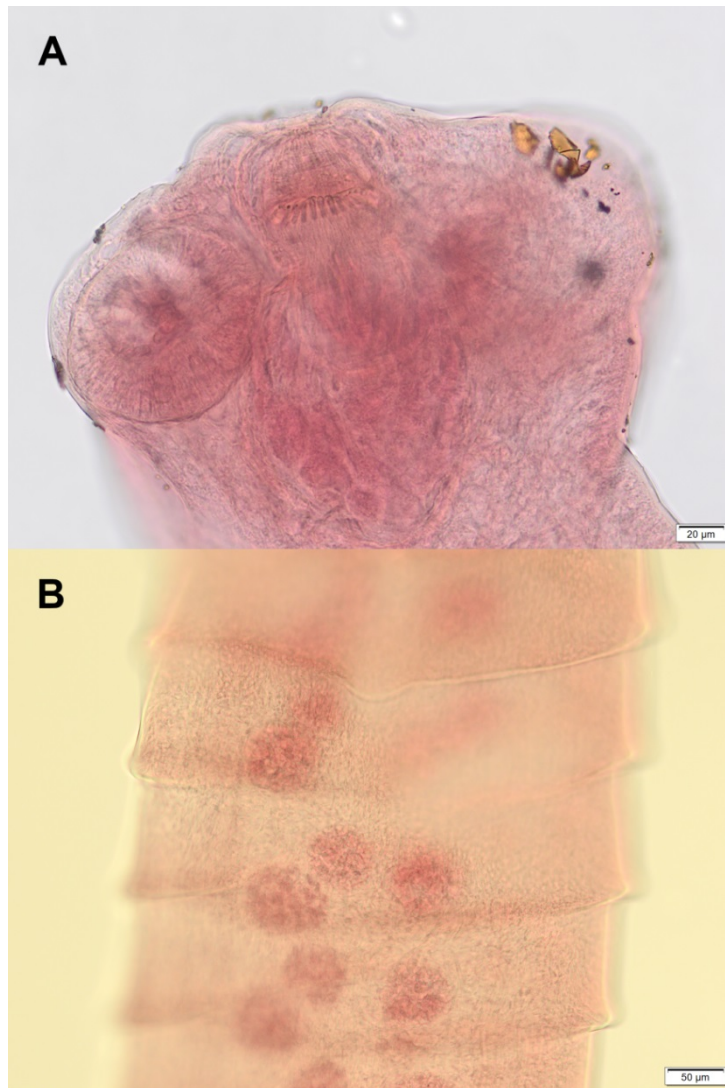
Rodentolepis sp.1 se diferencia de *Rodentolepis nana* (Von Siebold, 1852) principalmente por la disposición de los testículos (disposición triangular vs. disposición en línea) (Guerreiro Martins et al., 2014).

Rodentolepis sp.1 se diferencia de *Rodentolepis akodontis* (Rego, 1967) principalmente por la cantidad de ganchos en el rostelo (29 vs. 24) y el tamaño de la bolsa del cirro (Guerreiro Martins et al., 2014).

Esta especie puede identificarse como diferente de las registradas en roedores argentinos.



Fig. 3.2.5, *Rodentolepis* sp. A) Scólex B) Proglótides maduras.





3.3. PHYLUM NEMATODA

El phylum Nematoda también conocido como nemátodos, nematodes, nematelmintos o gusanos redondos, incluye alrededor de 25.000 especies descritas y ocupa el tercer lugar entre los phyla más ricos en especies dentro del Reino Animalia (junto con Arthropoda y Mollusca). Muchas de estas especies son parásitas de importancia agrícola, sanitaria y veterinaria (Navone et al. 2017).

En mamíferos pueden residir en el tracto gastrointestinal, respiratorio, la sangre, el sistema linfático o tejidos subcutáneos. Existen especies que provocan enfermedades tales como triquinellosis, filariosis, anisakiosis, anquilostomiosis, ascariosis, entre otras. En esta tesis se estudiaron los nematodes del tracto gastrointestinal y de la cavidad abdominal de distintas especies de xenartros.

En total se encontraron 28 taxones pertenecientes a 5 órdenes y 8 familias que se detallan a continuación.

Spirurida: Onchocercidae

Esta familia incluye a nematodes denominados filarias, cuyas principales características anatómicas son: abertura bucal circular o dorsoventralmente alargada, espículas generalmente desiguales y disímiles, algunas veces iguales y similares. Vivíparos. Larvas del primer estadio, con y sin vaina (Chabaud y Bain, 1976).

Orihelia Chabaud y Bain, 1976

Filarias de ciclo heteroxeno, cuya fase adulta transcurre en la cavidad abdominal de varias especies de xenartros, con papila caudal acompañada de papilas asimétricas, cápsula cefálica elongada lateralmente. Cavidad bucal bien desarrollada y altamente cuticularizada. Extremo caudal redondeado con dos apéndices. Proporción de las espículas 3:2. Gubernaculum presente. Microfilarias con vaina.

Orihelia anticlava (Molin, 1858)

(Fig. 3.3.1)

Las hembras tienen un cuerpo que mide $61,19 \pm 8$ (42,3-71,6; 10) mm de largo y $505 \pm 79,5$ (400-640; 10) de ancho, mientras que los machos miden $34,5 \pm 7$ (28,2-42; 3) mm de largo y $236,7 \pm 15,3$ (220-250; 3) de ancho; presentan una cápsula bucal fuertemente cuticularizada de $10,7 \pm 1,9$ (8-15; 10) de largo y $12,7 \pm 1,8$ (10-15; 10) de ancho en las hembras (Fig. 3.3.1.A) y $12,3 \pm 2,5$ (10-15; 3) por 10 (n=3) en los machos



(Fig. 3.3.1.B), que se continúa con un esófago dividido en una porción muscular y una porción glandular, cuya longitud total es de $2120 \pm 190,3$ (1950-2600; 10) en las hembras (Fig. 3.3.1.C) y $1866,7 \pm 57,7$ (1800-1900; 3) en los machos. Rodeando la porción muscular del esófago se encuentra el anillo nervioso a una distancia de $401 \pm 20,8$ (340-500; 10) del extremo anterior en las hembras (Fig. 3.3.1B), mientras que en los machos esta distancia es de $353 \pm 20,8$ (330-370; 3).

En las hembras, la vulva abre ventralmente más o menos a la altura de la parte media del esófago (Fig. 3.3.1D) a $1110 \pm 141,3$ (900-1350; 10) del extremo anterior y se continúa hacia la parte posterior con un ovijector fuertemente muscular que mide $3092 \pm 1010,2$ (1200-4600; 10) de largo y luego se continúa con el útero en donde se pueden distinguir huevos larvados que miden 21 ± 1 (20-22; 5) de largo y $11,8 \pm 1,5$ (10-14;5) de ancho. La cola tiene forma de cono grande y mide $312 \pm 41,6$ (260-390; 10) de longitud y presenta dos espinas caudales o "lappets" (Fig. 3.3.1E).

Los machos presentan espículas desiguales, la derecha es bien notoria, está altamente cuticularizada y mide $148,3 \pm 24,7$ (120-165; 3) de longitud; mientras que la espícula izquierda es mucho más simple, menos notoria y mide $530 \pm 43,6$ (500-580; 3) de largo. El gubernaculum es simple, con forma de cuña y mide $51,7 \pm 7,6$ (45-60; 3) de largo y $17,3 \pm 2,5$ (15-20; 3) de ancho. Ambas espículas asoman por la cloaca que está rodeada de un área rugosa de la cutícula y la cola en los machos mide $120 \pm 21,8$ (95-135; 3) (Fig. 3.3.1F).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Euphractus sexcinctus* L., *ChaetophRACTUS vellerosus* (Gray, 1865) y *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Pirané (Formosa); Anta (Salta); Quebrada Agua Linda (Salta)

Sitio de infección: Cavidad abdominal y mesenterios

Prevalencia: 66,66% (4/6) (*E. sexcinctus*); 5,88% (1/17) (*Ch. vellerosus*); 2,86% (1/35) (*T. matacus*)

Intensidad media: 5 (1-11) (*E. sexcinctus*); 1 (*Ch. vellerosus*); 2 (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Euphractus sexcinctus* L.

Localidad tipo: Aldeia da Santana, Estado de Minas Gerais (Brasil)



Otros hospedadores (registros previos): *Dasyus novemcinctus* L., *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Myrmecophaga tridactyla* L., *Chaetophractus vellerosus* Gray, 1865, *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804) (Notarnicola y Navone, 2003; Ezquiaga, 2013, 2019)

Otras localidades (registros previos): Estado de São Paulo (Brasil); Departamento de Concepción (Paraguay); Bolivia; provincias de Jujuy, Santiago del Estero, Buenos Aires, La Pampa, San Juan y San Luis (Argentina)

Comentarios

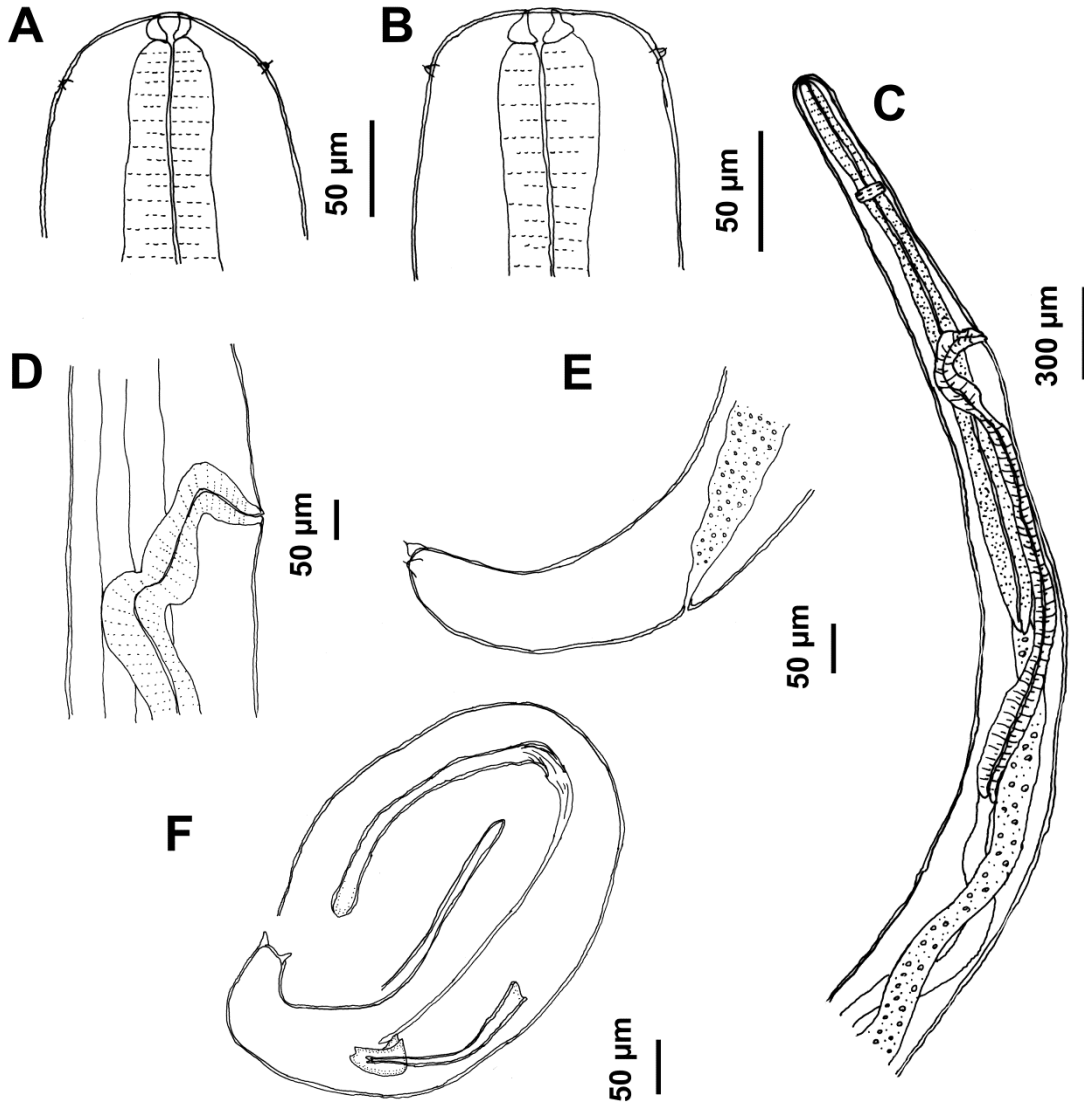
Los especímenes estudiados en la presente tesis se identifican como pertenecientes a esta especie por sus caracteres morfológicos y morfométricos.

Anteriormente, se ha reportado una docena de especies de filarias parasitando a xenartros. Dentro de la subfamilia Dirofilariinae, se reportaron las especies *Bostrichodera spiralis* (Molin, 1860) y *B. becquaerti* (Sandground, 1938), *Dirofilaria freitasi* (Machado de Mondonça, 1948), *D. incrassata* (Molin, 1858), *D. macrodemos* (Eberhard, 1978), y *D. panamensis* (Eberhard, 1978) en perezosos. Dentro de la subfamilia Onchocercinae a *Acanthocheilonema sabanicolae* Eberhard y Campo-Aasen, 1986; *Strianema venezuelensis* Eberhard, Orihel y Campo-Aasen, 1993; *Orihelia anticlava* (Molin, 1858) y *Dasypafilaria averyi* (Eberhard, 1982), en armadillos y *Chabfilaria freistaslenti* (Yeh, 1957) y *C. jonathani* Bain, Purnomo y Dedet, 1983 (Bain et al., 1983, Eberhard y Campo-Aasen 1986) en osos hormigueros (Notarnicola y Navone, 2003).

Orihelia anticlava parasita varias especies dentro de los armadillos de América del Sur y habita la cavidad corporal de sus hospedadores. Esta especie de filaria ha sido encontrada parasitando a *E. sexcinctus* de Brasil, Paraguay y Argentina, a *D. novemcinctus* de Brasil y a *T. matacus* y *Ch. villosus* de Argentina (Notarnicola y Navone, 2003) y a *Ch. vellerosus* y *Z. pichiy* de Argentina (Ezquiaga, 2013). Es la primera vez que se halla este parásito en *E. sexcinctus* de la región chaqueña argentina, por lo que en esta tesis se amplía su distribución geográfica a las provincias de Salta y Formosa.



Fig. 3.3.1. *Orihelia anticlava* A) Extremo anterior hembra B) Extremo anterior macho C) Esófago hembra D) Vulva E) Extremo caudal hembra F) Extremo caudal macho.





Spirurida: Spirocercidae

Mazzia Kahlil y Vogelsang, 1932

Nematodes con una boca con dos pequeños labios laterales, cada uno con dos papilas, detrás de estos labios poseen dos alas cuticulares laterales que se extienden por todo el cuerpo. Vestíbulo cilíndrico con paredes gruesas, esófago largo y cilíndrico dividido en dos partes. Macho con proyecciones o alas cuticulares en el extremo caudal con papilas y rugosidades. Espículas muy desiguales en tamaño, gubernaculum ausente. Hembra con el extremo posterior redondeado, vulva en la parte anterior de la mitad del cuerpo (Kahlil y Vogelsang, 1932).

Mazzia bialata Chabaud, Navone y Bain, 1983

(Fig. 3.3.2)

Parásitos de ciclo de vida heteroxeno. Generalmente los coleópteros intervienen como hospedadores intermediarios y los adultos parasitan el estómago de varias especies de xenartros. Son helmintos blanquecinos, finos y largos. Presentan un cuerpo de $16 \pm 1,7$ (13,5-19,6; 22) mm de largo y de 229 ± 42 (160-300; 20) de ancho en las hembras y de $11 \pm 1,3$ (9-12,9; 13) mm de largo y de $147,8 \pm 18,9$ (120-190; 14) de ancho en los machos, poseen una vesícula cefálica que mide $91,6 \pm 12,1$ (70-115; 21) de largo y $84,42 \pm 18,2$ (55-110; 21) de ancho en las hembras, y $85 \pm 18,3$ (60-110; 8) de largo por $74 \pm 15,7$ (50-90; 8) de ancho en los machos (Fig. 3.3.2.A). Ambos sexos presentan 2 alas cuticulares laterales que se extienden desde la parte distal de la vesícula cefálica hasta la cola en el caso de las hembras y hasta la cloaca en los machos. En el extremo anterior presentan una faringe cuticularizada que mide $77,3 \pm 10,9$ (45-90; 21) de largo en las hembras y $69,6 \pm 14,6$ (40-90) en los machos (Fig. 3.3.2.A), que se continúa con el esófago que mide $4078 \pm 447,5$ (3500-4800; 16) de longitud en las hembras y $3266,7 \pm 463,3$ (2700-4000; 6) en los machos (Fig. 3.3.2.B). Alrededor del esófago se ubica el anillo nervioso a una distancia de $279,7 \pm 52,2$ (150-350; 16) del extremo anterior en las hembras y a una distancia de $264 \pm 44,6$ (180-330; 10) del extremo anterior en los machos.

Los deiridos son asimétricos, presentándose el izquierdo a unos $122,4 \pm 13,7$ (105-145; 7) del extremo anterior y el derecho a $315 \pm 51,9$ (220-400; 9) en las hembras y en los machos las distancias son $112,5 \pm 25,9$ (95-150; 4) y $300 \pm 37,6$ (250-335; 5) respectivamente.



En las hembras la vulva es levemente postecuatorial, ubicándose a 8146 ± 1193 (6900-11000; 15) del extremo anterior (Fig. 3.3.2.C) y la cola es corta, redondeada y mide $101,8 \pm 18,5$ (70-150; 21) de largo y presenta un penacho de espinas en el extremo distal (Fig. 3.3.2.D). Los huevos son ovales y presentan una pared gruesa, miden $31,2 \pm (2,32)$ (25-35; 19) de largo y $15,9 \pm 1,9$ (12-20; 19) de ancho (Fig. 3.3.2.F).

Los machos poseen espículas asimétricas, la espícula derecha es corta y mide $217,1 \pm 29,7$ (175-280; 14) y la espícula izquierda es larga y mide $1658,4 \pm 216,2$ (1250-1950; 13). El gubernaculum está ausente y el macho además presenta alas caudales de $298,9 \pm 117,5$ (170-550; 9) de longitud y un conjunto de papilas en la región cloacal muy notorias (6 pares de papilas pedunculadas de las cuales 5 son precloacales y un par postcloacal) (Fig. 3.3.2.E).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Euphractus sexcinctus* L. y *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Pirané (Formosa); Reserva Pellegrini (Tucumán)

Sitio de infección: Estómago

Prevalencia: 83,33% (5/6) (*E. sexcinctus*); 25%(1/4) (*Ch. villosus*)

Intensidad media: 11,6 (1-23) (*E. sexcinctus*); 28 (*Ch villosus*)

Hospedador tipo: *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Chascomús, provincia de Buenos Aires, Argentina

Otros hospedadores (registros previos): *Dasyopus hybridus* (Desmarest, 1804), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Euphractus sexcinctus* L. (Chabaud, 1983; Ezquiaga, 2013; Lombardero y Moriena, 1977; Navone, 1990)

Otras localidades (registros previos): Santiago del Estero, Corrientes, La Pampa, Buenos Aires, San Luis y La Rioja

Comentarios

Mazzia bialata junto a *M. mazzia*, son las únicas dos especies que integran el género. Los adultos son parásitos de xenartros y su sitio de infección es el estómago. Pueden estar mezclados en el contenido estomacal, pero la mayoría de los individuos se aloja

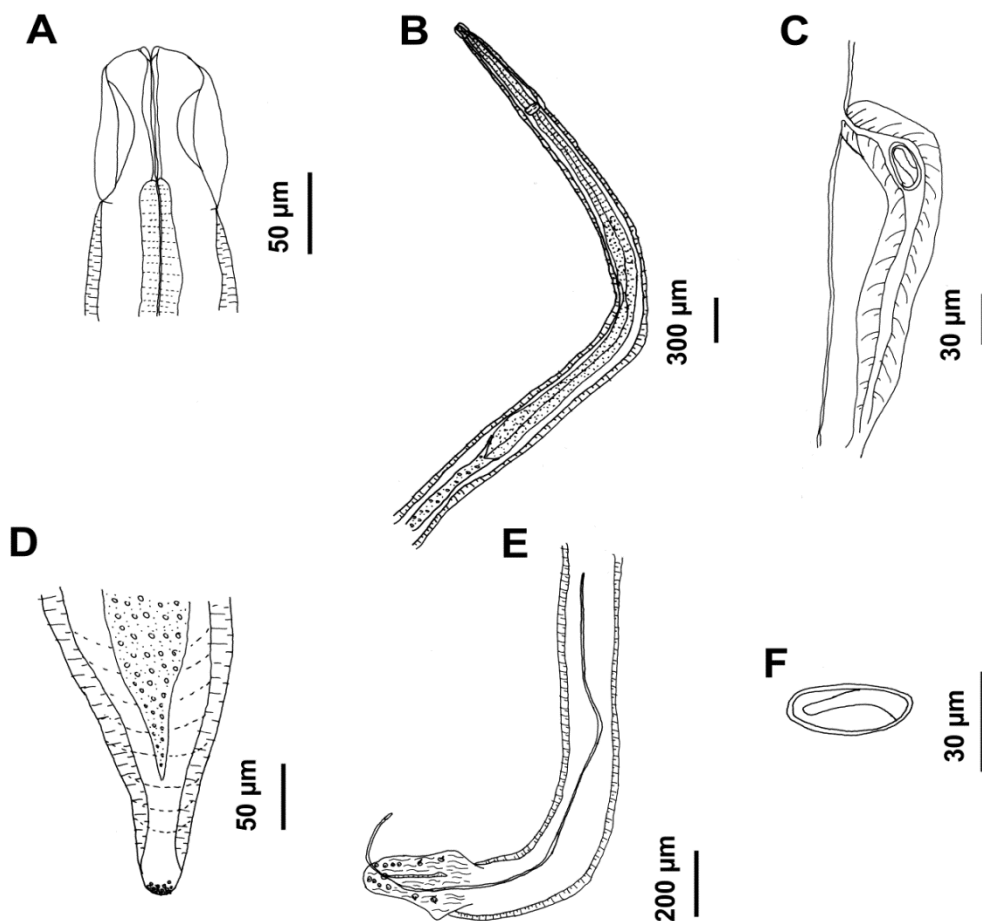


en los pliegues de la pared gástrica.

Los especímenes estudiados en la presente tesis se identifican como pertenecientes a esta especie por sus caracteres morfológicos y morfométricos. Y se diferencian de *M. mazzia* principalmente por los caracteres morfométricos.

Esta especie fue registrada en varias localidades de Argentina, incluso dentro de la región Chaqueña, y en un amplio abanico de hospedadores (*E. sexcinctus*, *C. villosus*, *C. vellerosus*, *T. matacus*, *D. hybridus*) (Chabaud, 1983; Ezquiaga, 2013; Lombardero y Moriena, 1977; Navone, 1990). Su presencia se relaciona con la ingestión de coleópteros (hospedadores intermediarios), que es un ítem común en la dieta de muchas especies de xenartros (Gallo et al. 2019a).

Fig. 3.3.2. *Mazzia bialata* A) Extremo anterior B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal hembra E) Externo caudal macho F) Huevo.



**Spirurida: Rictulariidae***Pterygodermatites* Wedl, 1861

Abertura oral apical o levemente desplazada hacia la parte dorsal, nunca totalmente dorsal y transversa. Tres dientes esofageales presentes, 29-58 pares de espinas prevulvares.

Pterygodermatites (Paucipectines) Quentin, 1969

Abertura oral de posición apical, 1-4-8 pares de papilas caudales dirigidos lateralmente. 29-39 pares de espinas prevulvares.

Pterygodermatites (Paucipectines) argentinensis Ezquiaga, Rios, Abba y Navone,
2017

(Fig. 3.3.3)

Nematodes con una cutícula engrosada, cuerpo mediano y ensanchado en la parte distal posterior. Las hembras son notoriamente más grandes que los machos; miden $7,9 \pm 2,1$ (4,55–10,75; 10) mm y $3,20$ (0,81, 2,02–4,1; 10) mm de largo respectivamente y el ancho máximo del cuerpo es de 427 (157, 225–650; 10) en las hembras y $206 \pm 0,81$ (2,02–4; 10) en los machos. Ambos sexos poseen 2 crestas de procesos cuticulares o peines que comienzan en la parte posterior de la cápsula bucal, en los machos tienen 42 (39–43) peines y finalizan en la región precloacal donde se encuentra un único proceso en la línea media ventral y en las hembras tiene $67 \pm 3,5$ (61–73; 11) procesos que consisten en $47 \pm 1,9$ (44–49; 5) peines anteriores y $19 \pm 1,14$ (17–20; 5) espinas posteriores, los primeros $40 \pm 0,8$ (39–41; 10) procesos son prevulvares.

En el extremo anterior (Fig. 3.3.3.A) poseen la abertura oral triangular rodeada de 4 papilas cefálicas, 4 papilas labiales y 2 ánfidos laterales, los márgenes de la abertura oral están rodeados por 18-19 dentículos en total, esta abertura se continúa con una cápsula bucal altamente cuticularizada que mide 35 ± 7 (25–47; 10) de largo y 37 ± 8 (28–48; 10) de ancho en las hembras y 25 ± 7 (15–32; 10) de largo por 31 ± 6 (25–40; 10) de ancho en los machos. En ambos sexos, en el interior de la cápsula bucal se ubican los dientes esofageales, 1 dorsal y 2 ventrolaterales triangulares y levemente redondeados de 14 ± 3 (10–21; 10) y 9 ± 2 (7–12; 10) de longitud en hembras y machos respectivamente (Fig. 3.3.3.C), dando una proporción longitud de diente/longitud de cápsula de 0,4 y 0,3 en hembras y machos respectivamente. El



esófago está dividido en una porción corta muscular y una porción larga glandular, mide $2,09 \pm 0,4$ (1,50–2,87; 10) mm y 883 ± 201 (575–1090; 10) de longitud total en hembras y machos respectivamente (Fig. 3.3.3.B). El anillo nervioso y los deiridos están ubicados a 198 ± 31 (153–247; 10) y 397 ± 69 (291–508; 10) del extremo anterior en las hembras y a $167,23 \pm$ (130–186; 10) y 350 ± 63 (299–420; 10) en los machos.

En las hembras, la vulva es inconspicua y está ubicada a una distancia de $2,96 \pm 0,4$ (2,35–3,60; 10) mm del extremo anterior y a 823 ± 154 (650–1227; 10) de la unión esófago-intestino (Fig. 3.3.3.E). Se observan huevos embrionados en el útero que miden 34 ± 7 (16–40; 10) de largo y 24 ± 5 (13–30; 10) de ancho (Fig. 3.3.3.G). La cola mide 258 ± 85 (171–430; 10) (Fig. 3.3.3.F)

Los machos tienen una superficie rugosa con estriaciones longitudinales en la región cloacal (Fig. 3.3.3.D) con 10 pares de papilas, 1 papila precloacal impar y 1 par de fásmidos. Las espículas son subiguales: la izquierda mide 338 ± 56 (270–410; 10) de largo y la derecha 309 ± 61 (235–400; 10), el gubernaculum es pequeño y mide 31 ± 1 (30–32; 10) de largo y 9 ± 2 (7–12; 10) de ancho.

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasyus hybridus* L., *Cabassous chacoensis* Wetzel, 1980, *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Quimilí, Santiago del Estero, Suncho Corral (Santiago del Estero); Chamental, La Rioja (La Rioja); Norte de Córdoba (Norte de Córdoba); Quebrada de Agua Linda; Dragones (Salta), Nogolí (San Luis), Catamarca

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 22,2% (2/9) (*D. hybridus*), 50% (2/4) (*C. chacoensis*), 16,67% (3/17) (*Ch. vellerosus*), 68,57% (24/35) (*T. matacus*)

Intensidad media: 9,5 (1-18) (*D. hybridus*), 3 (1-5) (*C. chacoensis*), 2,33 (2-3) (*Ch. vellerosus*), 5,29 (1-25) (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Chamental, La Rioja, Argentina

Otros hospedadores (estudios previos): *Ch. vellerosus* (Gray, 1865) y *Zaedyus pichiy*



(Desmarest, 1804) (Ezquiaga et al., 2017)

Otras localidades (estudios previos): Pipinas (Buenos Aires), Paso La Vaca (Chubut), Cruz del Eje (Córdoba), Somuncurá (Río Negro), Usno (San Juan)

Comentarios

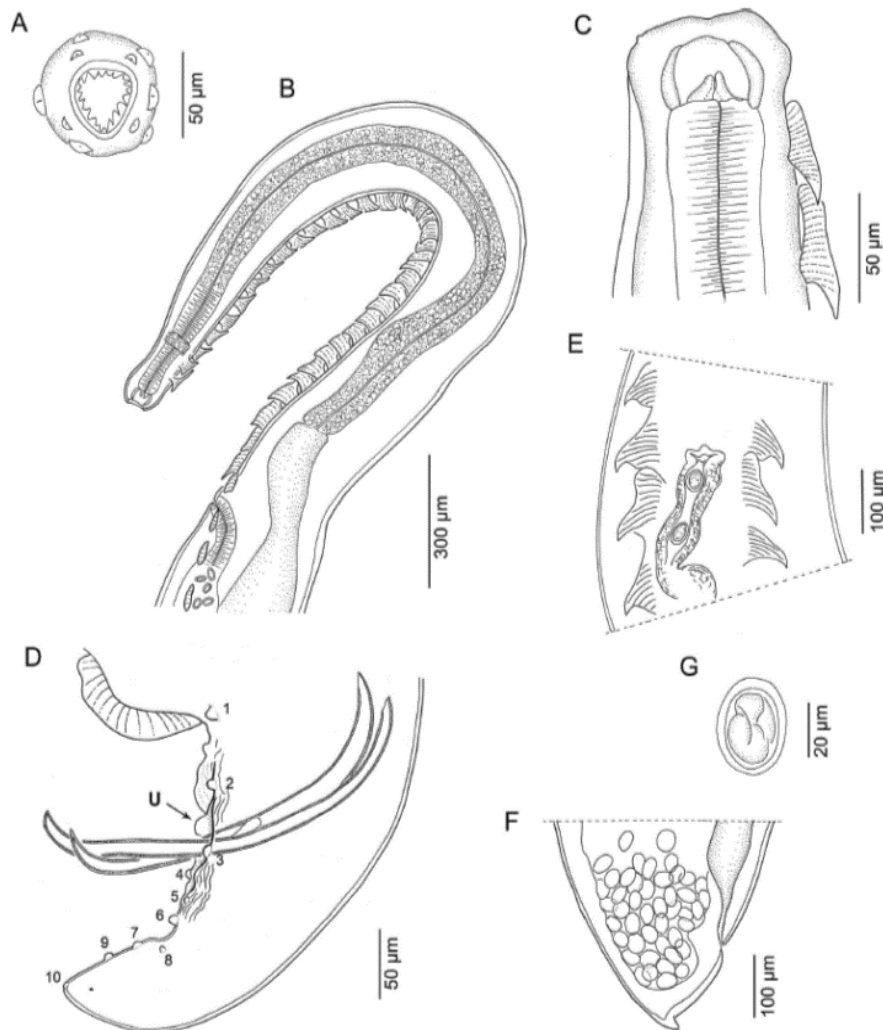
Esta especie se diferencia de la ya conocida para xenartros *P. (P.) chaetophracti* por tener las espículas subiguales y solo 1 proceso cuticular semicircular en la línea medio ventral del cuerpo en la zona precloacal en el macho, además la forma de los dientes esofageales y la proporción de la cápsula que estos ocupan también son un carácter diagnóstico y distintivo (Ezquiaga et al., 2017).

Esta especie tiene una amplia distribución dentro del territorio argentino y a su vez se encuentra en varios hospedadores (Ezquiaga et al., 2017).

En esta tesis se halló en coinfección con *P. (P.) chaetophracti* en la amplia mayoría de los casos, siempre predominando el número de hembras sobre el número de machos y en hospedadores del Chaco Seco. Esto último puede deberse a que los hospedadores intermediarios (ortópteros, dermápteros y coleópteros) (Anderson, 2000) prosperan en ambientes con baja humedad y suelos más bien arenosos (Ezquiaga et al. 2017).



Fig. 3.3.3. *Pterygodermatites argentinensis* A) Extremo apical B) Esófago C) Cápsula bucal D) Extremo caudal macho E) Vulva F) Extremo caudal hembra G) Huevo.



Pterygodermatites (P.) chaetophracti Navone y Lombardero, 1980

(Fig. 3.3.4)

Nematodes con una cutícula engrosada, cuerpo mediano y ensanchado en la parte distal posterior. Las hembras son notoriamente más grandes que los machos, miden $8,58 \pm 2,31$ (3,40–11,60; 10) mm y $2,51 \pm 0,89$ (1,75–3,45; 10) mm de largo respectivamente y el ancho máximo del cuerpo es de 510 ± 181 (130–730; 10) en las hembras y 200 ± 94 (120–300; 10) en los machos. Ambos sexos poseen 2 crestas de procesos cuticulares o peines que comienzan en la parte posterior de la cápsula bucal, en los machos tiene 40 (39–41; 2) pares de procesos y finalizan en la región



precloacal donde se encuentra una hilera de 3 procesos en la línea media ventral y en las hembras tiene 64 ± 3 (58–71; 10) procesos que consisten en 44 ± 2 (40–48; 10) peines anteriores y 21 ± 4 (12–25; 10) espinas posteriores, los primeros 40 ± 1 (39–42; 10) procesos son prevulvares.

En el extremo anterior (Fig. 3.3.4.B) poseen la abertura oral triangular rodeada de 2 pares de papilas y 2 ánfidos laterales, los márgenes de la abertura oral está rodeada por 18 denticulos en total, esta abertura se continúa con una cápsula bucal altamente cuticularizada (Fig. 3.3.4.A) que mide 33 ± 7 (22–52; 10) de largo y 40 ± 7 (25–51; 10) de ancho en las hembras y 19 ± 3 (16–23; 10) de largo por 23 ± 6 (18–29; 10) de ancho en los machos. En ambos sexos, en el interior de la cápsula bucal se ubican los dientes esofageales, 1 dorsal y 2 ventrolaterales con forma de placa dentada de 21 ± 4 (11–29; 10) y 11 ± 2 (10–13; 10) de longitud en hembras y machos respectivamente, dando una proporción longitud de diente/longitud de cápsula de 0,64 y 0,59 en hembras y machos respectivamente. El esófago (Fig. 3.3.4.C) está dividido en una porción corta muscular y una porción larga glandular, mide $2,29 \pm 0,5$ (1,12–3,10; 10) mm y 826 ± 299 (530–1200; 10) de longitud total en hembras y machos respectivamente. El anillo nervioso y los deiridos están ubicados a 205 ± 26 (147–245; 10) y 403 ± 55 (284–492; 10) del extremo anterior en las hembras y a 157 ± 37 (121–202; 10) y 308 ± 73 (253–407; 10) en los machos.

En las hembras, la vulva (Fig. 3.3.4.E) es inconspicua y está ubicada a una distancia de $3,24 \pm 0,5$ (2,13–4,28; 10) mm del extremo anterior y a 878 ± 211 (430–1300; 10) de la unión esófago-intestino. La cola es cónica (Fig. 3.3.4.F) Se observan huevos embrionados en el útero que miden 36 ± 2 (32–41; 10) de largo y 25 ± 2 (20–30; 10) de ancho (Fig. 3.3.4.G).

Los machos tienen una superficie rugosa con estriaciones longitudinales en la región cloacal con 2 pares de papilas precloacales, 1 papila precloacal impar y 7 pares de papilas postcloacales. Las espículas son asimétricas: la izquierda mide 139 ± 10 (125–148; 10) de largo y la derecha 75 ± 16 (52–85; 10), el gubernaculum es pequeño y mide 36 de largo y 9 de ancho (Fig. 3.3.4.D).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Cabassous chacoensis* Wetzel, 1980, *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Quimilí, Suncho Corral (Santiago del Estero); Chamental, La Rioja (La



Rioja); Norte de Córdoba (Córdoba); Quebrada de Agua Linda, Dragones (Salta); Nogolí (San Luis); Catamarca

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 25% (1/4) (*C. chacoensis*); 29,41% (5/17) (*Ch. vellerosus*); 65,71% (23/35) (*T. matacus*)

Intensidad media: 5 (*C. chacoensis*); 2 (1-3) (*Ch. vellerosus*); 6,43 (1-35) (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Ch. villosus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Casilda (Santa Fe)

Otros hospedadores (estudios previos): *Ch. villosus* (Desmarest, 1804), *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804), *D. hybridus* (Desmarest, 1804), *Chlamyphorus truncatus* (Harlan, 1825) (Navone y Lombardero, 1980; Navone, 1987; 1990; Ezquiaga, 2013; Ezquiaga et al. 2017)

Otras localidades (estudios previos): Corrientes, Santiago del Estero, Buenos Aires, Chubut, Córdoba, La Pampa, La Rioja, Mendoza, Río Negro y San Juan

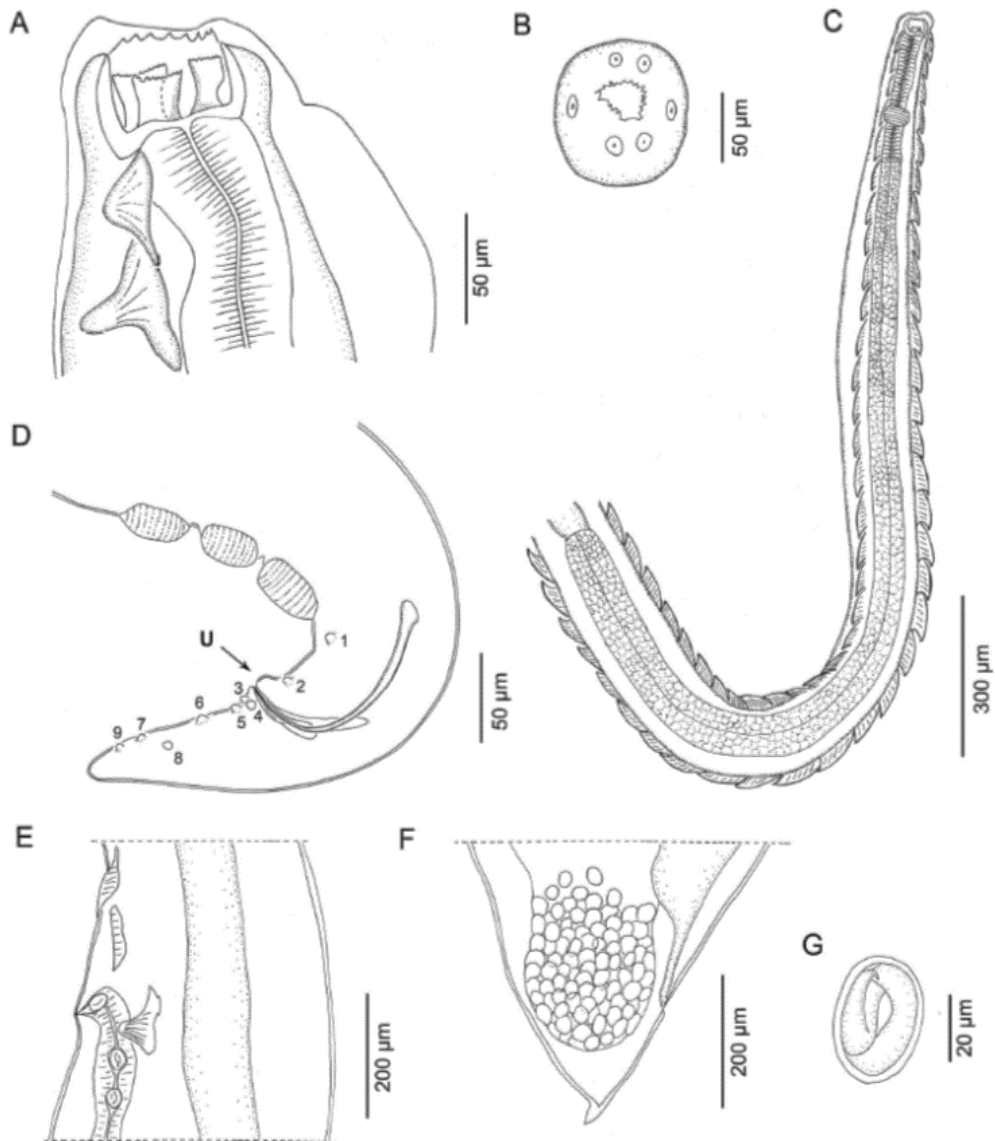
Comentarios

Al igual que *P. (P.) argentinensis*, esta especie tiene una amplia distribución dentro del territorio argentino y a su vez se encuentra en varios hospedadores.

En esta tesis se halló en coinfección con *P. (P.) argentinensis*, con un alto predominio de los ejemplares hembras y en hospedadores del chaco seco (Ezquiaga et al. 2017).



Fig. 3.3.4. *Pterygodermatites chaetophracti* A) Cápsula bucal B) Extremo apical C) Esófago D) Extremo caudal macho E) Vulva F) Extremo caudal hembra G) Huevo.





Trichostrongylina: Molineidae

Los nematodes Trichostrongylina se caracterizan por tener un ciclo monoxeno o directo, por poseer una cápsula bucal reducida y una bursa caudal desarrollada en el macho, además, son parásitos del estómago e intestino delgado de numerosos vertebrados (Durette-Desset, 1983; Navone, 1989).

Los miembros de la familia Molineidae se caracterizan por tener una bursa caudal simétrica, espículas cortas y complejas y hembras didélficas (Chabaud, 1959).

Macielia Travassos, 1935

Nematodes de color rosa pálido a blanquecinos. Cutícula con estriación transversal y líneas longitudinales. Extremo cefálico con dilatación cuticular. Hembras con vulva situada en la mitad posterior del cuerpo, anfidelfas, cola cónica y aguda. Huevos morulados en útero (Travassos, 1937). Machos con bursa amplia y trilobada. Lóbulo dorsal pequeño. Membrana bursal accesoria presente y sostenida por dos pequeños rayos. Papilas prebursales pequeñas. Fórmula bursal: rayos ventrales y laterales subiguales y divergentes en el extremo distal, los rayos ventrales dirigidos para atrás, rayo dorsal externo nace de un tronco común por el dorsal, no alcanza el borde o margen bursal; rayo dorsal constituido por un tronco fuerte que en el cuarto final se bifurca en dos ramas que después de un corto recorrido se bifurcan nuevamente en una rama gruesa e interna y otra externa y curvada. Espículas con la mitad distal dividida en 2 o tres procesos largos paralelos y desiguales en grosor. Gubernaculum ausente (raramente presente) télamon presente, generalmente nítido (Travassos, 1937).

Este género está conformado por 7 especies que parasitan a xenartros y marsupiales de Sudamérica (Travassos, 1937).

*Macielia elongata* Navone, 1987

(Fig. 3.3.5)

Nematodos medianos. Presentan una cutícula con estriaciones longitudinales y transversales. Se localizan en el estómago.

En los machos el largo del cuerpo es de $10,12 \pm 2,01$ (7,95-12,91; 10) mm; el ancho máximo $152,3 \pm 12,67$ (135-178; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $106,9 \pm 24,37$ (80-148; 10) de largo y $49,3 \pm 7,22$ (40-57; 10) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $604,4 \pm 68,05$ (515-730; 10) de largo (Fig. 3.3.5.A). Alrededor de éste se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $205,3 \pm 33,55$ (175-262; 10) del extremo anterior. El poro excretor es conspicuo y se ubica hacia la mitad posterior del esófago a una distancia de $330,1 \pm 71,08$ (235-467; 10) del extremo anterior y los deiridos se encuentran posteriores al poro excretor a una distancia de $377,66 \pm 41,99$ (300-415; 6) del extremo anterior. La bursa es amplia y trilobulada (Fig. 3.3.5.D), la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2 (rayos ventrolaterales y lateroventrales juntos y paralelos, rayo externo lateral separado y rayos medio lateral y posterolateral juntos y paralelos) los rayos externo dorsales forman un ángulo recto y el rayo dorsal se divide distalmente en 2 ramas y cada rama se divide en 3, no hay papilas prebursales y el lóbulo dorsal está bien desarrollado. Las espículas son simétricas y presentan tres procesos terminales distales, dos filiformes y uno grueso, miden $279,9 \pm 25,89$ (245-316; 10) de largo (Fig. 3.3.5.E), el gubernaculum tiene forma de mazo y mide $134,57 \pm 30,99$ (84- 165, 7) de largo.

En las hembras el largo del cuerpo es de $11,24 \pm 1,81$ (10,02-16,23; 10) mm de largo, mientras que el ancho es de $151,2 \pm 26,2$ (125-195; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $114,2 \pm 20,38$ (90-152; 10) de largo y $151,2 \pm 26,2$ (125-195; 10) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $623,8 \pm 80,22$ (510-725; 10) de largo. Alrededor de éste se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $241,33 \pm 43,68$ (200-348; 9) del extremo anterior. El poro excretor es conspicuo y se ubica hacia la mitad posterior del esófago a una distancia de $298,9 \pm 54,74$ (230-434; 10) del extremo anterior, y los deiridos se encuentran posteriores al poro excretor a una distancia de $314,13 \pm 78,98$ (240-465; 8) del extremo anterior. La vulva se encuentra a $1631,33 \pm 428,07$ (1160-2385; 9) del extremo posterior, la vagina mide $39,9 \pm 8,35$ (30-50; 10) (Fig. 3.3.5.B). El vestíbulo en la porción prevulvar anterior mide $223,8 \pm 81,61$ (160-389; 10) de largo y la porción posterior postvulvar mide $197,5 \pm 85,09$ (110-390; 10). Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide



52,6 ± 4,43 (46-62; 10) de diámetro y el esfínter posterior mide 53,4 ± 7,31 (40-69; 10), el infundibulum anterior mide 105,8 ± 12,86 (90-130; 10) de largo, mientras que el posterior mide 111,5 ± 23,31 (60-140; 10). Las ramas uterinas albergan numerosos huevos de 61,6 ± 5,13 (50-70; 10) de largo y 39 ± 2,05 (35-42; 10) de ancho (Fig. 3.3.5.F). El ano está situado a 160,4 ± 33,78 (125-240; 10) del extremo posterior, que termina en forma cónica (Fig. 3.3.5.C).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Formosa; Pirané (Formosa); Suncho Corral; Quimilí; (Santiago del Estero); La Rioja; Chamental (La Rioja); Quebrada de Agua Linda; Dragones (Salta); Río Muerto (Chaco)

Sitio de infección: Estómago

Prevalencia: 48,57% (17/35)

Intensidad media: 63,47 (1-230)

Otros hospedadores (estudios previos): *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Dasyus septemcinctus* L. y *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865) (Navone, 1987; 1990; Suare et al., 1997; 1998)

Otras localidades (registros previos): Copo, Santiago del Estero

Hospedador tipo: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Provincia de Formosa

Comentarios

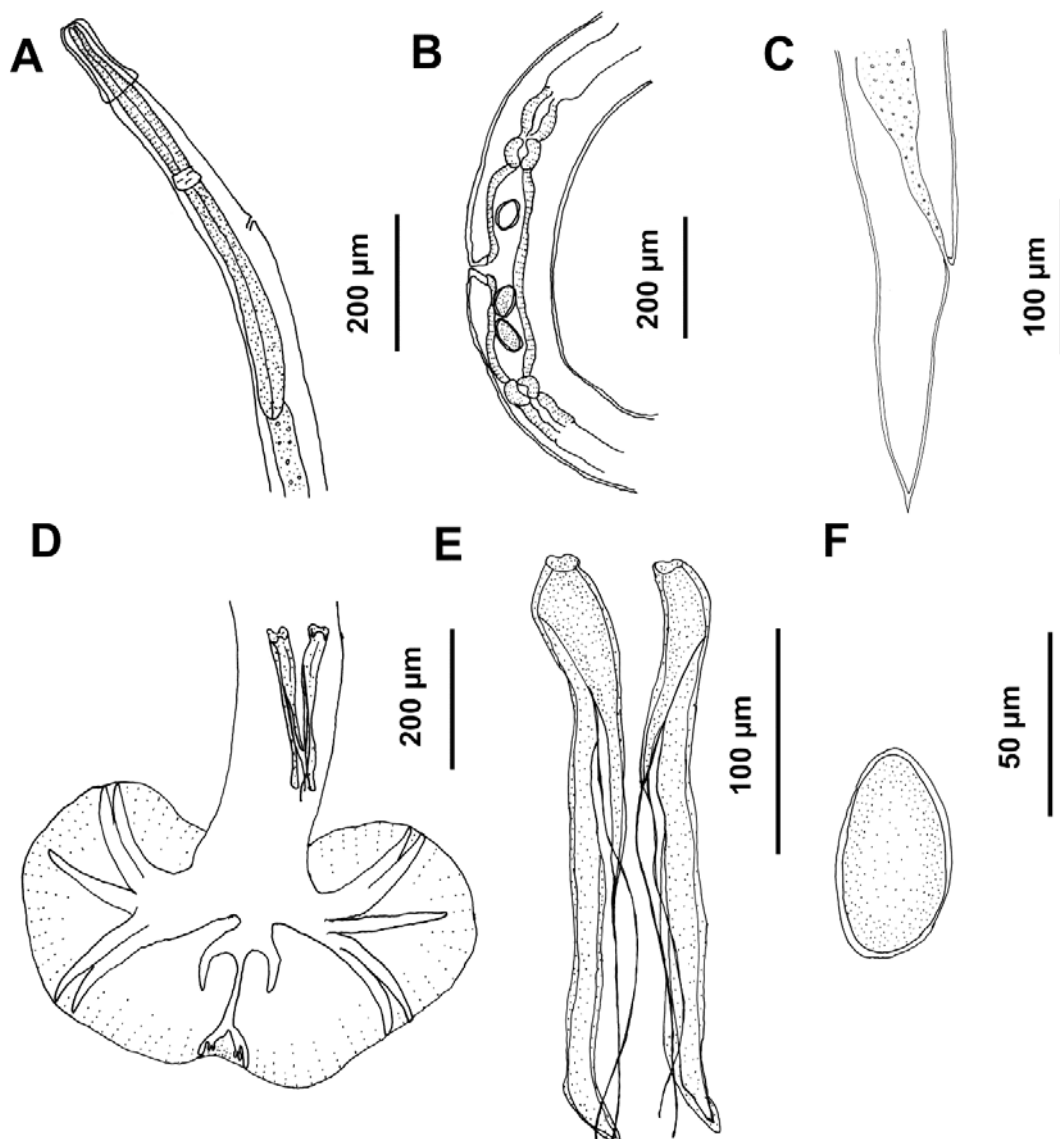
El género *Macielia* está conformado por especies parásitas de marsupiales sudamericanos y xenartros (Navone, 1987). La especie *M. elongata* en particular ha sido descrita para *T. matacus* de Argentina (Formosa y Santiago de Estero) (Navone, 1986). Posteriormente fue reportada para *T. matacus*, *D. septemcinctus* y *Ch. vellerosus* de Copo, Santiago del Estero (Suare et al., 1998). Monferrán y Silveiro Reyes (2014) reportan la presencia de *Macielia* sp. en *T. matacus* de Catamarca, que si bien en ese reporte los helmintos no fueron identificados a nivel específico, por los caracteres observados en las fotografías, es muy probable que se trate de esta especie. *Macielia elongata* es la especie más frecuente para este hospedador y tiene



una distribución amplia en la región chaqueña, tanto en los ambientes del chaco seco como del chaco húmedo, y al ser una especie monoxena, su ciclo no depende de un ambiente próspero para hospedadores intermediarios.

En esta tesis se amplía la distribución geográfica para esta especie, ya que se registra por primera vez en las provincias de Salta y Chaco.

Fig. 3.3.5. *Macielia elongata* A) Esófago B) Vulva y Ovíjector C) Extremo caudal Hembra D) Bursa caudal E) Espículas F) Huevo.



*Macielia chagasi* Travassos, 1935

(Fig. 3.3.6)

En los machos el largo del cuerpo es de $9,82 \pm 0,52$ (8,9-10,35; 10) mm; el ancho máximo $121,8 \pm 16,23$ (100-140; 10). En el extremo anterior (Fig. 3.3.6.A) presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $115,3 \pm 5,14$ (110-123; 10) de largo y $46,9 \pm 2,28$ (45-50; 10) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $631 \pm 37,55$ (590-700; 10) de largo. Alrededor de éste se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $236,11 \pm 20,58$ (200-260; 9) del extremo anterior. El poro excretor es poco nítido y se ubica a una distancia de $295,83 \pm 17,15$ (275-325; 6) del extremo anterior, los deiridos se encuentran a una distancia de $276 \pm 46,02$ (225-325; 5) del extremo anterior. La bursa (Fig. 3.3.6.B) es amplia y trilobulada, la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2 (rayos ventrolaterales y lateroventrales juntos y paralelos dirigidos hacia el extremo anterior del cuerpo, rayo externo lateral separado que no llega al margen y rayos medio lateral y posterolateral juntos y paralelos dirigidos hacia atrás); los rayos externodorsales forman un ángulo recto y el rayo dorsal se divide distalmente en 2 ramas y cada rama se divide en 2 y luego las ramas internas vuelven a bifurcarse nuevamente, papilas prebursales presentes y el lóbulo dorsal está bien desarrollado. Las espículas (Fig. 3.3.6.C) son simétricas y presentan tres procesos terminales distales, dos filiformes y uno grueso, miden $190,5 \pm 10,92$ (170-210; 10) de largo. El gubernaculum (Fig. 3.3.6.D) es baciliforme y mide $95 \pm 18,71$ (65-110; 5) de largo. El télamon es simple, con forma de U invertida (Fig. 3.3.6.E).

En las hembras el largo del cuerpo es de $13,23 \pm 0,95$ (11,70-14,30; 10) mm de largo, mientras que el ancho es de $125 \pm 18,41$ (100-150; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $125,3 \pm 6,29$ (115-135; 10) de largo y $54 \pm 8,29$ (40-70; 10) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $654 \pm 63,63$ (560-750; 10) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $208,75 \pm 35,73$ (160-280; 8) del extremo anterior. El poro excretor es poco nítido y se ubica a una distancia de $320 \pm 29,15$ (280-370; 8) del extremo anterior, los deiridos se encuentran a una distancia de $243,33 \pm 16,63$ (220-265; 6) del extremo anterior. La vulva (Fig. 3.3.6.F) se encuentra a $2271 \pm 197,4$ (2000-2550; 10) del extremo posterior, la vagina mide $37,7 \pm 10,2$ (30-60; 10). El vestíbulo es grande, la mitad anterior pre vulvar mide $300,5 \pm 48,56$ (210-380; 10) de largo y la mitad posterior $269,5 \pm 36,7$ (200-330; 10). Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide $57,3 \pm 8,97$ (40-70; 10) de diámetro y el esfínter posterior mide $294,5 \pm 83,75$ (170-



470; 10), el infundíbulo anterior mide $285,5 \pm 72,7$ (210-450; 10) de largo, mientras que el posterior mide $294,5 \pm 83,75$ (170-470; 10). Las ramas uterinas miden $1158 \pm 384,18$ (610-1750; 10) la anterior y $997,5 \pm 134,88$ (850-1300; 8) la posterior, albergan $40,44 \pm 5,2$ (34-49; 9) y $37,4 \pm 8,51$ (22-53; 10) huevos respectivamente y miden $60,4 \pm 4,45$ (50-65; 10) de largo y $34,9 \pm 4,51$ (30-42; 10) de ancho (Fig. 3.3.6.H). El ano está situado a $172 \pm 24,74$ (140-210; 10) del extremo posterior, la cola es cónica y el extremo es agudo (Fig. 3.3.6.G).

El synlophe, en ambos sexos, en la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.6.J y Fig. 3.3.6.M) está compuesto por 12 crestas continuas de orientación ventral-dorsal, con simetría bilateral, el par de crestas más ventral es el más pequeño y van aumentando de tamaño hasta el 4º par, que es el más lateral y luego vuelve a disminuir de tamaño hacia los pares dorsales. A nivel del esófago (Fig. 3.3.6.I y Fig. 3.3.6.L), el patrón de 12 crestas se mantiene pero las crestas laterales son marcadamente más grandes que el resto y más agudas.

En la mitad posterior del cuerpo, es decir, en la región prebursal de los machos y la región postvulvar de las hembras (Fig. 3.3.6.K y Fig. 3.3.6.N) hay 24 crestas de menor tamaño y de orientación ventral dorsal.

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasypus mazzai* (Yepes, 1933), *Dasypus hybridus* L. y *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865)

Localidades: Formosa; Copo (Santiago del Estero)

Sitio de infección: Estómago

Prevalencia: 100% (1/1) (*D. mazzai*); 11,11% (1/9) (*D. hybridus*); 5,55% (1/17) (*Ch. vellerosus*)

Intensidad media: 72 (*D. mazzai*); 1 (*D. hybridus*); 77 (*Ch. vellerosus*)

Hospedador tipo: *Euphractus sexcinctus* L.

Localidad tipo: Sao Paulo, Brasil

Comentarios

Esta especie fue registrada previamente sólo para su hospedador y localidad tipo (Travassos, 1937). Las hembras fueron pobremente descritas, ya que se menciona



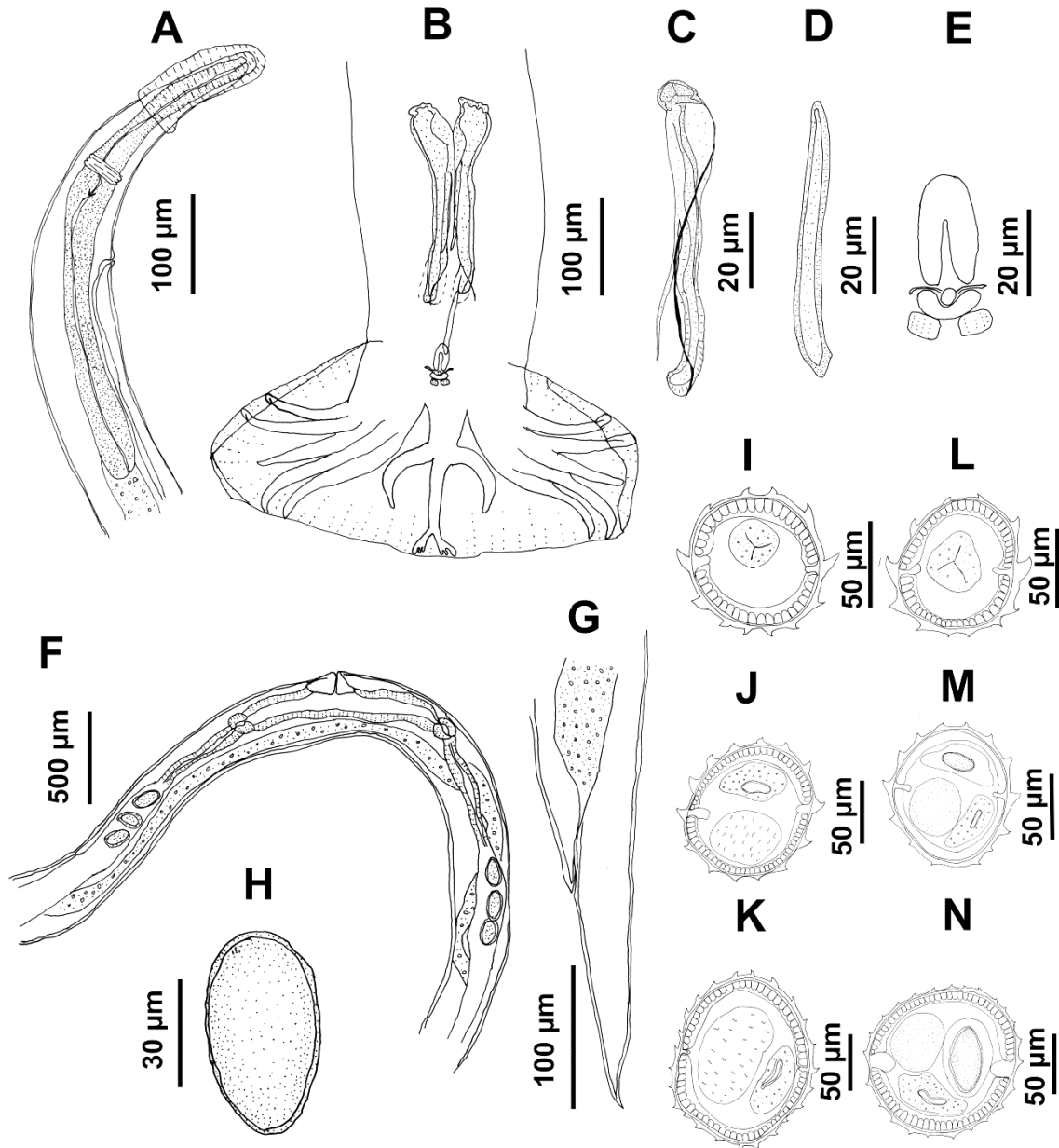
en la descripción de la especie que sólo se observaron 2 ejemplares. En esta tesis, se estudiaron 10 ejemplares hembras, las cuales presentan caracteres que son nuevos aportes para la diagnosis de esta especie, como por ejemplo el detalle del ovijector, que en la descripción original está pobremente caracterizado como “pequeño” mientras que en esta tesis podemos confirmar que en realidad se trata del ovijector más grande del género. Por otro lado, es la primera vez que se describe el synlophe, carácter diagnóstico de este grupo.

Asimismo, en esta tesis se amplía el rango de hospedadores y la distribución geográfica, por lo que las únicas localidades para esta especie serían Sao Paulo y Copo, dando una distribución disyunta. Pero al registrarse en varios hospedadores, podría tratarse de un caso como el de *O. anticlava* en el que se propuso que la distribución es continua, acompañando a los hospedadores en al menos gran parte de su distribución geográfica.

Cabe mencionar también que es la primera vez que se registra este parásito en Argentina.



Fig. 3.3.6. *Macielia chagasi* A) Extremo anterior B) Bursa caudal C) Espículas D) Gubernaculum E) Télamon F) Vulva y ovijector G) Extremo caudal hembra H) Huevo I) Synlophe a nivel del esófago, macho J) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, macho K) Synlophe en la región prebursal L) Synlophe a nivel del esófago, hembra M) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, hembra N) Synlophe en la región postvulvar.



*Macielia macieli* (Travassos, 1915)

(Fig. 3.3.7)

En los machos el largo del cuerpo es de $7,25 \pm 0,26$ (6,96-7,68; 10) mm; el ancho máximo $111,7 \pm 6,82$ (100-123; 10). En el extremo anterior (Fig. 3.3.7.A) presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $70,7 \pm 4,47$ (64-81; 10) de largo y $40,6 \pm 4,06$ (34-48; 10) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $741,43 \pm 13,23$ (724-755; 7) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $187,56 \pm 7,02$ (178-199; 9) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $271,33 \pm 25,79$ (250-300; 3) del extremo anterior, los deiridos no son evidentes. La bursa (Fig. 3.3.7.B) es amplia y trilobulada, la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2 (rayos ventrolaterales y lateroventrales paralelos y de longitud similar dirigidos hacia el extremo anterior del cuerpo, rayo externo lateral separado que no llega al margen y rayos medio lateral y posterolateral paralelos y de longitud similar dirigidos hacia atrás) los rayos externodorsales forman un ángulo recto no tan pronunciado y el rayo dorsal se divide distalmente en 2 ramas, que a su vez se dividen en 2, papilas prebursales presentes y lóbulo dorsal bien desarrollado. Las espículas son simétricas y presentan 2 procesos terminales distales desiguales, miden $137 \pm 5,98$ (122-144; 10) de largo, el gubernaculum está ausente y el cono genital es notorio y quitinizado (Fig. 3.3.7.B).

En las hembras el largo del cuerpo es de $8,61 \pm 0,35$ (8,12-9,06; 10) mm de largo, mientras que el ancho es de $137,1 \pm 12,24$ (124-161; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $76,4 \pm 10,35$ (57-90; 10) de largo y $43 \pm 2,4$ (40-48; 10) de ancho; el esófago, es largo y claviforme, mide $736,4 \pm 67,44$ (580-850; 10) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $182 \pm 10,93$ (162-196; 10) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $278,2 \pm 40,85$ (245-330; 5) del extremo anterior y los deiridos no son evidentes. La vulva (Fig. 3.3.7.C) presenta un par de alas cuticulares a los costados, se encuentra a $1489 \pm 91,98$ (1286-1560; 7) del extremo posterior, la vagina mide $20,7 \pm 1,95$ (18-25; 10). El aparato genital es didelfo, el vestíbulo mide $104,3 \pm 9,63$ (93-125; 10). Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide $30 \pm 3,23$ (25-36; 10) de largo y $46,1 \pm 1,66$ (44-49; 10) de ancho y el esfínter posterior mide $31,5 \pm 2,55$ (27-37; 10) de largo y $46,5 \pm 1,35$ (45-49; 10) de ancho; el infundíbulo anterior mide $92,2 \pm 6,36$ (84-103; 10) de largo, mientras que el posterior mide $99,8 \pm 18,35$ (81-133; 10), las ramas uterinas miden $1059,9 \pm 210,08$ (761-1460; 10) la anterior y



931,4 ± 94,65 (769-1050; 10) la posterior, albergan numerosos huevos que miden 61,7 ± 2,71 (57-65; 10) de largo y 32,3 ± 2 (29-35; 10) de ancho. El ano está situado a 184,2 ± 20,72 (155-210; 10) del extremo posterior que es cónico y aguzado (Fig. 3.3.7.D).

Synlophe: En ambos sexos en la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.7.F y Fig. 3.3.7.I) consta de 12 crestas con disposición equidistantes, con simetría bilateral y las crestas tienen orientación ventral-dorsal. Los 3 pares de crestas más ventrales son de menor tamaño y van aumentando hasta llegar al par más desarrollado que es el 5º par y luego el 6º par que es el más dorsal disminuye de tamaño. En la región del esófago (Fig. 3.3.7.E y Fig. 3.3.7.H), el patrón de 12 crestas se mantiene, los pares más ventrales son los más pequeños y las crestas más laterales son más grandes y agudas. En las hembras, a la altura de la vulva (Fig. 3.3.7.J) las crestas desaparecen y sólo se visualizan 4 crestas dorsales y las dos alas vulvares, luego van apareciendo más crestas hasta que en la región post vulvar (Fig. 3.3.7.K) distal son 14 crestas de tamaño pequeño, mientras que en los machos, en la región prebursal (Fig. 3.3.7.G), las crestas se mantienen en número pero son más pequeñas y de igual tamaño. En la región de las espículas son 14 crestas aún más pequeñas.

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidades: Formosa; Pirané (Formosa)

Sitio de infección: Estómago

Prevalencia: 25% (1/4)

Intensidad media: 139

Hospedador tipo: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Brasil

Otros hospedadores (registros previos): *D. novemcinctus* L., *D. hybridus*, *E. sexcinctus* (Ramirez et al, 1991; Vicente et al., 1997; Ortiz de Rott y Resoagli, 2000; Hoppe y Nascimento, 2007)

Otras localidades (registros previos): Melendez, Valle del Gauca, Colombia



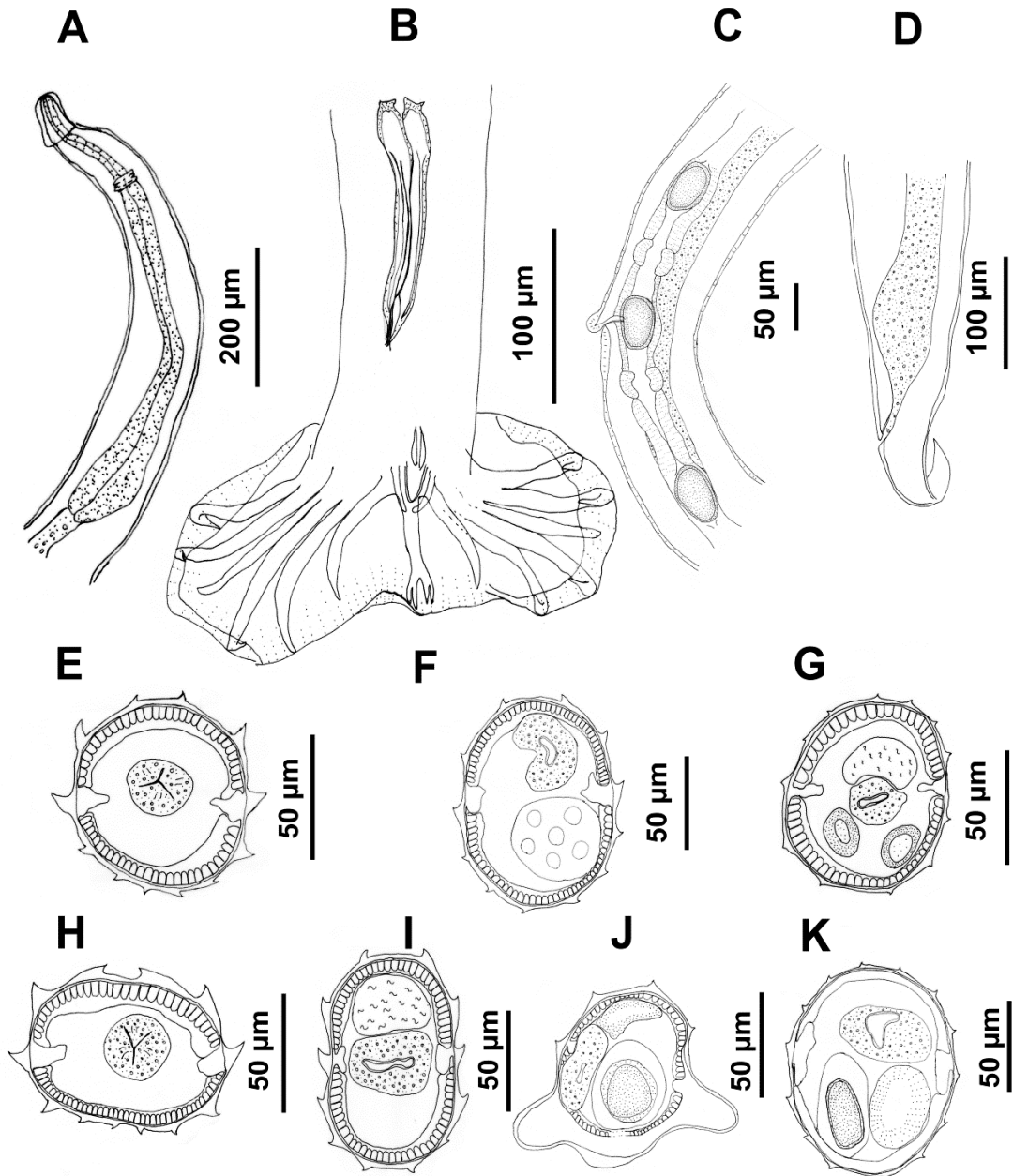
Comentarios

Esta es la especie tipo del género, fue descrita por Travassos en 1915 para armadillos de Brasil, luego Durette Desset (1970) describió el synlophe al nivel de la mitad del cuerpo y aportó nuevos datos morfométricos para la caracterización de la especie, con ejemplares provenientes de *D. novemcinctus* de Colombia. También fue registrada para *D. novemcinctus* de Brasil (Vicente et al., 1997; Hoppe y Nascimento, 2007) y en *D. novemcinctus* y *E. sexcinctus* de Corrientes (Ramirez et al, 1991; Ortiz de Rott y Resoagli, 2000)

En esta tesis se amplía la distribución de esta especie, siendo este el primer registro de la Región chaqueña, y se aportan nuevos datos del synlophe a distintas alturas del cuerpo.



Fig. 3.3.7. *Macielia macieli* A) Extremo anterior B) Bursa caudal C) Vulva y ovijector D) Extremo caudal, hembra E) Synlophe a nivel del esófago, macho F) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, macho G) Synlophe en la región prebursal H) Synlophe a nivel del esófago, hembra I) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, hembra J) Synlophe a la altura de la vulva K) Synlophe en la región postvulvar



*Delicata* Travassos, 1935

Nematodes con cutícula con estriación transversal y longitudinal, hembras con la vulva en la mitad posterior del cuerpo. Aparato genital anfidelfo, Machos con bursa constituida por lóbulos laterales unidos por un lóbulo dorsal pequeño, rayos bursales aislados (Travassos, 1935).

Delicata abbai Ezquiaga, Digiani y Navone, 2012

(Fig. 3.3.8)

Nematodes pequeños, no enrollados.

En los machos el largo del cuerpo es de $2,40 \pm 0,12$ (2,21-2,62; 10) mm; el ancho máximo $59,1 \pm 8,31$ (44-77; 10). En el extremo anterior (Fig. 3.3.8.A) presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $32,44 \pm 2,88$ (29-39; 9) de largo y $24,44 \pm 1,67$ (22-27; 9) de ancho; el esófago mide $250,67 \pm 15,68$ (225-276; 9) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $106,5 \pm 14,76$ (81-127; 8) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $168,5 \pm 24,75$ (151-186; 2) del extremo anterior y los deiridos a 184 ± 0 (184-184; 1). La bursa es trilobulada (Fig. 3.3.8.B), con un lóbulo dorsal diferenciado pero pequeño y los lóbulos laterales con una fina estriación, la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2: rayos ventrolaterales y lateroventrales juntos y paralelos dirigidos hacia el extremo anterior del cuerpo, rayo externo lateral separado y rayos medio lateral y posterolateral juntos en un tronco común, distalmente el rayo externo lateral no llega al margen bursal y los lateral medio y posterolateral tienen sus porciones distales encontradas entre sí, los rayos externodorsales salen de la misma base que el rayo dorsal y el rayo dorsal está bifurcado en el tercio distal en 2 ramas, cada rama dividida en 3 pequeñas ramas secundarias (rayos 9, 10 y fásmidos de tamaño similar); los rayos 9 surgen primero, los rayos 10 y los fásmidos comparten un pequeño tronco. Papilas prebursales presentes. Las espículas son simétricas, pequeñas y complejas, miden $36,2 \pm 5,37$ (28-44; 10) de largo, el gubernaculum es simple y mide $26,2 \pm 4,97$ (21-33; 5).

En las hembras el largo del cuerpo es de $2884,5 \pm 72,22$ (2744-2966; 8) mm de largo, mientras que el ancho es de $68,88 \pm 6,1$ (62-83; 8). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $31,25 \pm 1,75$ (29-34; 8) de largo y $25,75 \pm 1,58$ (23-28; 8) de ancho; el esófago mide $283,57 \pm 30,15$ (257-350; 7) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $115,14 \pm 21,64$ (88-142; 7) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $211 \pm 87,68$ (149-273; 2)



del extremo anterior y los deiridos no fueron observados. La vulva (Fig. 3.3.8.C) se encuentra a $711,75 \pm 69,56$ (573-789; 8) del extremo posterior, la vagina mide $8,38 \pm 1,85$ (6-11; 8). El vestíbulo mide $77 \pm 7,75$ (68-91; 8), se continúa con un aparato genital didelfo, el esfínter anterior mide $17,63 \pm 2,5$ (13-21; 8) de largo y $23,75 \pm 1,58$ (22-27; 8) de ancho y el esfínter posterior mide $18,63 \pm 1,06$ (17-20; 8) de largo y $24,38 \pm 1,85$ (22-27; 8) de ancho. El infundíbulo anterior mide $75,75 \pm 17,24$ (52-101; 8) de largo, mientras que el posterior mide $74,25 \pm 14,55$ (50-96; 8). Las ramas uterinas miden $353,25 \pm 59,77$ (223-417; 8) la anterior y $233,38 \pm 72,56$ (64-300; 8) la posterior, los huevos miden $52,63 \pm 11,82$ (33-68; 8) de largo y $42,5 \pm 19,21$ (26-86; 8) de ancho. El ano está situado a $84,63 \pm 28,3$ (18-109; 8) del extremo posterior. La cola es cónica y aguzada y termina en una espina caudal que mide $10,8 \pm 2,28$ (8-14; 5) (Fig. 3.3.8.D).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasyus novemcinctus* L.

Localidades: Formosa; Pirané (Formosa)

Sitio de infección: Intestino delgado

Otras localidades (registros previos): Bolívar, Buenos Aires

Prevalencia: 25% (1/4)

Intensidad media: 154

Hospedador tipo: *Dasyus hybridus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Bolívar, Buenos Aires

Otros hospedadores: *Dasyus hybridus* (Desmarest, 1804) (Ezquiaga et al., 2012)

Otras localidades (registros previos): Bolívar, Buenos Aires

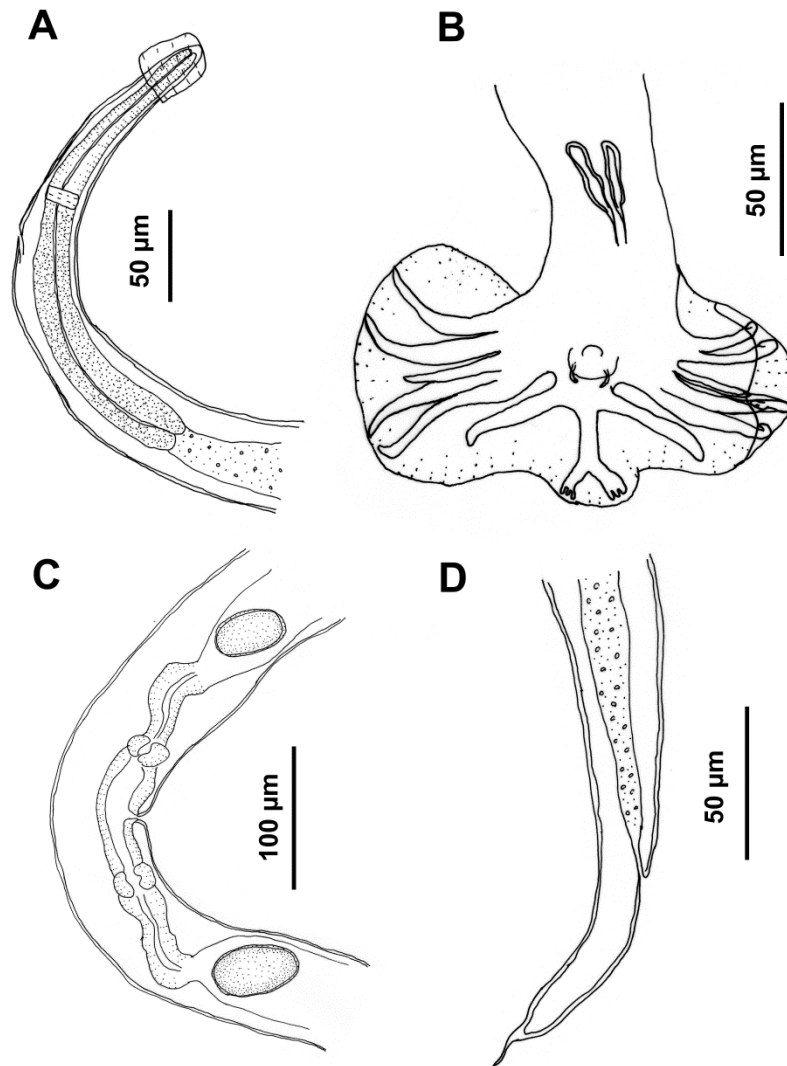
Comentarios

Delicata (Molineidae) incluye once especies distribuidas en la región Neotropical, de ellas, seis parasitan a dasipódidos de Brasil (Travassos, 1937), y cinco parasitan a *Tamandua tetradactyla* (L.) (Myrmecophagidae) de Trinidad (Cameron, 1939) y Brasil (Durette-Desset et al., 1977). Ezquiaga et al. (2012) describen a esta especie en *Dasyus hybridus* de la provincia de Buenos Aires, por lo que en este trabajo se



reporta una nueva asociación parásito-hospedador con *D. novemcinctus* y una nueva localidad para esta especie de helminto.

Fig. 3.3.8. *Delicata abbai* A) Extremo anterior B) Bursa caudal C) Vulva y ovijector D) Extremo caudal, hembra.



*Delicata ransomi* (Travassos, 1921)

(Fig. 3.3.9)

En los machos el largo del cuerpo es de $5,00 \pm 0,63$ (4,39-6,44; 9) mm; el ancho máximo $123,33 \pm 13,49$ (110-145; 9). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $77,78 \pm 5,29$ (72-86; 9) de largo y $41,89 \pm 13,68$ (29-76; 9) de ancho; el esófago mide $355,38 \pm 62,37$ (257-470; 8) de largo (Fig. 3.3.9.A). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $171,88 \pm 15,62$ (139-188; 8) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $339,5 \pm 100,66$ (200-438; 4) del extremo anterior y los deiridos a $266,4 \pm 28,15$ (230-291; 5). La bursa es amplia y trilobulada, la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2 (Fig. 3.3.9.D). Los rayos ventrolateral y lateroventral se originan de un tronco común dirigidos anteriormente y llegando al margen de la bursa. Rayos lateral anterior, lateral medio y lateral posterior comparten un tronco en común y divergen anteriormente, lateralmente y posteriormente respectivamente y el rayo lateral anterior no llega al margen bursal. Los rayos externo-dorsales emergen de un tronco común con el rayo dorsal, y éste último se bifurca en 2 ramas que luego se trifurcan. Las espículas son simétricas y complejas, miden $185,67 \pm 21,02$ (142-210; 9) de largo y el gubernaculum es simple y esclerotizado, mide $125 \pm 8,21$ (115-139; 7) de largo.

En las hembras el largo del cuerpo es de $5,72 \pm 1,12$ (3,05-7,08; 10) mm de largo, mientras que el ancho es de $142,4 \pm 8,71$ (130-152; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $78,7 \pm 2,31$ (75-82; 10) de largo y $46,4 \pm 6,64$ (36-58; 10) de ancho; el esófago mide $380 \pm 27,43$ (319-400; 10) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $168,9 \pm 25,16$ (130-201; 10) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $337,75 \pm 17,99$ (311-350; 4) del extremo anterior y los deiridos a $350,75 \pm 25,75$ (333-389; 4). La vulva (Fig. 3.3.9.B) se encuentra a $1376,5 \pm 42,81$ (1300-1441; 10) del extremo posterior, la vagina mide $25,63 \pm 3,78$ (20-30; 8). El aparato genital es didelfo, el vestíbulo mide $358,7 \pm 35,93$ (260-383; 10). Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide $31,9 \pm 6,87$ (17-44; 10) de diámetro y el esfínter posterior mide $34,5 \pm 4,86$ (26-43; 10). El infundíbulo anterior mide $99,7 \pm 4,35$ (91-106; 10) de largo, mientras que el posterior mide $102,3 \pm 6,52$ (93-113; 10), los huevos miden $54,6 \pm 4,65$ (49-62; 10) de largo y $28,4 \pm 3,2$ (25-36; 10) de ancho. El ano está situado a $132,44 \pm 5,68$ (125-142; 9) del extremo posterior (Fig. 3.3.9.C).



Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Reserva Pellegrini (Tucumán); Formosa (Formosa); Anta, Quebrada de Agua Linda, Dragones (Salta); Chamental (La Rioja); Suncho Corral (Santiago del Estero); Río Muerto (Chaco)

Sitio de infección: Intestino delgado

Hospedador tipo: *Cabassous unicinctus* L.

Otros hospedadores (registros previos): *Dasyus novemcinctus* L., *Euphractus sexcinctus* L., *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Chaetophractus vellerosus* Gray, 1865 y *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Río de Janeiro, Brasil

Otras localidades (registros previos): Estados de Río y Paraíba (Brasil); Mendoza, Buenos Aires, Córdoba y San Luis.

Prevalencia: 25% (1/4) (*Ch. villosus*); 5,88% (1/17) (*Ch. vellerosus*); 48,57% (17/35) (*Tolypeutes matacus*)

Intensidad media: 34 (*Ch. villosus*); 54 (*Ch. vellerosus*); 51,35 (1-204) (*Tolypeutes matacus*)

Otros hospedadores (registros previos): *Dasyus novemcinctus* L., *Euphractus sexcinctus* L., *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Chaetophractus vellerosus* Gray, 1865 y *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804) (Hoppe et al., 2009; Ezquiaga, 2013)

Otras localidades (registros previos): Estados de Río y Paraíba (Brasil); Mendoza, Buenos Aires, Córdoba y San Luis

Comentarios

Esta especie fue descrita por Travassos (1921) como *Ostertagia ransomi*, parásita de *Cabassous unicinctus* y *Dasyus novemcinctus* en Brasil. Posteriormente Travassos (1935) creó el género *Delicata* y transfirió *Ostertagia ransomi* a este género, teniendo en cuenta el desarrollo de los lóbulos laterales de la bursa caudal y la reducción de los rayos dorsales. Hoppe et al. (2009) reportaron en *E. sexcinctus* una especie que



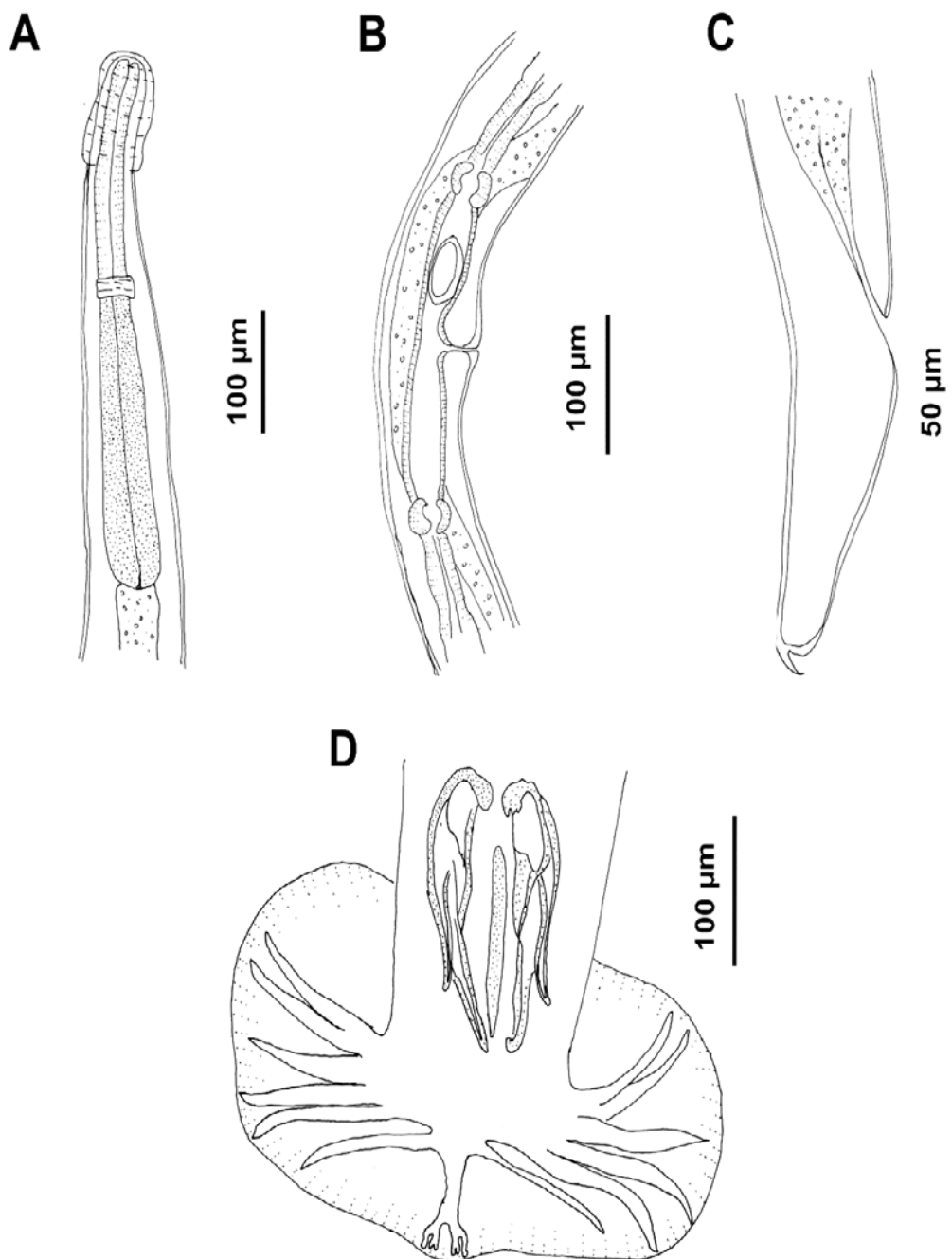
identificaron como *Delicata ransomi*, y basados en características del synlophe y en la ausencia de alas laterales, transfirieron la especie a *Hadrostrongylus*.

Luego Ezquiaga et al. (2012) propusieron que la definición de *Hadrostrongylus* era ambigua porque el género *Delicata* no fue redefinido, y el synlophe de la especie tipo permanece desconocido, por lo que cualquier especie que tenga un synlophe orientado ventro-dorsalmente y que carezca de alas laterales podría ser incluido tanto en *Hadrostrongylus* como en *Delicata*, entonces consideró a *Hadrostrongylus* como sinónimo de *Delicata* continuando con la denominación de *Delicata* para la especie *ransomi* (Ezquiaga et al., 2012). También se reportaron especímenes de *Delicata ransomi* en *Ch. villosus*, *Ch. vellerosus* y *Z. pichiy*, dándose a conocer la presencia de *D. ransomi* en Argentina y registrándose nuevas especies hospedadoras para esta especie que hasta el presente sólo era conocida para Brasil.

En este trabajo se amplía el rango de hospedadores, confirmando la presencia de este parásito en *T. matacus* y se amplía la distribución con la presencia en las provincias de Tucumán, Formosa, Salta, La Rioja, Santiago del Estero y Chaco.



Fig. 3.3.9. *Delicata ransomi* A) Esófago B) Vulva y ovijector C) Extremo caudal, hembra D) Bursa caudal.



*Delicata uncinata* Travassos, 1935

(Fig. 3.3.10)

En los machos el largo del cuerpo es de $2,51 \pm 0,22$ (2,15-2,85; 10) mm; el ancho máximo $72,6 \pm 7,73$ (62-82; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $50,6 \pm 7$ (40-64; 10) de largo y $41,1 \pm 9,33$ (27-53; 10) de ancho; el esófago mide $274,6 \pm 31,92$ (196-300; 10) de largo (Fig. 3.3.10.A). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $122,75 \pm 19,75$ (101-165; 8) del extremo anterior. El poro excretor se ubica hacia la mitad posterior del esófago a una distancia de $139 \pm 3,61$ (135-142; 3) del extremo anterior y los deiridos no fueron observados. La bursa (Fig. 3.3.10.B). es amplia y trilobulada, la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2. Los rayos ventrales se originan de un tronco común dirigidos anteriormente y llegando al margen de la bursa. Rayos lateral anteriores largos y dirigidos lateralmente, llegan al margen bursal, rayos lateral medio y lateral posterior comparten un tronco en común y divergen anteriormente hasta el margen bursal. Los rayos externo-dorsales emergen de un tronco común con el rayo dorsal, y éste último se bifurca en 2 ramas que luego se bifurcan en dos ramas y luego solo las ramas internas se vuelven a bifurcar (Fig. 3.3.10.C). Las espículas son simétricas y tienen forma de gancho, miden $71,8 \pm 6,25$ (58-80; 10) de largo (Fig. 3.3.10.D) y el gubernaculum, pobremente esclerotizado, mide 50 ± 0 (50-50; 2) de largo (Fig. 3.3.10.E).

Synlophe: en la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.10.I). Presenta 26 crestas bajas, posee simetría bilateral. A nivel del esófago (Fig. 3.3.10.H) la morfología general es similar, pero presenta 16 crestas. En la región prebursal (Fig. 3.3.10.J) posee el mismo patrón de crestas bajas pero su número es 28.

En las hembras el largo del cuerpo es de $5,18 \pm 0,48$ (3,99-5,67; 10) mm de largo, mientras que el ancho es de $88,2 \pm 3,52$ (83-93; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $60,56 \pm 6,93$ (51-73; 9) de largo y $46,22 \pm 6,26$ (36-53; 9) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $334,1 \pm 15,95$ (299-350; 10) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $130,3 \pm 12,09$ (108-141; 10) del extremo anterior. El poro excretor se ubica hacia la mitad posterior del esófago a una distancia de $136,75 \pm 8,31$ (120-145; 8) del extremo anterior y los deiridos no fueron observados. La vulva presenta un ala cuticular lateral impar (Fig. 3.3.10.F) y se encuentra a $1189,33 \pm 191,21$ (705-1321; 9) del extremo posterior, la vagina mide $25,5 \pm 3,21$ (21-30; 8). El aparato genital es didelfo, el



vestíbulo mide $116,38 \pm 12,44$ (100-133; 8) en su mitad anterior y $100,44 \pm 12,86$ (92-134; 9) en su mitad posterior. Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide $31 \pm 3,43$ (26-37; 9) de diámetro y el esfínter posterior mide $31,22 \pm 1,64$ (28-33; 9). El infundíbulo anterior mide $68,78 \pm 8,29$ (56-77; 9) de largo, mientras que el posterior mide $66,63 \pm 7,01$ (57-75; 8), los huevos miden $62,67 \pm 4,21$ (55-67; 9) de largo y $29,56 \pm 1,33$ (27-31; 9) de ancho. El ano está situado a $101,44 \pm 10,19$ (90-115; 9) del extremo posterior (Fig. 3.3.10.G).

Synlophe: En la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.10.L) presenta 26 crestas bajas con simetría bilateral. A nivel del esófago (Fig. 3.3.10.K) la morfología general es similar pero presenta 16 crestas y en la región vulvar (Fig. 3.3.10.M) presenta un ala cuticular lateral y 8 crestas dorsales. En la región post vulvar cercana al ano (Fig. 3.3.10.N) posee el mismo patrón de crestas bajas pero con 28 crestas.

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Cabassous chacoensis* (Wetzel, 1980)

Localidades: Quimilí (Santiago del Estero), Localidad desconocida (Región chaqueña argentina)

Sitio de infección: Intestino delgado

Otras localidades (registros previos): No se registraron

Prevalencia: 75% (3/4)

Intensidad media: 1615,67 (17-4578)

Hospedador tipo: *Cabassous unicinctus* (L.)

Otros hospedadores: no se registraron

Localidad tipo: Sao Paulo, Brasil

Comentarios

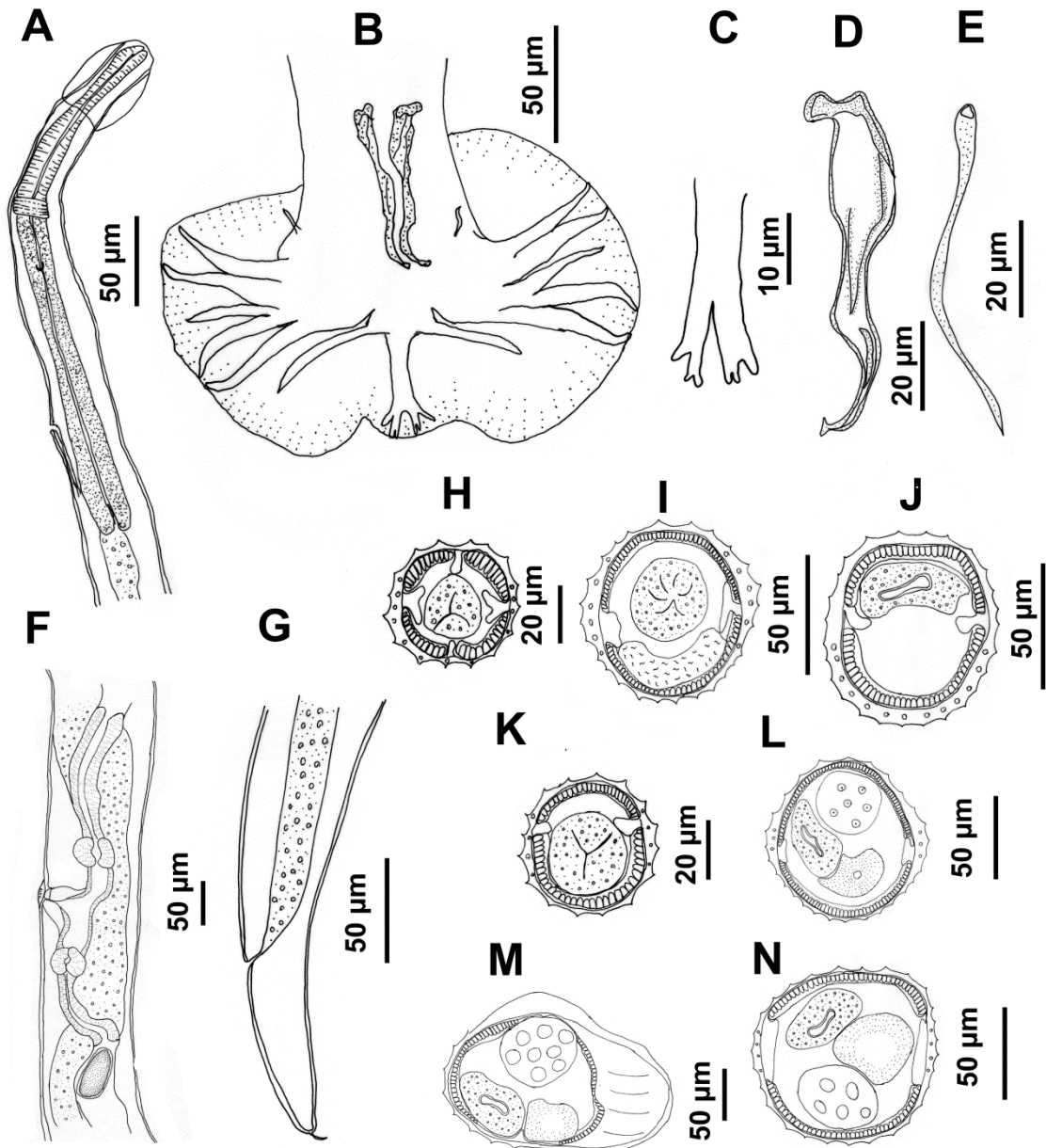
Esta especie fue solo reportada para su hospedador y localidad tipo por Travassos en el año 1935. Por lo que este hallazgo, representa un nuevo registro hospedatorio y una nueva localidad para su distribución geográfica, siendo el primer registro para Argentina, para la región chaqueña y para *C. chacoensis*.



Además se aportan nuevos caracteres morfológicos de esta especie parásita, ya que hasta el momento se desconocía el synlophe, en el que además, se observaron perforaciones intracuticulares en ambos sexos, las cuales presentan un patrón definido: En los machos, a nivel de la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.10.I) presentan 6 perforaciones intracuticulares circulares en cada lateral, a nivel del esófago (Fig. 3.3.10.H), 4 en cada lateral y 4 ventrales y en la región prebursal (Fig. 3.3.10.J), 13 en la región lateroventral. En las hembras a nivel de la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.10.L) presentan 3 perforaciones intracuticulares circulares en cada lateral y tanto a nivel del esófago como en la región postvulvar (Fig. 3.3.10.K y M), presentan 4 en cada lateral. Este carácter ha sido observado además en *D. abbai* (Ezquiaga et al., 2012) en donde en varios cortes del synlophe se observan estas perforaciones intracuticulares circulares, sin embargo, no fueron descriptas explícitamente. Estudios más minuciosos podrán dilucidar el valor de este carácter en el género *Delicata*.



Fig. 3.3.10. *Delicata uncinata* A) Esófago B) Bursa caudal C) Rayo dorsal D) Espícula E) Gubernaculum F) Vulva y Ovíjector G) Extremo caudal, hembra H) Synlophe a nivel del esófago, macho I) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, macho J) Synlophe en la región prebursal K) Synlophe a nivel del esófago, hembra L) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, hembra M) Synlophe a la altura de la vulva N) Synlophe en la región postvulvar.



*Delicata* sp.1

(Fig. 3.3.11)

En los machos el largo del cuerpo es de $3,86 \pm 0,61$ (2,94-4,67; 10) mm; el ancho máximo $99,6 \pm 11,69$ (83-121; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $78,5 \pm 8,32$ (64-87; 10) de largo y $42,6 \pm 4,67$ (36-52; 10) de ancho; el esófago, es largo y claviforme, mide $329 \pm 70,74$ (167-426; 10) de largo (Fig. 3.3.11.A). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $142,67 \pm 39,62$ (88-200; 9) del extremo anterior que divide al esófago en una porción muscular anterior al anillo nervioso y una región glandular posterior. El poro excretor es conspicuo y se ubica a una distancia de $446,25 \pm 58,22$ (395-530; 4) del extremo anterior y los deiridos a $243,2 \pm 55,97$ (187-303; 5). La bursa (Fig. 3.3.11.B) es amplia y trilobulada con pequeñas estriaciones, con un lóbulo dorsal bien definido la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2. Los rayos ventrales se originan de un tronco común y se dirigen anteriormente y llegando al margen de la bursa. Rayos lateral anteriores largos y dirigidos lateralmente y levemente hacia adelante que no llegan al margen bursal, rayos lateral medio y lateral posterior comparten un tronco en común y divergen posteriormente hasta el margen bursal. Los rayos externo-dorsales emergen de un tronco común con el rayo dorsal, y éste último se bifurca en 2 ramas que luego se bifurcan en dos ramas y luego solo las ramas internas se vuelven a bifurcar. Cono genital bien desarrollado. Las espículas (Fig. 3.3.11.C) son simétricas y presentan dos procesos terminales distales anchos y un talón, miden $152,7 \pm 18,29$ (130-184; 10) de largo y el gubernaculum $106,4 \pm 6,67$ (96-117; 10).

Synlophe: En la parte media del cuerpo (Fig. 3.3.11.E) el synlophe posee simetría bilateral, está conformado por 14 crestas de orientación ventral-dorsal cuyo par más ventral es pequeño y las crestas a medida que se hacen más laterales aumentan de tamaño, y luego en la parte dorsal disminuyen nuevamente de tamaño. En la región del esófago (Fig. 3.3.11.D) este patrón se mantiene pero el número de crestas se reduce a 13. En la región pre-bursal (Fig. 3.3.11.F), las 14 crestas se mantienen pero son de tamaño uniforme, más pequeñas.

En las hembras el largo del cuerpo es de $5,42 \pm 1,01$ (3,94-6,79; 10) mm de largo, mientras que el ancho es de $105,3 \pm 9,07$ (93-120; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $79,3 \pm 8,88$ (63-89; 10) de largo y $49,5 \pm 5,25$ (42-58; 10) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $377,1 \pm 43,53$ (301-434; 10) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia



de $188,5 \pm 27,68$ (145-231; 10) del extremo anterior. El poro excretor es conspicuo y se ubica a una distancia de $421,33 \pm 44,56$ (370-450; 3) del extremo anterior y los deiridos a $281,5 \pm 29,08$ (240-308; 4). La vulva (Fig. 3.3.11.G) se encuentra a $1348 \pm 156,51$ (1084-1568; 10) del extremo posterior y posee un ala lateral cuticular, la vagina mide $29,9 \pm 4,38$ (23-37; 10). El aparato genital es didelfo, el vestíbulo mide $140,9 \pm 21,38$ (108-184; 10) en su mitad anterior y $132,6 \pm 26,51$ (90-176; 10) en su mitad posterior. Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide $33,9 \pm 2,38$ (30-38; 10) de diámetro y el esfínter posterior mide $35,3 \pm 4,32$ (27-43; 10), el infundíbulo anterior mide $105,7 \pm 15,51$ (76-126; 10) de largo, mientras que el posterior mide $106,2 \pm 12,87$ (82-125; 10). La rama uterina anterior mide $528,4 \pm 126,99$ (344-700; 10) y la posterior $540,8 \pm 90,99$ (401-684; 10), los huevos miden $49,83 \pm 4,88$ (46-59; 6) de largo y $31,5 \pm 4,42$ (26-38; 6) de ancho (Fig. 3.3.11.I). El ano está situado a $113,3 \pm 11,64$ (90-128; 10) del extremo posterior. La cola es cónica y termina en una espina caudal que mide $14,25 \pm 2,6$ (11-18; 8) de longitud (Fig. 3.3.11.H).

Synlophe: En la parte media del cuerpo (Fig. 3.3.11.K) el synlophe posee simetría bilateral, está conformado por 14 crestas de orientación ventral-dorsal cuyo par más ventral es pequeño y las crestas a medida que se hacen más laterales aumentan de tamaño, y luego en la parte dorsal disminuyen nuevamente de tamaño. En la región del esófago (Fig. 3.3.11.J) este patrón se mantiene pero el número de crestas se reduce a 10. En la región post-vulvar, las 14 crestas se mantienen pero son de tamaño uniforme, más pequeñas (Fig. 3.3.11.L).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Cabassous chacoensis* (Wetzel, 1980), *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Copo (Santiago del Estero)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 25% (1/4) (*C. chacoensis*); 50% (2/4) (*Ch. villosus*)

Intensidad media: 2 (*C. chacoensis*); 61(4-118) (*Ch. villosus*)

Comentarios

Estos especímenes están incluidos en *Delicata* Travassos, 1935 (Trichostrongylina,



Molineidae, Anoplostrongylinae) por los siguientes caracteres: hembras anfidelfas, con abertura vulvar en la mitad posterior del cuerpo, cola cónica con una espina terminal; espículas complejas.

Hasta la fecha, *Delicata* se compone de 12 especies: *D. delicata* (Travassos, 1921); *D. ransomi* (Travassos, 1921); *D. khalili* (Travassos, 1928); *D. appendiculata* (Travassos, 1928); *D. uncinata* Travassos, 1935; *D. variabilis* Travassos, 1935; *D. similis* Travassos, 1935; *D. cameroni* Travassos, 1935; *D. pseudoappendiculata* Cameron, 1939; *D. perronae* Durette-Desset, Chabaud y Cassone, 1977; *D. soyerae* Durette-Desset, Chabaud Cassone, 1977 y *Delicata abbai* Ezquiaga, Digiani y Navone, 2012.

Delicata khalili, *D. appendiculata*, *D. pseudoappendiculata*, *D. perronae* y *D. soyerae* son parásitos de *T. tetradactyla* (L.) (Xenarthra: Myrmecophagidae) de Trinidad y Brasil. Estas especies pueden diferenciarse de los ejemplares estudiados aquí porque tienen espículas relativamente largas, con mango y lámina poco diferenciados y con extremos distales complejos: serrados, crenulados o divididos.

De las especies que parasitan a armadillos, *D. cameroni*, *D. variabilis* y *D. abbai* se diferencian de *Delicata* sp.1 porque poseen espículas pequeñas y simples y las hembras poseen tubérculos caudales terminales.

Por la morfología de las espículas y la ausencia de tubérculos caudales terminales, los especímenes estudiados aquí se parecen a *D. delicata*, *D. ransomi*, *D. similis* y *D. uncinata*.

La especie estudiada en el presente trabajo se parece a *D. delicata* porque posee espículas complejas y membrana bursal dorsal estriada y diferenciada, pero se diferencia porque las espículas y el gubernaculum son más grandes (152 vs. 99 y 106 vs. 56, respectivamente), además las papilas prebursales son pedunculadas y largas en *D. delicata*, en contraposición de las papilas pequeñas y sésiles de los especímenes de esta especie. Otra de las diferencias es la presencia de un ala vulvar en las hembras, carácter que en *D. delicata* está ausente.

Delicata sp. 1 se parece a *D. ransomi* por poseer espículas complejas de una longitud similar (130-184 vs. 163-170) pero se diferencian porque las espículas de *D. ransomi* poseen un talón mucho más marcado, el proceso más largo posee una curvatura y el proceso más corto es ancho en la base y puntiagudo en el extremo distal, en cambio las espículas de *Delicata* sp. 1 poseen un talón menos pronunciado, los dos procesos son rectos y de puntas romas. El gubernaculum es más grande en *D. ransomi* (127-



142 vs. 96-117). Las papilas prebursales son pedunculadas en *D. ransomi* mientras que en *Delicata* sp. 1 son sésiles. Además la hembra de *D. ransomi* carece de ala vulvar.

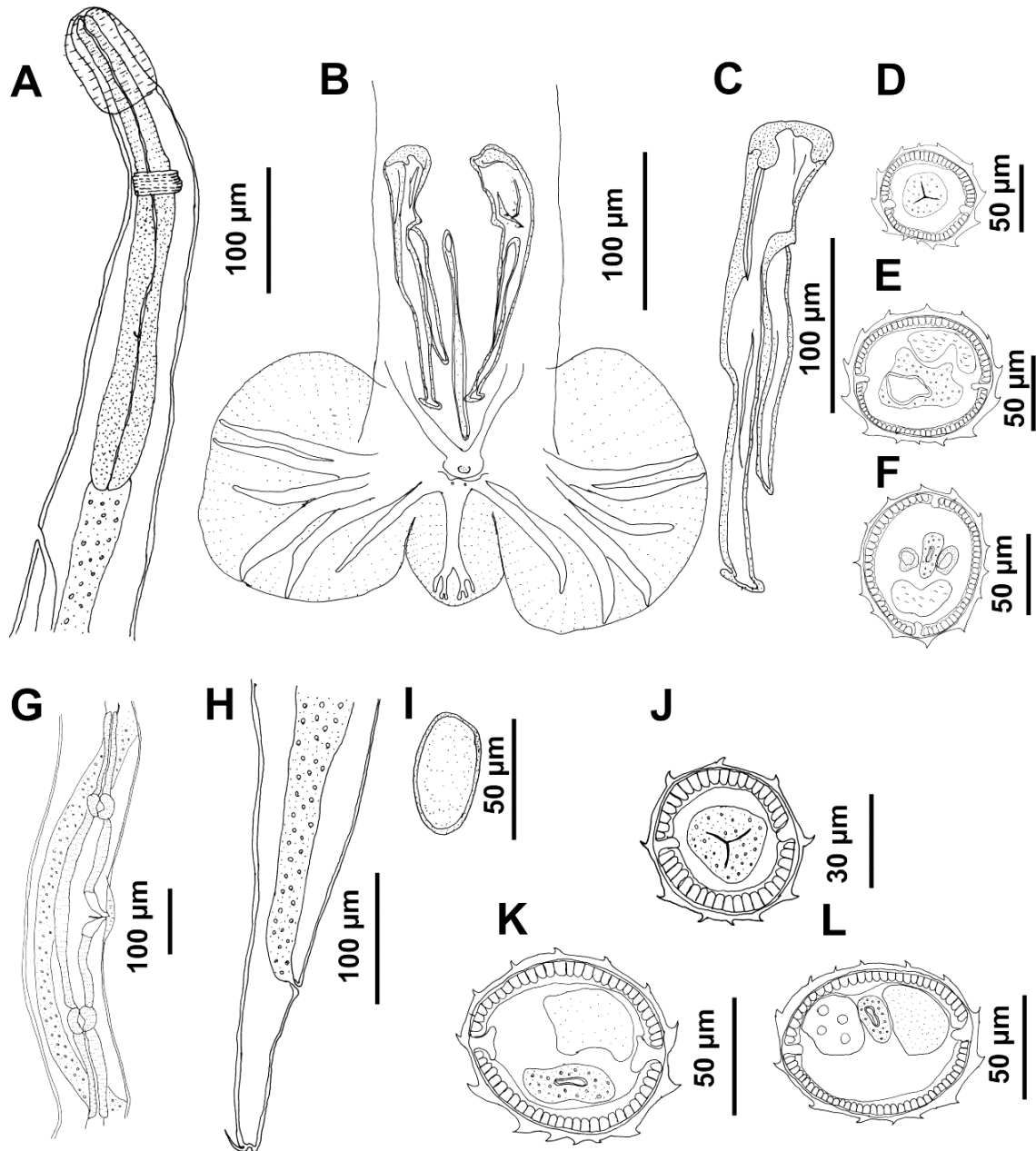
Los especímenes estudiados se parecen a *D. similis* en cuanto a que ambos poseen espículas complejas, pero en *D. similis* son bastante más pequeñas (81 vs. 150) y además uno de los procesos termina en punta fina, mientras que en *Delicata* sp. 1 los dos procesos terminan en punta roma. Las hembras de *D. similis* no fueron descritas, por lo que no hay caracteres comparables con la especie estudiada aquí, sin embargo, los caracteres diagnósticos del macho permiten diferenciarlas muy bien.

Delicata sp. 1 se parece a *D. uncinata* porque las hembras presentan un ala vulvar, sin embargo, el vestíbulo del ovijector en la especie tratada aquí es el doble de largo que en *D. uncinata*. Y en el caso de los machos, las espículas de *D. uncinata* son ligeramente más pequeñas y además poseen uno de los procesos notoriamente curvado a modo de gancho. Otra de las diferencias con esta especie son las papilas prebursales, que en *D. uncinata* son pedunculadas, mientras que en *Delicata* sp. 1 son sésiles.

Además de estos caracteres, el patrón de crestas que presenta el synlophe es único, se diferencia del synlophe de otras especies del género en el número y disposición de las crestas y junto con el resto de los caracteres diagnósticos la diferencian como una especie distinta a todas las conocidas dentro del género.



Fig. 3.3.11 *Delicata* sp. 1 A) Esófago B) Bursa caudal C) Espícula D) Synlophe a nivel del esófago, macho E) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, macho F) Synlophe en la región prebursal G) Vulva y Ovíjector H) Extremo caudal, hembra I) Huevo J) Synlophe a nivel del esófago, hembra K) Synlophe a nivel de la mitad del cuerpo, hembra L) Synlophe en la región postvulvar.



*Moennigia* Travassos, 1935

Nematodes parásitos de xenartros. Hembras con la vulva cerca del ano, rama genital posterior atrofiada o rudimentaria, machos con bursa amplia, simétrica, lóbulo dorsal pequeño y estriado transversalmente. Telamon presente (Gibbons, 2010)

Este género comprende unas 21 especies que se distribuyen en la región neotropical y son parásitas de xenartros y marsupiales (Ezquiaga y Navone, 2014).

Moennigia celinae Ezquiaga y Navone, 2014

(Fig. 3.3.12)

En los machos el largo del cuerpo es de $2,12 \pm 0,31$ (1,85-2,85; 8) mm; el ancho máximo $60,25 \pm 1,28$ (58-62; 8). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $39,38 \pm 3,46$ (35-46; 8) de largo y $24,5 \pm 0,93$ (23-26; 8) de ancho; el esófago mide $297,33 \pm 6,51$ (291-304; 3) de largo (Fig. 3.3.12.A). Alrededor de este se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $136,63 \pm 20,3$ (94-161; 8) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $205,8 \pm 34,91$ (157-255; 5) del extremo anterior y los deiridos a $157,5 \pm 3,79$ (152-160; 4). Bursa amplia (Fig. 3.3.12.C), la disposición de los rayos es de tipo 2-1-2, rayos ventrales con un tronco común, dirigidos anteriormente, rayo lateral anterior, lateral medio y lateral posterior dirigidos posteriormente, rayos externodorsales salen de un tronco en común con el rayo dorsal y se dirigen posteriormente sin llegar al margen bursal, rayo dorsal trifurcado y la rama interna distal bifurcada. Cono genital presente, hay papilas prebursales. Las espículas están bien esclerotizadas y miden $139,5 \pm 12,78$ (126-168; 8) de largo y el gubernaculum $58,33 \pm 1,53$ (57-60; 3).

En las hembras el largo del cuerpo es de $2,44 \pm 0,23$ (2,16-2,79; 7) mm de largo, mientras que el ancho es de $69,86 \pm 5,52$ (64-76; 7). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $45,29 \pm 4,57$ (38-50; 7) de largo y $29,71 \pm 4,39$ (24-35; 7) de ancho; el esófago es largo y claviforme, mide $372,29 \pm 14,35$ (352-395; 7) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $127,14 \pm 45,22$ (48-180; 7) del extremo anterior. El poro excretor se ubica hacia la mitad anterior del esófago a una distancia de $252,5 \pm 45,96$ (220-285; 2) del extremo anterior y los deiridos a $175 \pm 125,87$ (86-264; 2). La vulva (Fig. 3.3.12.B) se encuentra a $107,29 \pm 17,24$ (76-125; 7) del extremo posterior y posee una expansión cuticular, la vagina mide $12,14 \pm 4,45$ (9-22; 7). Aparato genital didelfo, con la rama posterior atrofiada. El vestíbulo mide $35,43 \pm 4,04$ (29-40; 7). Se continúa con un esfínter que mide $27,86 \pm$



4,6 (23-35; 7) de largo y $33,14 \pm 6,15$ (22-41; 7) de ancho, el infundíbulo mide $52,29 \pm 14,77$ (20-64; 7) de largo. La rama uterina mide $412,43 \pm 92$ (233-545; 7) y los huevos que miden $63 \pm 6,38$ (56-70; 7) de largo y $37,14 \pm 3,18$ (33-42; 7) de ancho. El ano está situado a $38,14 \pm 7,69$ (31-53; 7) del extremo posterior (Fig. 3.3.12.B).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasyus novemcinctus* L., *Euphractus sexcinctus* L.

Localidades: Pirané (Formosa)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 25% (1/4) (*D. novemcinctus*); 50% (3/6) (*E. sexcinctus*)

Intensidad media: 113 (*D. novemcinctus*); 51 (5-67) (*E. sexcinctus*)

Hospedador tipo: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865)

Localidad tipo: Pellegrini, Provincia de Buenos Aires

Otros hospedadores (registros previos): *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804) (Ezquiaga y Navone, 2014)

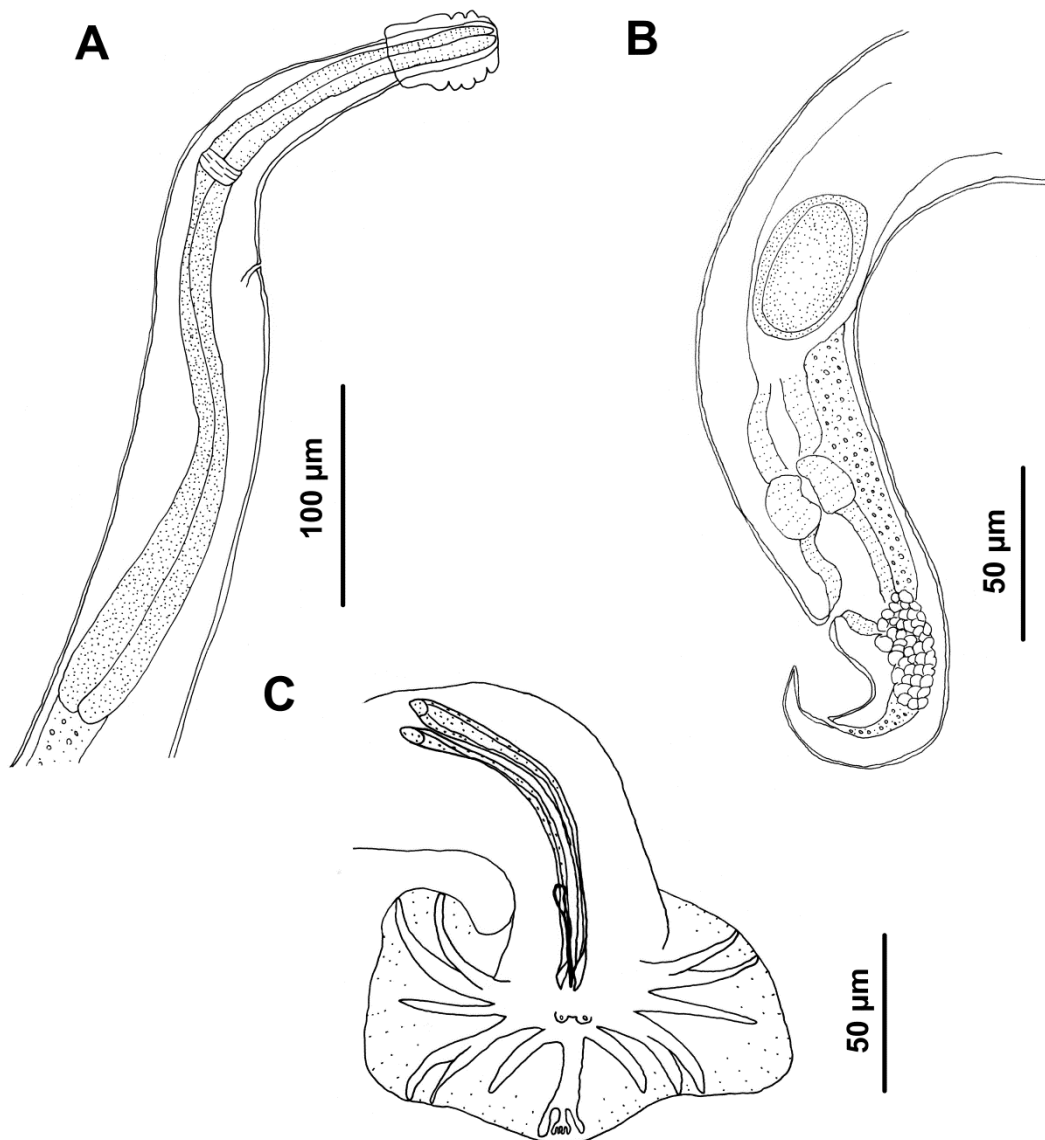
Otras localidades (registros previos): Pellegrini, Provincia de Buenos Aires

Comentarios

Esta especie ha sido descrita para *Ch. villosus* y *Ch. vellerosus* de Buenos Aires (Ezquiaga y Navone, 2014), por lo que en la presente tesis se aportan nuevas asociaciones parásito hospedador al sumarse como hospedadores *D. novemcinctus* y *E. sexcinctus*. Además se amplía la distribución geográfica de esta especie, ya que es la primera vez que se registra en la provincia de Formosa.



Fig. 3.3.12 *Moennigia celinae* A) Esófago B) Extremo caudal, vulva y ovijector C) Bursa caudal.



*Moennigia moennigi* Travassos, 1935

(Fig. 3.3.13)

En los machos el largo del cuerpo es de $2,16 \pm 0,10$ (1,987-2,298; 10) mm; el ancho máximo $60,3 \pm 3,56$ (54-66; 10). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $49,7 \pm 2,21$ (45-52; 10) de largo y $26,3 \pm 2,95$ (19-30; 10) de ancho; el esófago (Fig. 3.3.13.A) mide $392,67 \pm 21,66$ (358-440; 9) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $145,67 \pm 18,57$ (120-168; 9) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $179,33 \pm 1,15$ (178-180; 3) del extremo anterior y los deiridos no se observaron. Bursa amplia, con estriaciones en los lóbulos, la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2, rayos ventrales juntos, iguales en longitud y ligeramente apartados, dirigidos hacia adelante, rayo lateral anterior más grueso, aislado y no llega al margen bursal, rayos laterales medios y posterior más delgados que los ventrales, poco divergentes y dirigidos hacia atrás llegando al margen, rayo dorsal externo con un tronco en común con el rayo dorsal, rayo dorsal con extremo trifurcado. Las espículas son simétricas, gruesas y bien esclerotizadas, presentan tres procesos terminales distales gruesos, miden $88,1 \pm 1,73$ (85-90; 10) de largo y el gubernaculum está ausente (Fig. 3.3.13).

Synlophe: A la altura del esófago (Fig.3.3.13D) compuesto por 12 crestas, dirigidas hacia la región dorsal. Las crestas laterales son de mayor tamaño que el resto y las crestas de la zona dorsal están mas cerca entre sí que las de la región ventral. A la altura de la mitad del cuerpo (Fig.3.3.13E) posee 15 crestas dirigidas hacia la parte dorsal, las laterales son considerablemente más grandes y las crestas ventrales están más cercanas entre sí que las dorsales. En la región prebursal (Fig.3.3.13F) hay 12 crestas, las laterales son las más grandes y las dorsales están mas juntas entre sí que las ventrales.

En las hembras el largo del cuerpo es de $2,50 \pm 0,25$ (2,14-2,93; 7) mm de largo, mientras que el ancho es de $62 \pm 10,66$ (47-75; 7). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $32,71 \pm 2,5$ (30-37; 7) de largo y $24,57 \pm 5,09$ (18-29; 7) de ancho; el esófago mide $313,71 \pm 11,57$ (298-329; 7) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $148,83 \pm 28,9$ (123-197; 6) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $210,5 \pm 13,4$ (198-224; 4) del extremo anterior y los deiridos no se observaron. La vulva se encuentra a $373,29 \pm 84,56$ (298-492; 7) del extremo posterior, la vagina mide $14 \pm 1,1$ (12-15; 6). El aparato genital es didelfo con la rama posterior atrofiada, el vestíbulo mide $49,2 \pm$



1,48 (47-51; 5), se continúa con un esfínter mide $23,67 \pm 1,03$ (22-25; 6) de largo y $22,83 \pm 1,17$ (22-25; 6) de ancho, el infundíbulo mide $63,8 \pm 9,73$ (47-71; 5) de largo y la rama uterina anterior mide $274,8 \pm 68,23$ (177-363; 5), los huevos miden $52,57 \pm 10,92$ (37-63; 7) de largo y $30,43 \pm 4,86$ (23-36; 7) de ancho. El ano está situado a $91 \pm 7,4$ (80-99; 6) del extremo posterior, la cola es cónica y termina en una espina caudal $16,5 \pm 6,36$ (12-21; 2) (Fig. 3.3.13.B).

Synlophe: A la altura del esófago (Fig.3.3.13G), presenta 15 crestas dirigidas hacia la parte dorsal, las laterales son considerablemente más grandes que el resto. A la altura de la mitad del cuerpo (Fig.3.3.13H) hay 12 crestas que se dirigen levemente hacia la región dorsal, las laterales son más grandes. En la región cercana a la vulva (Fig.3.3.13I) las crestas disminuyen en número, observándose 11, dispuestas con una orientación hacia la parte dorsal y las laterales son más grandes que el resto.

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasybus novemcinctus* L.

Localidades: Pirané (Formosa)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 25% (1/4)

Intensidad media: 110

Hospedador tipo: *Dasybus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Brasil

Otros hospedadores: *Dasybus novemcinctus* L. (Hoppe y Nascimento, 2007)

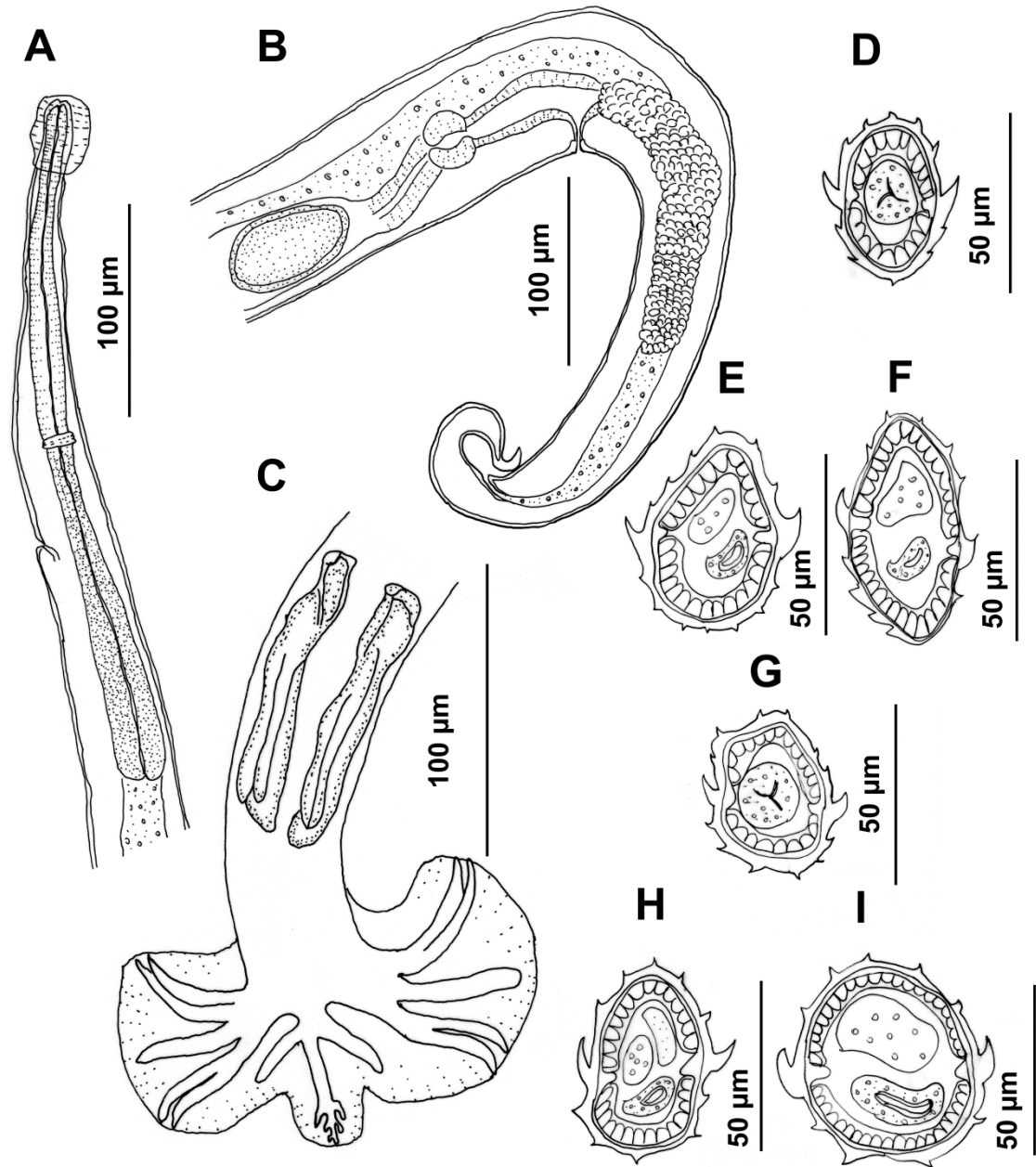
Otras localidades (registros previos): Pantanal, Brasil

Comentarios

Esta especie ha sido registrada para *D. novemcinctus* de Brasil en 1935 por Travassos y luego hasta el año 2006 no hay registros de la misma, año en el cual Hoppe y Nascimento (2007) la registraron parasitando el intestino delgado de *D. novemcinctus* del Pantanal de Brasil. Por lo que en esta tesis se aportan nuevos datos morfométricos y caracteres diagnósticos y el primer registro de esta especie en Argentina.



Fig. 3.3.13. *Moennigia moennigi* A) Esófago B) Extremo caudal, vulva y ovijector C) Bursa caudal.



*Moennigia virilis* Navone, 1987

(Fig. 3.3.14)

En los machos el largo del cuerpo es de $3,13 \pm 0,53$ (2,01-4,11; 21) mm; el ancho máximo $76,9 \pm 9,85$ (55-108; 21). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $58,44 \pm 8,56$ (43-72; 18) de largo y $31,11 \pm 6,94$ (22-46; 18) de ancho; el esófago mide $322,13 \pm 29,35$ (275-390; 16) de largo (Fig. 3.3.14). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $172,33 \pm 52,87$ (90-287; 9) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $312,25 \pm 102,44$ (163-384; 4) del extremo anterior y los deiridos a $105 \pm 49,5$ (70-140; 2). La bursa (Fig. 3.3.14C) es amplia, simétrica y la disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2, rayos ventrales paralelos y de igual longitud, rayo externoventral separado y de menor longitud, los rayos lateral medio y lateral posterior salen de un tronco común y se dirigen hacia atrás llegando al margen de la bursa, los rayos dorsales externos comparten un tronco en común con el rayo dorsal y éste se bifurca en su parte distal y luego las pequeñas ramas internas se vuelven a bifurcar. No hay papilas prebursales. Las espículas son simétricas, largas y aciculares, presentan un extremo distal dividido en dos procesos de longitud diferente, miden $692,29 \pm 46,21$ (548-759; 21) de largo y el gubernaculum mide $77 \pm 7,85$ (60-89; 21) de largo.

En las hembras el largo del cuerpo es de $3,07 \pm 0,60$ (2,29-4,38; 21) mm, mientras que el ancho es de $87,81 \pm 15,62$ (57-111; 21). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $55,75 \pm 9,34$ (40-74; 16) de largo y $30,44 \pm 9,55$ (20-57; 16) de ancho; el esófago mide $314,56 \pm 35,63$ (245-382; 18) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $138,3 \pm 25,46$ (80-163; 10) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $238 \pm 98,38$ (135-331; 3) del extremo anterior y los deiridos a $170,5 \pm 112,43$ (91-250; 2). La vulva (Fig. 3.3.14.B) se encuentra a $344,33 \pm 68,33$ (163-450; 21) del extremo posterior, la vagina mide $26,61 \pm 21,76$ (13-111; 18). El aparato genital es didelfo con la rama posterior atrofiada. El vestíbulo mide $120,71 \pm 31,75$ (31-200; 21) y se continúa con un esfínter que mide $23,67 \pm 1,03$ (22-25; 6) de largo y $22,83 \pm 1,17$ (22-25; 6) de ancho, el infundibulum mide $63,8 \pm 9,73$ (47-71; 5) de largo, la rama uterina anterior mide $345 \pm 12,91$ (330-360; 4) y los huevos $68,13 \pm 6,26$ (59-82; 16) de largo y $39,31 \pm 5,91$ (28-50; 16) de ancho. El ano está situado a $77,05 \pm 15,8$ (57-124; 20) del extremo posterior, la cola es redondeado y finaliza en una espina caudal que mide 15 ± 0 (15-15; 2) de largo.



Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasypus mazzai* (Yepes, 1933), *Dasypus novemcinctus* L., *Euphractus sexcinctus* L., *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865) y *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Copo, Quimilí, Suncho Corral (Santiago del Estero), Pirané, Formosa (Formosa); Chamental (La Rioja); Río Muerto (Chaco); Quebrada de Agua Linda, Dragones, Anta (Salta)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 100% (1/1) (*D. mazzai*), 25% (1/4) (*D. novemcinctus*), 16,67% (1/6) (*E. sexcinctus*), 5,88% (1/17) (*Ch. vellerosus*) y 71,42% (25/35) (*T. matacus*)

Intensidad media: 21 (*D. mazzai*), 43 (*D. novemcinctus*), 2 (*E. sexcinctus*), 13 (*Ch. vellerosus*) y 311,52 (1-3592) (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Chaco

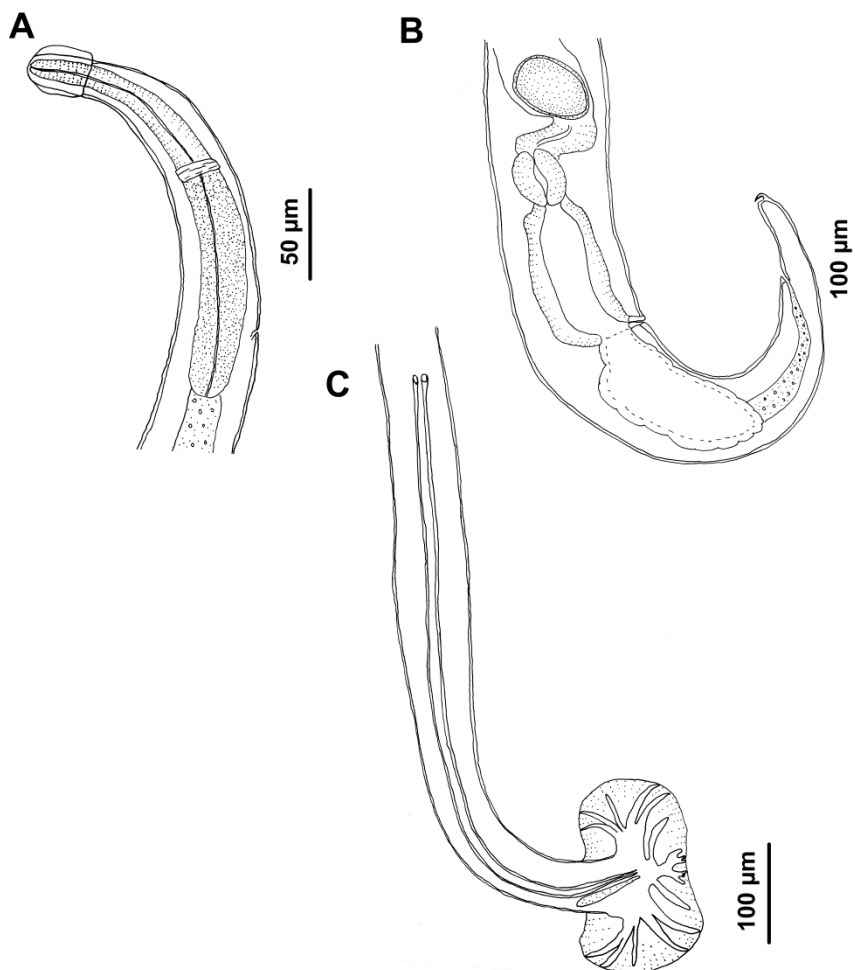
Otros hospedadores (registros previos): *Dasypus septemcinctus* L., *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865) (Navone, 1987; 1990; Suarez et al. 1997, 1998)

Otras localidades (registros previos): Copo, Santiago del Estero

Comentarios

Esta especie fue descrita por Navone en el año 1987, para *T. matacus* de Chaco y Santiago del Estero. Posteriormente se registró en *T. matacus*, *D. septemcinctus* y *C. vellerosus* de Copo, Santiago del Estero (Suarez et al. 1997, 1998), sin embargo, estos registros no fueron formalmente publicados ya que solo quedaron plasmados en resúmenes de jornadas científicas.

En esta tesis se amplía el rango hospedatorio, sumando a *D. mazzai* y *E. sexcinctus* también se amplía la distribución de esta especie al registrarse por primera vez en las provincias de Formosa, La Rioja y Salta como así también se confirman los registros en Santiago del Estero.

Fig. 3.3.14 *Moennigia virilis* A) Esófago B) Vulva y ovijector C) Bursa caudal.

Moennigia sp.1

(Fig. 3.3.15)

Se hallaron especímenes que por sus características morfológicas y morfométricas, se ubican dentro del género *Moennigia*, pero no son compatibles con ninguna especie conocida hasta el momento, además se encontraron relativamente pocos especímenes y el único ejemplar macho se encontraba roto, por lo que su identificación a nivel específico por el momento no es posible.

Macho: el largo del cuerpo es de 2,76 mm; el ancho máximo 81. En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide 51 de largo y 25 de ancho; el esófago mide 273 de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de 103 del extremo anterior. El poro excretor y los deiridos no se observaron.



La bursa (Fig. 3.3.15.C). es amplia y trilobulada, el lóbulo dorsal está bien definido, disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-1-2, los rayos ventrales son paralelos y de grosor similar, se dirigen anteriormente llegando al margen de la bursa, el rayo lateral externo se ubica apartado y dirigido hacia afuera, es más corto y no llega al margen de la bursa, los rayos lateral medio y lateral posterior son paralelos, de grosor similar y se dirigen hacia atrás llegando al margen de la bursa, los rayos dorsales externos comparten un tronco común con el rayo dorsal y se diferencian de este muy proximalmente, el rayo dorsal está bifurcado y cada bifurcación está bifurcada nuevamente. No se observaron papilas prebursales. Las espículas son simétricas, relativamente gruesas y complejas, y presentan dos procesos terminales distales desiguales en longitud pero ambos gruesos, miden 70 de largo. Se observó una estructura poco esclerotizada, deteriorada, que podría tratarse del gubernaculum, de ser así, es pequeño y poco esclerotizado y mide 20 de largo.

Synlophe: No se estudió el synlophe del único ejemplar macho hallado debido a que se lo montó in toto entre porta y cubreobjetos para la observación de todos los demás caracteres.

Hembra: el largo del cuerpo es de 3,33 mm, mientras que el ancho es de 111. En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide 51 de largo y 31 de ancho; el esófago mide 323 de largo (Fig. 3.3.15.A). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de 110 del extremo anterior. El poro excretor y los deiridos no se observaron. La vulva (Fig. 3.3.15.B) se encuentra a 325 del extremo posterior, la vagina mide 18, el vestíbulo mide 167 y se continúa con un esfínter que mide 28 de largo y 40 de ancho, el infundibulum mide 59 de largo, la rama uterina anterior mide 261 con escasos huevos que miden 71 de largo y 47 de ancho. El ano está situado a 76 del extremo posterior.

Synlophe: a la altura del esófago (Fig. 3.3.15.D), presenta 16 crestas cortas, levemente dirigidas hacia la parte dorsal. Las 10 crestas más ventrales están más juntas entre sí que las 6 crestas más dorsales. A la mitad del cuerpo (Fig. 3.3.15.E), presenta 16 crestas cortas, las más ventrales están más separadas entre sí que las más dorsales. En la región prevulvar (Fig. 3.3.15.F), presenta 16 crestas cortas mas o menos equidistantes entre si. En la región postvulvar (Fig. 3.3.15.G) presenta 12 crestas, las laterales más grandes que el resto y las ventrales más separadas entre sí que las dorsales.



Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865)

Localidades: Copo (Santiago del Estero)

Sitio de infección: Intestino delgado

Prevalencia: 5,88% (1/17)

Intensidad media: 7

Comentarios

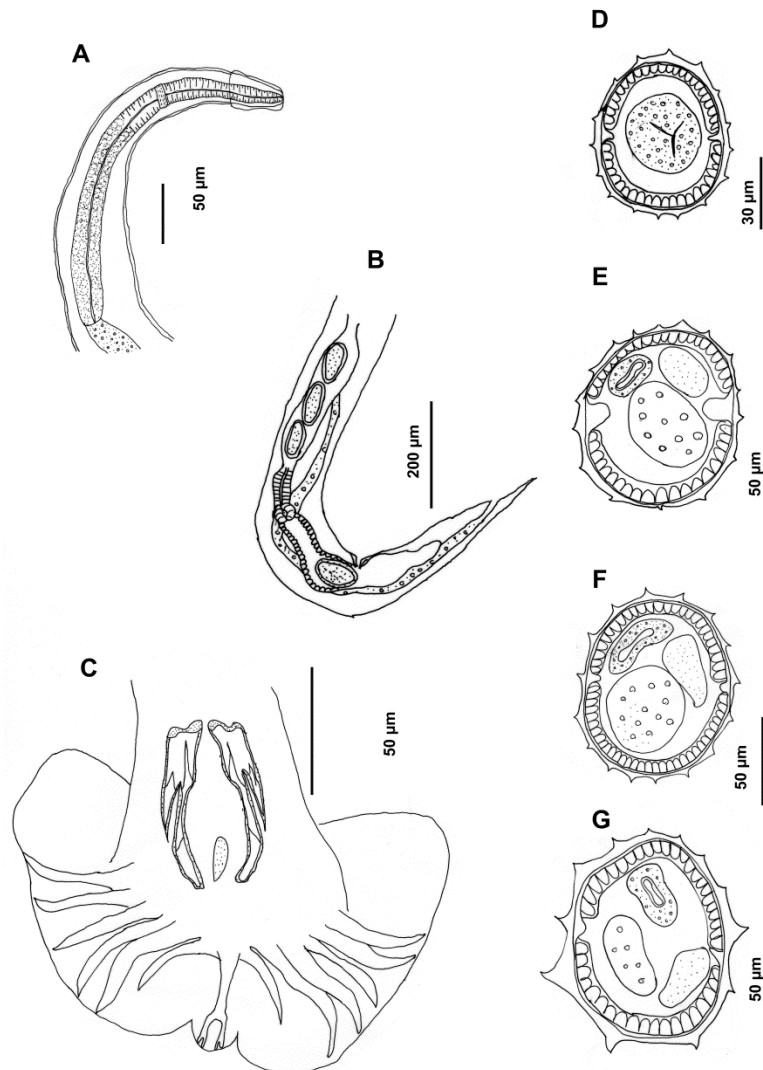
A pesar del bajo número de helmintos de esta especie, se pudieron observar y medir todos los caracteres diagnósticos de ambos sexos, cuyas características no coinciden con ninguna especie conocida del género.

Esta especie se diferencia de las dos especies conocidas para Argentina *M. virilis* y *M. celinae* por sus caracteres morfométricos, pero se destaca una diferencia notable en la morfología y tamaño de las espículas y la bursa.

En este género hay especies que poseen un synlophe con las crestas laterales desarrolladas y especies que presentan un conjunto de crestas de tamaño más o menos uniforme sin el desarrollo de alas. Es por esto que puede diferenciarse de la mayoría de las especies del género, sin embargo *Moennigia littlei* Durette-Desset, 1970 posee un synlophe parecido a la especie estudiada aquí, pero se diferencia de esta especie por la morfología de las estructuras reproductivas (bursa, espículas, gubernaculum, ovijector). Por lo que podría tratarse de una nueva especie para la ciencia.



Fig. 3.3.15. *Moennigia* sp.1 A) Extremo anterior B) Extremo caudal, hembra C) Bursa caudal D) Synlophe Hembra a la altura del esófago E) Synlophe Hembra a la mitad del cuerpo F) Synlophe Hembra en la región prevulvar G) Synlophe Hembra en la región postvulvar.



Trichohelix Ortlepp, 1922

Durette-Desset (1983), organizando la sistemática de la familia Molineidae Durette-Desset y Chabaud, 1977, principalmente según su synlophe y sistema reproductivo femenino, ha designado el género monoespecífico *Trichohelix* Ortlepp, 1922 dentro de Anoplostrongylinae Chandler, 1938. Sin embargo, los datos obtenidos en estudios posteriores permitieron reconsiderar el posicionamiento taxonómico en la subfamilia Trichohelicinae Travassos, 1935, debido a su synlophe y a la morfología del sistema reproductor femenino, representando una autapomorfía no observada en otras



especies de Anoplostrongylinae (Hoppe et al., 2009).

Trichoelax tuberculata (Parona y Stossich, 1902)

(Fig. 3.3.16)

Nematodos rojizos en fresco o marrones en material fijado o conservado y altamente enrollados.

En los machos el largo del cuerpo es de $5,12 \pm 0,35$ (4,64-5,60; 13) mm; el ancho máximo $212,67 \pm 30,9$ (166-271; 12). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $66 \pm 10,79$ (50-80; 13) de largo y $42,46 \pm 4,35$ (36-48; 13) de ancho; el esófago (Fig. 3.3.16.A), es largo y claviforme, mide $424,58 \pm 39,71$ (378-500; 12) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $180,43 \pm 38,68$ (150-259; 7) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $372 \pm 35,55$ (344-412; 3) del extremo anterior y los deiridos no se observaron. La bursa es amplia (Fig. 3.3.16.C), el patrón de los rayos es de tipo 2-1-2. Rayos ventrolateral y lateroventral se originan de un tronco común y divergen desde la base, el primero se inclina hacia su base y el segundo es ligeramente curvado, llegando al margen de la bolsa. Rayos lateral externo, lateral medio y lateral posterior se originan de un tronco común, también. El rayo lateral externo es más corto y grueso que los rayos lateral medio y lateral posterior, que son más largos y más delgado. El rayo lateral medio se dobla hacia el rayo lateral posterior. Hay un tronco común donde se originan los rayos externo-dorsal y dorsal. Este último se divide en dos ramas simétricas, trifurcadas. Poseen un par de papilas prebursales pedunculadas y el lóbulo dorsal está bien desarrollado. Las espículas son simétricas y complejas, miden $241,38 \pm 9,54$ (230-260; 13) de largo y el gubernaculum es simple y mide $122,82 \pm 17,95$ (94-150; 11) de largo.

En las hembras el largo del cuerpo es de $6,89 \pm 0,51$ (6,27-7,65; 7) mm, mientras que el ancho es de $242,86 \pm 13,5$ (220-256; 7). En el extremo anterior presentan una vesícula cefálica cuticular que mide $70 \pm 8,58$ (60-80; 7) de largo y $46,86 \pm 5,64$ (39-57; 7) de ancho; el esófago, es largo y claviforme, mide $499,71 \pm 33$ (459-550; 7) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $177,75 \pm 23,01$ (155-208; 4) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $357,5 \pm 159,1$ (245-470; 2) del extremo anterior y los deiridos no se observaron. La vulva se encuentra a $403,86 \pm 55,52$ (312-470; 7) del extremo posterior (Fig. 3.3.16.B), la vagina mide $40,71 \pm 5,59$ (35-50; 7). El aparato genital es didelfo prodelfo, el vestíbulo



mide $251,29 \pm 19,52$ (214-270; 7). Se continúa con un par de esfínteres, el esfínter anterior mide $43,29 \pm 6,47$ (34-55; 7) de diámetro y el esfínter posterior mide $38,57 \pm 2,82$ (35-42; 7), el infundibulum anterior mide $78,17 \pm 19,37$ (59-115; 6) de largo, mientras que el posterior mide $75,5 \pm 21,24$ (51-115; 6) y se dirige hacia adelante, ambos infundibula se continúan con las ramas uterinas que están dirigidas hacia adelante y contienen huevos que miden $90 \pm 3,56$ (86-93; 4) de largo y $44,67 \pm 7,37$ (39-53; 3) de ancho. El ano está situado a $87,83 \pm 12,35$ (79-111; 6) del extremo posterior (Fig. 3.3.16.B).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804); *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865); *Cabassous chacoensis* (Wetzel, 1980); *Euphractus sexcinctus* L. y *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Copo, Quimilí, Santiago del Estero, Suncho Corral (Santiago del Estero); Pirané, Formosa (Formosa); Chamental, La Rioja (La Rioja); (Córdoba), Río Muerto (Chaco); Anta; Dragones; Lumbreras (Salta); Reserva Pellegrini (Tucumán)

Hospedador tipo: *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: Argentina, sin precisar localidad

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 44,44% (8/17) (*Ch. vellerosus*); 75% (3/4) (*Ch. villosus*); 25% (1/4) (*C. chacoensis*); 100% (6/6) (*E. sexcinctus*); 17,14% (6/35) (*T. matacus*)

Intensidad media: 189,5 (14-1179) (*Ch. vellerosus*); 175 (4-284) (*Ch. villosus*); 1 (*C. chacoensis*); 412,16 (26-1328) (*E. sexcinctus*); 23,3 (1-102) (*T. matacus*)

Otros hospedadores (registros previos): *Euphractus sexcinctus* L., *Cabassous unicinctus* L., *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804); *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804); *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865) (Ezquiaga, 2013; Fujita et al., 1995; Hoppe et al., 2009; Navone, 1987; Navone, 1990)

Otras localidades (registros previos): provincia de Santa Fe, Castelli, Médanos, Pellegrini, Punta Indio (Buenos Aires), Laguna La Blanca (Chubut), Cruz del Eje (Córdoba), Loventué, Santa Rosa (La Pampa), Chamental (La Rioja), San Rafael (Mendoza), Meseta de Somuncurá (Río Negro), Usno (San Juan), Estancia El Centenario (San Luis), Bahía San Sebastián (Tierra del Fuego), estados de Paraíba y

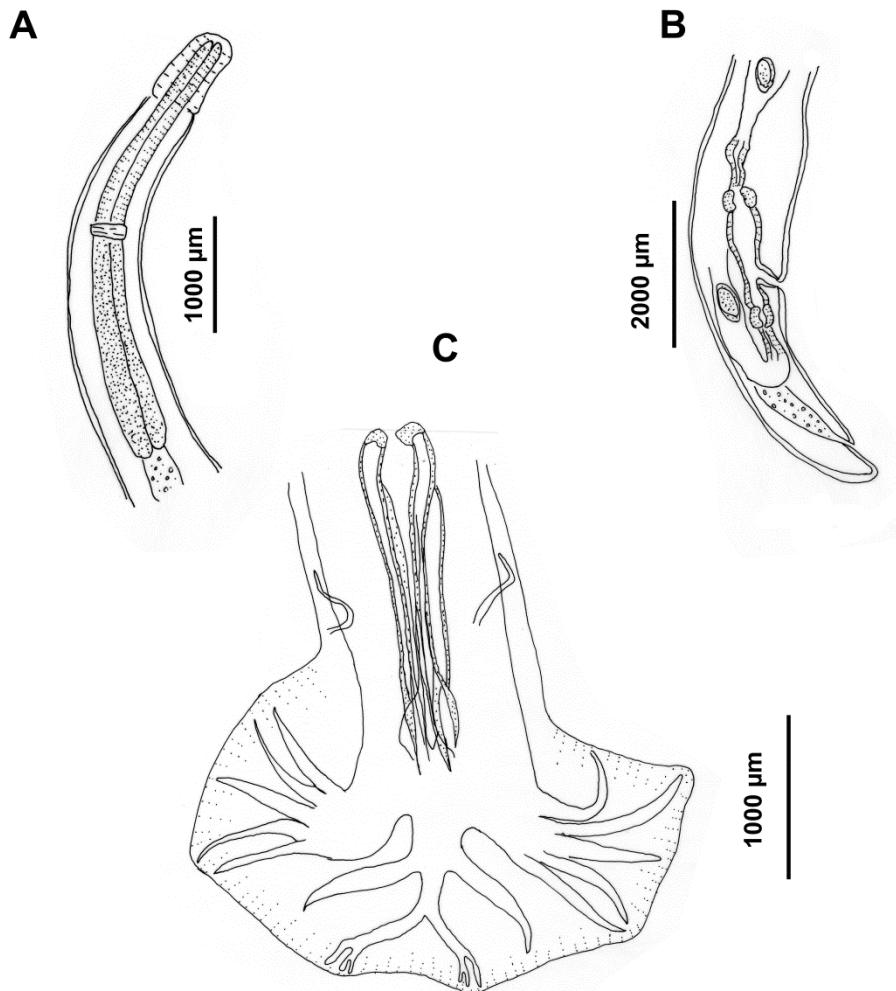


Mato Grosso do Sul (Brasil), Departamento de San Pedro (Paraguay)

Comentarios

Trichohelix es un género monoespecífico que se ha hallado en *Ch. villosus*, *Ch. vellerosus*, *C. unicinctus*, *E. sexcinctus* y *Z. pichiy* (Ezquiaga, 2013; Fujita et al., 1995; Hoppe et al., 2009; Navone, 1987, 1990). Si bien su distribución hospedatoria y geográfica es muy amplia, y el conocimiento morfométrico de la especie es preciso, en este trabajo es la primera vez que se encuentra a esta especie parasitando a *C. chacoensis* y a *T. matacus*.

Fig. 3.3.16 *Trichohelix tuberculata* A) Esófago B) Extremo caudal, vulva y ovijector C) Bursa caudal.



**Strongylida: Ancylostomidae***Ancylostoma* (Dubini, 1843)

Nematodes con cápsula bucal grande y globular ocupando todo el extremo cefálico.

Cutícula gruesa y no aserrada.

Ancylostoma (*Ancylostoma*)

Abertura oral con tres pares de dientes ventrolaterales. El par más ventral a veces es rudimentario. Uno o dos pares de dientes dorsolaterales. Bursa con lóbulos laterales cortos y rayos laterales divergentes.

Ancylostoma (*Ancylostoma*) *caninum* (Ercolani, 1859)

(Fig. 3.3.17)

En los machos el largo del cuerpo es de $8,61 \pm 0,2$ (6,94-9,70; 9) mm; el ancho máximo $516,56 \pm 2$ (414-600; 9). En el extremo anterior presentan una cápsula bucal esclerotizada con placas prominentes y quitinizadas que portan tres dientes puntiagudos (Fig. 3.3.17.A); el esófago mide 1014 ± 2 (893-1101; 8) de largo (Fig. 3.3.17.B). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de 509 ± 2 (424-578; 8) del extremo anterior. El poro excretor es conspicuo y se ubica hacia la mitad posterior del esófago a una distancia de 655 ± 2 (580-730; 2) del extremo anterior y los deiridos son muy conspicuos (Fig. 3.3.17.C) y se encuentran a $599,38 \pm 2$ (432-827; 8) de dicho extremo. La disposición de los rayos de la bursa (Fig. 3.3.17.E) es de tipo 2-3, los rayos ventrales están juntos y dirigidos hacia adelante llegando al margen bursal, los rayos lateral externo, lateral medio y lateral posterior se originan en un tronco común y divergen distalmente hacia adelante, hacia afuera y hacia atrás respectivamente, los rayos dorsales externos se originan en un tronco común con el rayo dorsal, el rayo dorsal se encuentra bifurcado distalmente y cada bifurcación está dividida en 3 ramas (Fig. 3.3.17.F). Las espículas son simétricas simples y largas, miden $1050,56 \pm 2$ (800-1510; 9) de largo y el gubernaculum $105,86 \pm 2$ (71-135; 7) (Fig. 3.3.17.E).

En las hembras el largo del cuerpo es de $12,65 \pm 3,82$ (6,81-18,05; 13) mm de largo, mientras que el ancho es de $626,77 \pm 100,38$ (482-750; 13); el esófago mide $1180 \pm 209,83$ (873-1413; 14) de largo. Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de $666,54 \pm 108,22$ (485-850; 13) del extremo anterior. El poro excretor se ubica a una distancia de $745,71 \pm 149,09$ (600-1000; 7) del extremo anterior y los



deiridos $640,14 \pm 187,95$ (354-950; 14). La vulva se encuentra a $5050 \pm 1068,49$ (4250-6600; 4) del extremo posterior (Fig. 3.3.17.D), los huevos que miden $63 \pm 6,86$ (54-72; 5) de largo y $39 \pm 5,48$ (30-45; 5) de ancho (Fig. 3.3.17.H). El ano está situado a $189,29 \pm 23,53$ (150-220; 7) del extremo posterior (Fig. 3.3.17.G).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Chaetophractus vellerosus* Gray, 1865, *Euphractus sexcinctus* L.

Localidades: Reserva Pellegrini (Tucumán), Copo (Santiago del Estero), Pirané (Formosa), Lumberas, Anta (Salta), Córdoba

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 23,53 % (4/17) (*C. vellerosus*); 50% (2/4) (*C. villosus*); 83,33 % (5/6) (*E. sexcinctus*)

Intensidad Media: 11,25 (1-22) (*C. vellerosus*); 18,5 (1-36) (*C. villosus*); 60,2 (1-247) (*E. sexcinctus*)

Hospedador tipo: *Canis lupus familiaris* L.

Otros hospedadores (registros previos): chacal, lobo, zorro, tigre, oso, gato doméstico, *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1815), *Sus scrofa* L., *Procyon*, *Euphractus sexcinctus* L., *Dasybus novemcinctus* L., *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804) (Navone, 1990; Hoppe et al, 2009; Ezquiaga, 2013).

Otras localidades (registros previos): cosmopolita.

Comentarios

A pesar de su alto potencial patogénico, se sabe poco sobre la diversidad e impacto de los ancylostomideos en las poblaciones de vida silvestre (Seguel y Gottdenker, 2017).

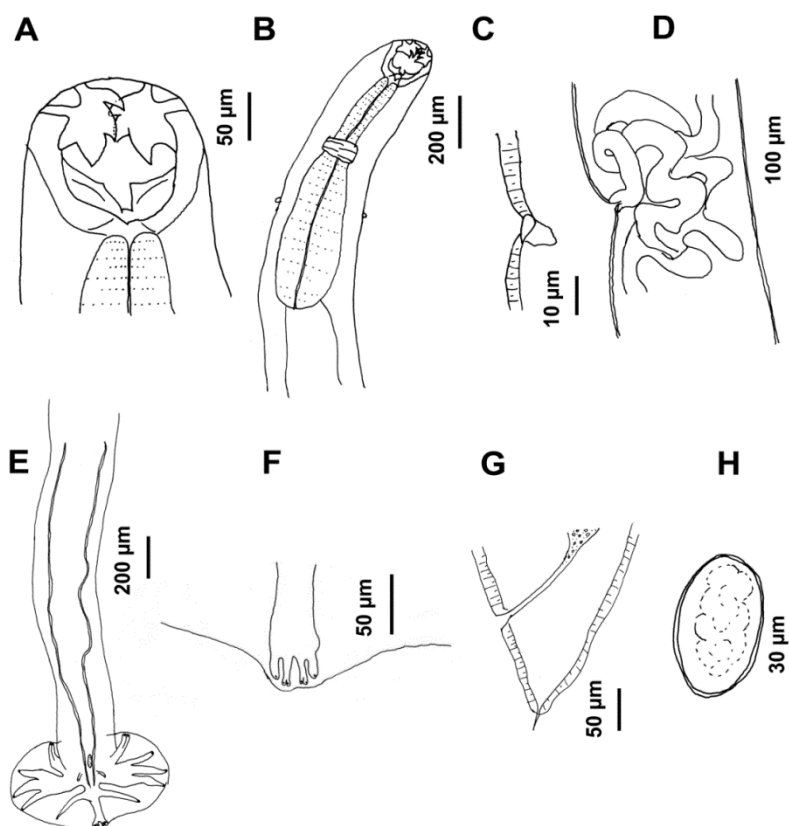
Particularmente *A. caninum* ha sido registrado en varias especies de mamíferos domésticos y silvestres, incluyendo armadillos (Navone, 1990; Hoppe et al, 2009; Ezquiaga, 2013). Las infecciones pueden causar anemia, retraso en el crecimiento, daño tisular, inflamación y mortalidad significativa en varias especies silvestres (Seguel y Gottdenker, 2017). El principal impulsor de los efectos patogénicos de *Ancylostoma* es la biomasa del parásito en una población, medido como prevalencia,



carga media y tamaño de los helmintos (longitud), esto también se ve favorecido por la humedad local, temperatura y densidad de población del hospedador (Seguel y Gottdenker, 2017). Estos caracteres, más la capacidad de los *Ancylostoma* para perpetuarse en diferentes especies hospedadoras, crean un escenario dinámico, donde los cambios en el clima y la interfaz animal doméstico/humano/animal silvestre, afecta potencialmente la dinámica y las consecuencias de las infecciones por ancilostomas en los animales silvestres, domésticos y el humano, resultando en un riesgo zoonótico y también afectando la salud de los armadillos (Seguel y Gottdenker, 2017).

Por lo tanto, los registros de este parásito en esta tesis son de gran relevancia para el balance de la tríada de Una salud en el ambiente del Chaco, ya que nos estaría indicando una constante interacción entre las partes y evidenciando a los xenartros como reservorio de parásitos de importancia zoonótica como lo es *A. caninum*.

Fig. 3.3.16. *Ancylostoma caninum* A) Cápsula bucal B) Esófago C) Deirido D) Vulva E) Bursa caudal, espículas y gubernaculum F) Rayo dorsal G) Extremo caudal, hembra H) Huevo.



*Ancylostoma paraduodenale* Biocca, 1951

(Fig. 3.3.18)

En los machos el largo del cuerpo es de 6507 mm; el ancho máximo 345. En el extremo anterior presentan una cápsula bucal esclerotizada con placas prominentes y quitinizadas que portan dos dientes puntiagudos (Fig. 3.3.18.A); el esófago mide 758 de largo (Fig. 3.3.18.B). Alrededor de este, se ubica el anillo nervioso, a una distancia de 430 del extremo anterior. El poro excretor es conspicuo y se ubica hacia la mitad posterior del esófago a una distancia de 979 del extremo anterior y los deiridos, son conspicuos y se encuentran a 451 de dicho extremo (Fig. 3.3.18.C). La disposición de los rayos de la bursa es de tipo 2-3 (Fig. 3.3.18.D), los rayos ventrales están juntos y dirigidos hacia adelante llegando al margen bursal, los rayos lateral externo, lateral medio y lateral posterior se originan en un tronco común y divergen distalmente hacia adelante, hacia afuera y hacia atrás respectivamente, los rayos dorsales externos se originan en un tronco común con el rayo dorsal, el rayo dorsal se encuentra bifurcado distalmente y cada bifurcación está dividida en 3 ramas (Fig. 3.3.18.E). Las espículas son simétricas, simples y largas, miden 1506 de largo y el gubernaculum 68 (Fig. 3.3.18.D).

Resumen taxonómico:Hospedadores: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865)

Localidades: Anta (Salta)

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 5,89% (1/17)

Intensidad Media: 1

Hospedador tipo: *Leptailurus serval* (Schreber, 1776)

Otros hospedadores (registros previos): Félidos (Biocca, 1951; Bjork, 2000)

Otras localidades (registros previos): África

Comentarios

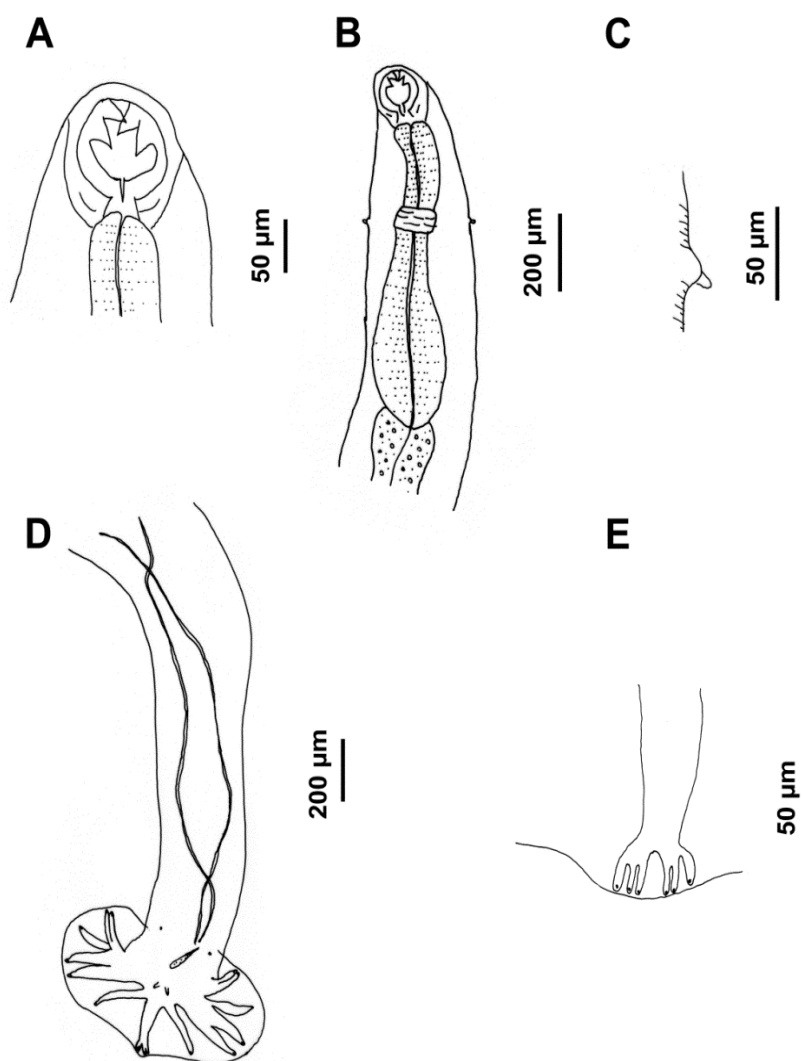
Entre los individuos pertenecientes al género *Ancylostoma*, se encontró un ejemplar cuyas características (Cápsula bucal, espículas, medidas morfométricas) coinciden



con *A. paraduodenale*, sin embargo, éste es parásito de félidos de África (Biocca, 1951; Bjork, 2000). Por lo que quizás sea una forma parásita de félidos de la región Chaqueña, o la misma especie está presente de forma amplia como lo hacen las especies cosmopolitas de este género (*A. duodenale*, *A. caninum*, *A. tubaeforme*).

Por lo tanto, este registro también tiene una importancia desde el punto de vista del balance de la tríada de Una salud en el ambiente del Chaco, ya que nos estaría indicando una interacción entre el ambiente, los félidos silvestres y domésticos y a los xenartros como reservorio de ancylostomídeos de importancia sanitaria.

Fig. 3.3.18. *Ancylostoma paraduodenale* A) Cápsula bucal B) Esófago C) Deirido D) Bursa caudal, espículas y gubernaculum E) Rayo dorsal.





Rhabditida: Strongyloididae

El ciclo de estos nematodos está conformado por una generación libre, conformada por machos y hembras donde la hembra posee dos úteros divergentes y el macho espículas iguales y gubernaculum. Mientras que la generación parásita está representada sólo por hembras pequeñas embebidas en la mucosa intestinal de varios animales vertebrados hospedadores (Little, 1966 a y b).

Strongyloides Grassi, 1879

Nematodos pequeños con una cavidad bucal reducida, sin dientes.

Strongyloides sp.

Hembras de tamaño pequeño, cuyo aspecto general nos permite identificarlas como pertenecientes al género, pero por su estado de preservación, no se pueden medir los caracteres más representativos para determinar la especie.

Resumen taxonómico

Hospedadores: *Dasyus hybridus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Norte de Córdoba

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 11,11%

Intensidad Media: 211

Otros hospedadores (registros previos): *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Dasyus hybridus* (Desmarest, 1804), *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804) (Ezquiaga, 2013)

Otras localidades (registros previos): Pellegrini, Punta Indio, Villarino (Buenos Aires), Chamental (La Rioja), Cruz del Eje (Córdoba), Estancia el Centenario (San Luis)

Comentarios

Si bien no fue posible identificar a nivel específico estos ejemplares, es muy probable de que se trate de las especies ya halladas en xenartros como *S. ratti* y *S. dasypodis* (Hoppe et al., 2006; Little, 1966 a y b). Aunque no debe descartarse la posibilidad de que algunas especies de xenartros, sobre todo las que conviven en ambientes con un



impacto antrópico considerable, puedan actuar como reservorio de *S. stercoralis*, que es el agente etiológico de la strongyloidiasis en humanos.

Strongyloides ratti Sandground, 1925

(Fig. 3.3.19)

Hembras de pequeño tamaño $1445,71 \pm 112,38$ (1312-1604; 7) de largo y $30,43 \pm 3,1$ (25-34; 7) de ancho (Fig. 3.3.19.A), esófago largo $565 \pm 44,77$ (509-641; 7) (Fig. 3.3.19.B), cola corta $46,71 \pm 5,5$ (40-55; 7) (Fig. 3.3.19.D). La vulva es conspicua (Fig. 3.3.19.C) y la distancia de la vulva al extremo anterior es de $944,29 \pm 85,45$ (839-1077; 7). Proporción largo del esófago/largo del cuerpo $39,11 \pm 1,84$ (37,35-42,62; 7).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasypus novemcinctus* L., *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804) y *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Quebrada de Agua Linda (Salta); Río Muerto (Chaco); Chamental (La Rioja); Pirané (Formosa); Reserva Pellegrini (Tucumán)

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 50% (2/4) (*D. novemcinctus*), 25% (1/4) (*Ch. villosus*); 5,88% (1/17) (*Ch. vellerosus*); 11,42% (4/35) (*T. matacus*).

Intensidad Media: 3 (1-5) (*D. novemcinctus*), 160 (*Ch. villosus*); 2 (*Ch. vellerosus*); 100 (1-288) (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769)

Localidad tipo: Baltimore, EEUU

Otros hospedadores (registros previos): *Dasypus novemcinctus* L. (Hoppe et al., 2006)

Otras localidades (registros previos): Pantanal, Brasil

Comentarios

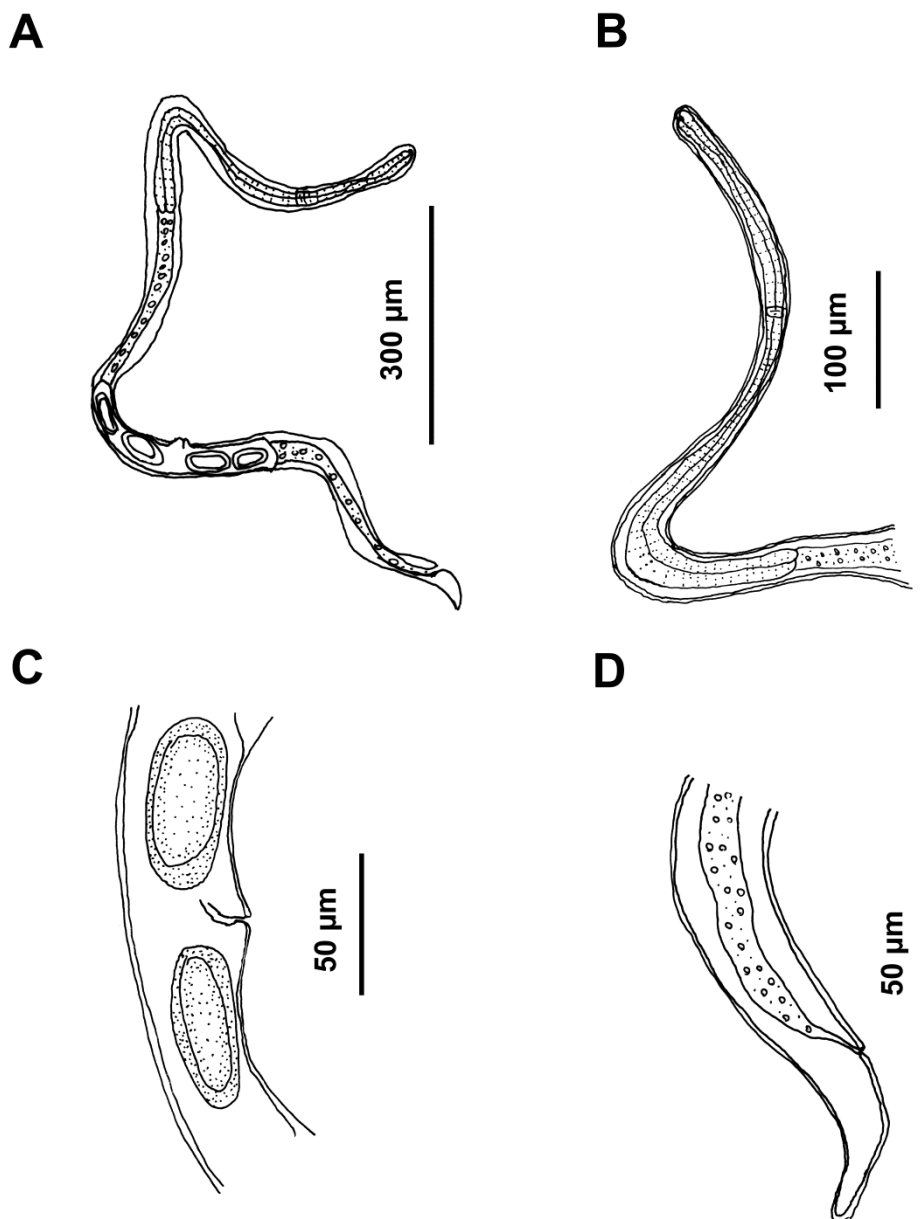
Esta especie de helminto, descrita originalmente para la rata de alcantarilla, ha sido previamente registrada en armadillos de Brasil (Hoppe et al., 2006), más específicamente en *D. novemcinctus* del Pantanal con una prevalencia del 22,22%. Si bien los caracteres morfológicos son muy similares a *S. dasypodis*, la proporción del



largo del esófago con respecto al largo del cuerpo y el sitio de infección (intestino delgado) de estos helmintos nos indican que se trata de esta especie y no de *S. dasypodis* (Hoppe et al. 2006).

Por lo que en esta tesis no sólo se amplía el rango hospedatorio de esta especie, sumando como nuevos hospedadores a *Ch. villosus* y *Ch. vellerosus*, sino que también se amplía la distribución geográfica de esta especie asociada a xenartros.

Fig. 3.3.18 *Strongyloides ratti* A) Hembra completa B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal.



*Strongyloides dasypodis* Little, 1966

(Fig. 3.3.20)

Hembras de pequeño tamaño (Fig. 3.3.20.A), $1791,7 \pm 508,59$ (1058-2707; 10) de largo total, ancho máximo $37,3 \pm 3,83$ (30-42; 10), esófago largo (Fig. 3.3.20.B), de $612,6 \pm 140,53$ (322-758; 10) de longitud, cola corta $51 \pm 11,4$ (41-77; 10) (Fig. 3.3.20.D). La vulva es conspicua, la distancia de la vulva al extremo anterior es de $1223,22 \pm 301,79$ (715-1679; 9), número de huevos $3,5 \pm 1,73$ (2-6; 2) que miden $64,67 \pm 5,77$ (58-68; 3) de largo y 29 ± 1 (28-30; 3) de ancho (Fig. 3.3.20.C). Proporción esófago/largo del cuerpo $34,8 \pm 5,08$ (28 -42,1; 10).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Euphractus sexcinctus* L.; *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Pirané (Formosa)

Sitio de infección: Ciego

Prevalencia: 50% (3/6) (*E. sexcinctus*); 2,85% (1/35) (*T. matacus*)

Intensidad Media: 69,66 (8-180) (*E. sexcinctus*); 4 (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Lafitte, Lousiana, EEUU

Otros hospedadores (registros previos): *Myrmecophaga tridactyla* L.

Otras localidades (registros previos): Pantanal, Brasil

Comentarios

Esta especie ha sido descrita para *D. novemcinctus* de Estados Unidos (Little, 1966) es una especie muy similar a *S. ratti*, pero se diferencia de ella en que la proporción del esófago con respecto al largo total del cuerpo se aproxima más a 30% mientras que en *S. ratti* es cercana al 40%, además el sitio de infección es distinto, siendo esta especie parásita del ciego y el intestino grueso, mientras que *S. ratti* siempre está asociada al intestino delgado.

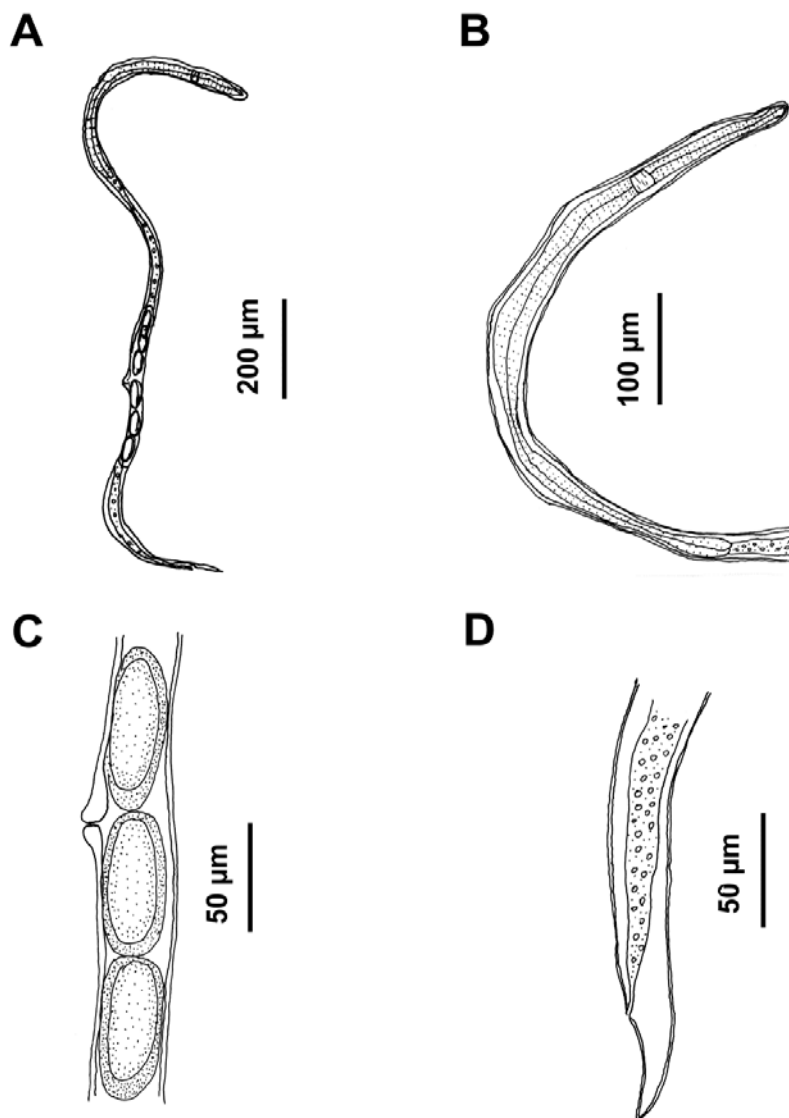
Por otro lado, Ezquiaga (2013) halló ejemplares de *Strongyloides* spp. en *Ch. villosus* de Buenos Aires, en *Ch. vellerosus* de Buenos Aires, Córdoba, La Rioja y San Luis, D.



hybridus de Buenos Aires y *Z. pichiy* de Buenos Aires y Mendoza ampliando la lista de hospedadores del género.

Por lo que en esta tesis se amplía aún más la lista de hospedadores a las que está asociada esta especie parásita, sumando a *E. sexcinctus* y *T. matacus* como hospedadores y también se amplía la distribución geográfica, sumando a Formosa como nueva localidad para esta especie.

Fig. 3.3.20 *Strongyloides dasypodis* A) Hembra completa B) Esófago C) Vulva y huevos D) Extremo caudal.





Ascaridida: Subuluridae

Nematodes cuya boca tiene labios poco desarrollados o ausentes, vestíbulo presente, generalmente con dientes y esófago con bulbo posterior. El macho tiene ventosa precloacal o pseudoventosa, sin anillo quitinoso (Chabaud, 1978).

Cyclobulura Quentin, 1977

Cavidad bucal pequeña, triangular en sección transversal. Abertura oral simple sin lóbulos labiales.

Cyclobulura superinae Navone, Ezquiaga, Notarnicola y Jiménez Ruiz, 2010

(Fig. 3.3.21)

Nematodes blanquecinos, con una cápsula bucal dividida en dos partes; parte anterior bucal con paredes bien cuticularizadas y otra parte posterior faríngea.

Largo del cuerpo $9,1 \pm 1,25$ (8,9-9,3; 10) ancho máximo $481,4 \pm 14,09$ (456-494; 10). Distancia de anillo nervioso y poro excretor al extremo anterior $380,2 \pm 20,14$ (352-405; 10) y $594,9 \pm 109,03$ (313-689; 10), respectivamente. Cavidad bucal $52,5 \pm 2,72$ (49-56; 10) largo (Fig. 3.3.21.A). Longitud total del esófago $1923,8 \pm 95,09$ (1790-2050; 10); corpus $1587,6 \pm 72,86$ (1500-1698; 10) largo; ancho a nivel del anillo nervioso $103 \pm 11,18$ (91-125; 10). Bulbo del esófago: largo: $271,5 \pm 9,73$ (260-287; 10) ancho máximo: $312,8 \pm 10,05$ (300-325; 10) (Fig. 3.3.21.B). Espículas $4251,5 \pm 75$ (4174-4383; 10) de largo con una estructura particular en forma de espuela en la parte distal. Gubernaculum $208,4 \pm 18,88$ (172-230; 10) de largo. Ventosa a $308,4 \pm 21,85$ (283-340; 10) del extremo posterior y $270,1 \pm 11,69$ (254-287; 10) de diámetro. Longitud de la cola $184,5 \pm 7,99$ (175-196; 10) sin espina caudal (Fig. 3.3.21.D). Nueve pares de papilas caudales: 1 par a nivel de la ventosa; 3 pares precloacales; una papila impar mediana precloacal; 4 pares postcloacales subventrales, además 1 par de fásquidos está presente entre el séptimo y octavo par de papilas subventrales.

Largo del cuerpo $12,74 \pm 2,31$ (12,36-13,03; 10) mm ancho a nivel de la vulva $639,2 \pm 34,69$ (598-679; 10). Anillo nervioso y poro excretor situados a $400 \pm 23,52$ (342-421; 10) y $627,5 \pm 28,36$ (553-657; 10) desde extremo anterior, respectivamente. Cavidad bucal $63,5 \pm 5,56$ (53-70; 10) largo. Largo total del esófago incluyendo el bulbo $2118,8 \pm 327,75$ (1214-2369; 10); corpus $1873,7 \pm 43,06$ (1790-1951; 10) largo, por $124,8 \pm 10,98$ (106-140; 10) ancho; bulbo esofágico $296,3 \pm 19,22$ (270-321; 10) largo por $350,6 \pm 12,19$ (338-375; 10) ancho. Vulva situada en la mitad del cuerpo a $5910,5 \pm$



290,63 (5196-6105; 10) del extremo anterior (Fig. 3.3.21.C). Cola $839,5 \pm 35,31$ (792-896; 10) largo (Fig. 3.3.21.E). Huevos ovoides con cáscara delgada, embrionados en el útero de $73,1 \pm 7,72$ (60-84; 10) por $55,3 \pm 3,86$ (51-61; 10) (Fig. 3.3.21.F).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Tucumán; Chamental (La Rioja)

Sitio de infección: intestino delgado y ciego

Prevalencia: 5,88 % (1/17) (*Ch. vellerosus*); 2,85 % (1/35) (*T. matacus*)

Intensidad Media: 44 (*Ch. vellerosus*); 1 (*T. matacus*)

Hospedador tipo: *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804)

Localidad tipo: San Carlos, Mendoza, Argentina

Otros hospedadores (registros previos): *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865) (Ezquiaga et al., 2010; Ezquiaga, 2013)

Otras localidades (registro previo): Salina La Antigua, Departamento Chamental (La Rioja); Lavalle, Malargüe y Santa Rosa (Mendoza); Estancia El Centenario (San Luis); Usno (San Juan)

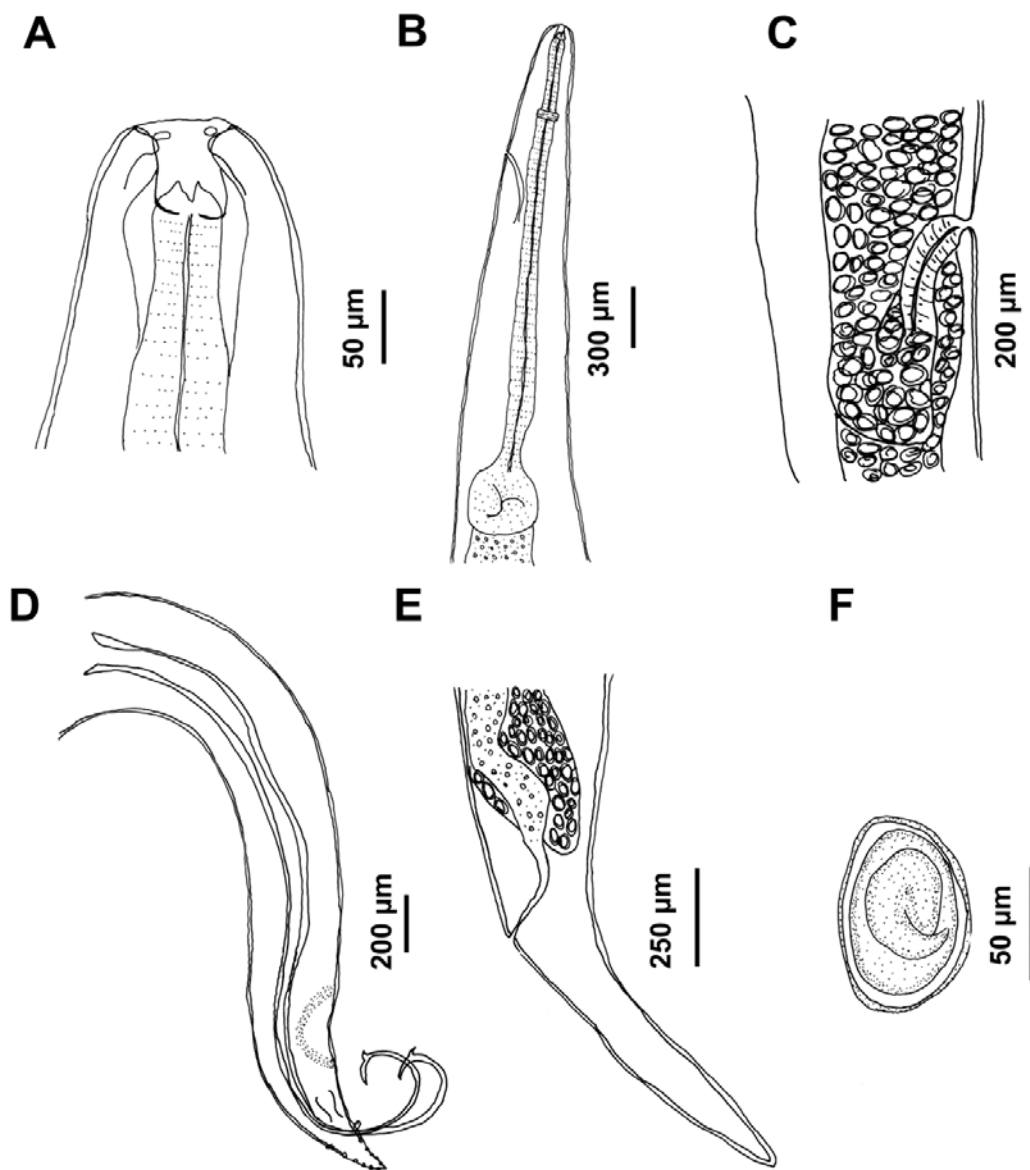
Comentarios

Esta especie fue descrita para *Z. pichiy* y *Ch. vellerosus* de Argentina. Anteriormente, el género *Cyclobulura* sólo comprendía a una especie, *C. lainsoni* parásita de *Cyclopes didactylus* de Brasil, por lo que se sugirió que la dinámica del ciclo era de tipo heteroxeno, actuando como hospedadores intermediarios algunos insectos coleópteros, ortópteros y cucarachas (Ezquiaga 2013).

Esta tesis permite ampliar la distribución de esta especie, ya que fue hallada en Tucumán por primera vez y también se amplía el rango de hospedadores al sumarse *T. matacus*.



Fig. 3.3.21. *Cyclobulura superinae* A) Extremo anterior B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal macho E) Extremo caudal, hembra F) Huevo.





Enoplida: Capillaridae

Capillarinae

Capillariinae Railliet, 1915, representa un gran grupo de nematodos triquineloides, incluidos en unos 350 taxones, que parasitan diversos órganos del cuerpo de todas las clases de vertebrados (Skrjabin et al., 1957; Anderson y Bain, 1982, 2009; Baker, 1987). La clasificación de los capilaridos es una de las más complejas entre parásitos nematodos debido a la escasez de buenas características morfológicas (Spratt, 2006). Los capilaridos de mamíferos siguen siendo poco estudiados en comparación con los de otros vertebrados (Moravec, 1982, 2000, 2001). La taxonomía de los capilaridos de mamíferos sigue siendo difícil, aunque han sido proporcionadas diversas descripciones y revisiones realizadas por varios autores (Freitas y Lent, 1936; Read, 1949; Butterworth y Beverly-Burton, 1980; Bain y Wertheim, 1981; Moravec, 1982; Justine et al., 1987; Justine, 1989a, 1989b, 1990, 2000; Pisanu y Bain, 1999; Robles et al., 2012, 2013)

Echinocoleus López-Neyra, 1947

Macho con ala caudal ausente. Pseudobursa pequeña, formada por dos lóbulos sostenida por una o más proyecciones dorsolaterales a ambos lados. Proyección dorsal ausente. Vaina espicular con espinas. Proyecciones vulvares presentes o ausentes.

Seis especies nominales fueron incluidas en *Echinocoleus* por Moravec (1982). De éstas, dos especies parasitan a mamíferos: *E. auritae* (Travassos, 1914) de *Didelphys aurita* (Didelphidae) de Brasil y *E. hydrochoeri* (Travassos, 1916) de *Hydrochoeris hydrochaeris* (Caviidae) de Brasil y Argentina (Robles et al., 2013).

Echinocoleus sp.1

(Fig. 3.3.22)

Nematodos muy finos, cuerpo dividido en una parte anterior esofageal y en otra posterior post-esofageal, en los machos, el largo total es de $7967,67 \pm 482,43$ (7652-8523; 3), la parte anterior mide $4262,67 \pm 300,32$ (4039-4604; 3) de largo y la posterior $3924,75 \pm 464,98$ (3583-4584; 4). El ancho a la altura de la unión esófago intestinal es de $42 \pm 4,64$ (36-48; 5). Esófago (Fig. 3.3.22.A) dividido en dos porciones, una



muscular anterior que mide $487,33 \pm 281,57$ (310-812; 3) y una glandular posterior de $487,33 \pm 281,57$ (310-812; 3) de largo. Presentan 24 esticocitos que van aumentando levemente de tamaño en dirección antero-posterior, el más anterior mide $133,33 \pm 50,01$ (76-168; 3) de largo y el más posterior $129,25 \pm 29,64$ (88-157; 4), el anillo nervioso se encuentra a $127 \pm 84,31$ (65-223, 3) del extremo anterior. La cloaca está dividida en una cloaca anterior que mide $422 \pm 424,09$ (211-1179, 5) de largo y una cloaca posterior que mide $1078,75 \pm 77,76$ (999-1183, 4) (Fig. 3.3.22.D), en la parte más distal poseen un cirro que mide $276,8 \pm 24,36$ (253-309; 5) de largo (Fig. 3.3.22.C) y una espícula apenas visible de 750 de longitud. La unión del canal eyaculador con el intestino se encuentra a 2104 (Fig. 3.3.22.E). En el extremo posterior posee dos lóbulos caudales pequeños ventrolaterales (Fig. 3.3.22.F).

Las hembras son de un tamaño mayor que los machos, miden $8707,25 \pm 1990,37$ (4851-10980; 8) de largo, la parte anterior del cuerpo mide $3869,13 \pm 703,4$ (2556-4684; 8) y la posterior $4839,38 \pm 1319,03$ (2295-6296; 8), el ancho máximo del cuerpo es de $55,25 \pm 10,31$ (35-69; 8). Poseen un esófago con una porción muscular anterior de $411,75 \pm 138,51$ (168-626; 8) de longitud y una porción glandular posterior que mide $3193,67 \pm 636,72$ (2152-4074; 6), el anillo nervioso se encuentra a $79 \pm 52,53$ (24-189; 7) del extremo anterior. Presenta $20,88 \pm 2,47$ (18-24; 8) esticocitos, el primero mide $98,5 \pm 29,1$ (63-150; 6) de largo y el último $141 \pm 30,11$ (116-205; 7). La vulva es notoria con labios prominentes y se ubica a $49,43 \pm 13,3$ (32-73; 7) del final del esófago (Fig. 3.3.22.B). Los huevos son ovalados y miden $57 \pm 3,74$ (52-63 ;6) de largo y $25,67 \pm 2,34$ (23-29; 6) de ancho (Fig. 3.3.22.A).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasyus novemcinctus* L.

Localidades: Pirané (Formosa)

Sitio de infección: intestino delgado

Prevalencia: 25% (1/4)

Intensidad Media: 51

Otros hospedadores (registros previos): mamíferos, aves (Robles et al., 2013)

Comentarios

Los ejemplares aquí estudiados pueden ser asignados al género *Echinocoleus* por la



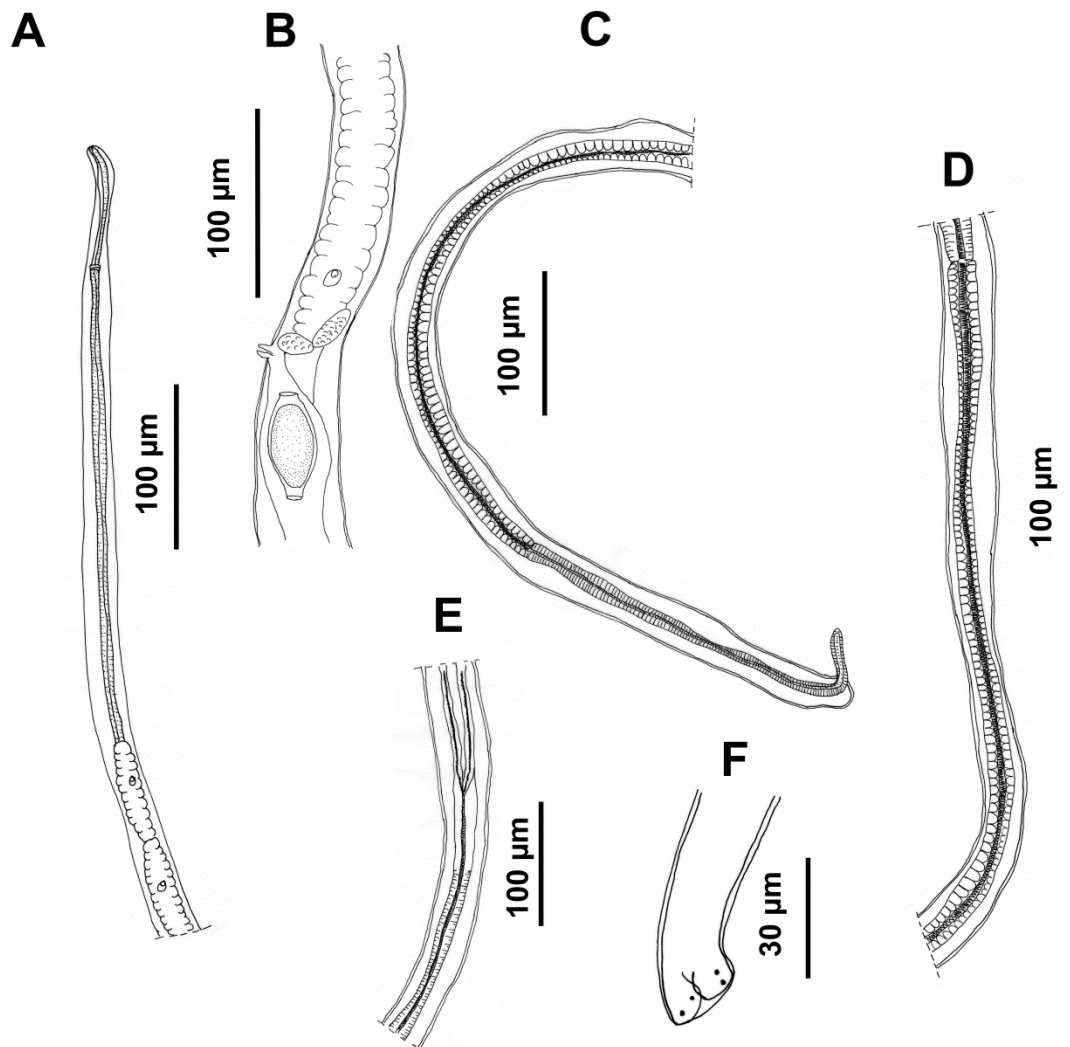
morfología de la pseudobursa, la presencia de espinas en la vaina espicular y las proyecciones de la vulva, sin embargo, no pueden ser identificados a nivel específico debido a que es necesario visualizar el extremo posterior del macho mediante microscopía electrónica de barrido.

En Argentina se ha reportado una especie de este género *Echinocoleus hydrochoeri* (Travassos, 1916) parasitando a carpinchos (*Hydrochoeris hydrochaeris*) (Robles et al. 2013). Sin embargo el tamaño de los helmintos pertenecientes a esta especie tienen un tamaño considerablemente mayor a los estudiados en esta tesis, además las hembras de *E. hydrochoeri* presentan una proyección en forma de campana y la morfología de la bursa en los machos es diferente. Por lo que puede tratarse de una nueva especie o de alguna especie no registrada en Argentina.

En xenartros no se registraron previamente especímenes de este género. Sólo se ha mencionado la presencia de capilarias sin identificar (Ortiz de Rott y Resoagli, 2000) en *D. novemcinctus* de Corrientes. Por lo que en esta tesis se reporta la primera asociación del género *Echinocoleus* con xenartros.



Fig. 3.3.22. *Echinocoleus* sp.1 A) Extremo anterior del esófago B) Vulva, huevos C) Cirro y cloaca distal D) Cloaca distal y cloaca proximal E) Unión del canal eyaculador con el intestino F) Lóbulos del extremo caudal del macho.





Ascaridida: Aspidoderidae

Son parásitos que habitan en el ciego e intestino grueso de mamíferos de la región Neártica y Neotropical, cuyo rango de hospedadores incluye xenartros, marsupiales didélfidos y roedores histricognatos y sigmodontinos (Jiménez Ruiz y Varela Stokes, 2006). Los nematodos de esta familia se caracterizan por presentar una expansión del extremo anterior detrás de los labios (cofia), que tiene cordones con ramas recurrentes (Inglis, 1957).

Entre los armadillos y osos hormigueros son los nematodos que aparecen con mayor frecuencia y abundancia, por lo tanto, son especies características de las comunidades componentes de estos hospedadores y los acompañan a lo largo de su distribución (Ezquiaga, 2013).

Aspidodera Raillet y Henry, 1912

Nematodos con cordones cefálicos recurrentes y anastomosados. Lóbulos labiales laterales complejos.

Aspidodera fasciata (Schneider, 1866)

(Fig. 3.3.23)

Nematodos de aspecto blanquecino, de tamaño mediano y con una cofia relativamente larga.

Machos: Cuerpo de $9102,44 \pm 2375,7$ (6200-13307; 16) de largo, ancho máximo $436,94 \pm 92,31$ (300-593; 16). Cofia relativamente larga (Fig. 3.3.23.A), mide $256,06 \pm 35,65$ (200-304; 16) de largo y $436,94 \pm 92,31$ (300-593; 16) de ancho. Esófago $1865,44 \pm 217,21$ (1590-2264; 16) de longitud con un bulbo terminal que mide $245,94 \pm 49,39$ (150-314; 16) de largo y $235,69 \pm 19,59$ (190-260; 16) de ancho (Fig. 3.3.23.B). El anillo nervioso está a $581,5 \pm 72,8$ (450-704; 14) del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de $1026,09 \pm 130,9$ (900-1263; 11) del extremo anterior. Las espículas son iguales en tamaño y forma, miden $360,88 \pm 42,69$ (280-433; 16) de largo y el gubernaculum es simple, de $134,87 \pm 19,95$ (82-163; 15) de longitud. La ventosa precloacal mide $89 \pm 21,38$ (64-137; 16) de largo por $69,33 \pm 17,93$ (58-90; 3) de ancho y está situada a $56,63 \pm 7,42$ (40-68; 16) de la cloaca. La cola mide $382,67 \pm 71,46$ (300-490; 15) de largo terminando en una espina caudal de $48,86 \pm 9,46$ (32-67; 14), presenta una serie de papilas cloacales sésiles dispuestas de la siguiente manera: 4 pares de papilas



precloacales anteriores a la ventosa, 4 pares adcloacales posteriores a la ventosa y 23 pares postcloacales (Fig. 3.3.23.E).

Hembras: Cuerpo de $8091,63 \pm 1697,67$ (5858-11173; 8) de largo, ancho máximo $4571,75 \pm 158,87$ (419-845; 8). Cofia relativamente larga, mide $287,13 \pm 36,93$ (250-339; 8) por $190,88 \pm 35,06$ (138-238; 8). Esófago $1788,88 \pm 225,92$ (1570-2250; 8) de longitud con un bulbo terminal que mide $288,38 \pm 130,62$ (210-598; 8) de largo y $256 \pm 15,17$ (240-270; 5) de ancho. El anillo nervioso está a $592,88 \pm 97,61$ (435-730; 8) del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de $824,88 \pm 236,65$ (390-1189; 8) del extremo anterior. Vulva simple, no prominente ubicada en la mitad del cuerpo a unos $3442,5 \pm 789,57$ (2681-5130; 8) del extremo anterior (Fig. 3.3.23.C). La cola es aguzada y mide $628,25 \pm 96,37$ (507-771; 8) de largo (Fig. 3.3.23.D). Los huevos son elípticos y miden $60,5 \pm 4,66$ (55-70; 8) de largo y $45,13 \pm 4,76$ (35-50; 8) de ancho (Fig. 3.3.23.F).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Dasypus mazzai* (Yepes, 1933), *Dasypus novemcinctus* L., *Dasypus hybridus* (Desmarest, 1804), *Euphractus sexcinctus* L., *Cabassous chacoensis* Wetzel, 1980, *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Myrmecophaga tridactyla* L.

Localidades: Santiago del Estero, Salta, Córdoba, La Rioja, Formosa, Chaco, Catamarca

Sitio de infección: ciego e intestino grueso

Hospedador tipo: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Brasil

Prevalencia: 58,82% (10/17) (*C. vellerosus*); 100% (1/1) (*D. mazzai*); 75% (3/4) (*D. novemcinctus*); 66,67% (6/9) (*D. hybridus*); 100% (4/4) (*C. chacoensis*); 100% (6/6) (*E. sexcinctus*); 88,57 % (31/35) (*T. matacus*); 100% (1/1) (*M. tridactyla*)

Intensidad Media: 106,9 (2-498) (*C. vellerosus*); 115 (*D. mazzai*); 21 (12-34) (*D. novemcinctus*); 53,3 (1-245) (*D. hybridus*); 31,25 (14-52) (*C. chacoensis*); 1019,67 (213-3645) (*E. sexcinctus*); 89,09 (1-354) (*T. matacus*); 18 (*M. tridactyla*)

Otros hospedadores (registros previos): *Cabassous unicinctus* L., *Chlamyphorus truncatus* Harlan, 1825, *Euphractus sexcinctus* L., *Myrmecophaga tridactyla* L.,



Priodontes maximus Kerr, 1792, *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Tolypeutes tricinctus* L., *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804) (Navone, 1990; Jiménez Ruiz, 2004; Hoppe y Nascimento, 2007; Ezquiaga, 2013)

Otras localidades (registros previos): Chaco, Corrientes, Formosa, Santa Fe (Argentina); Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, São Paulo (Brasil); Departamento de San Pedro (Paraguay)

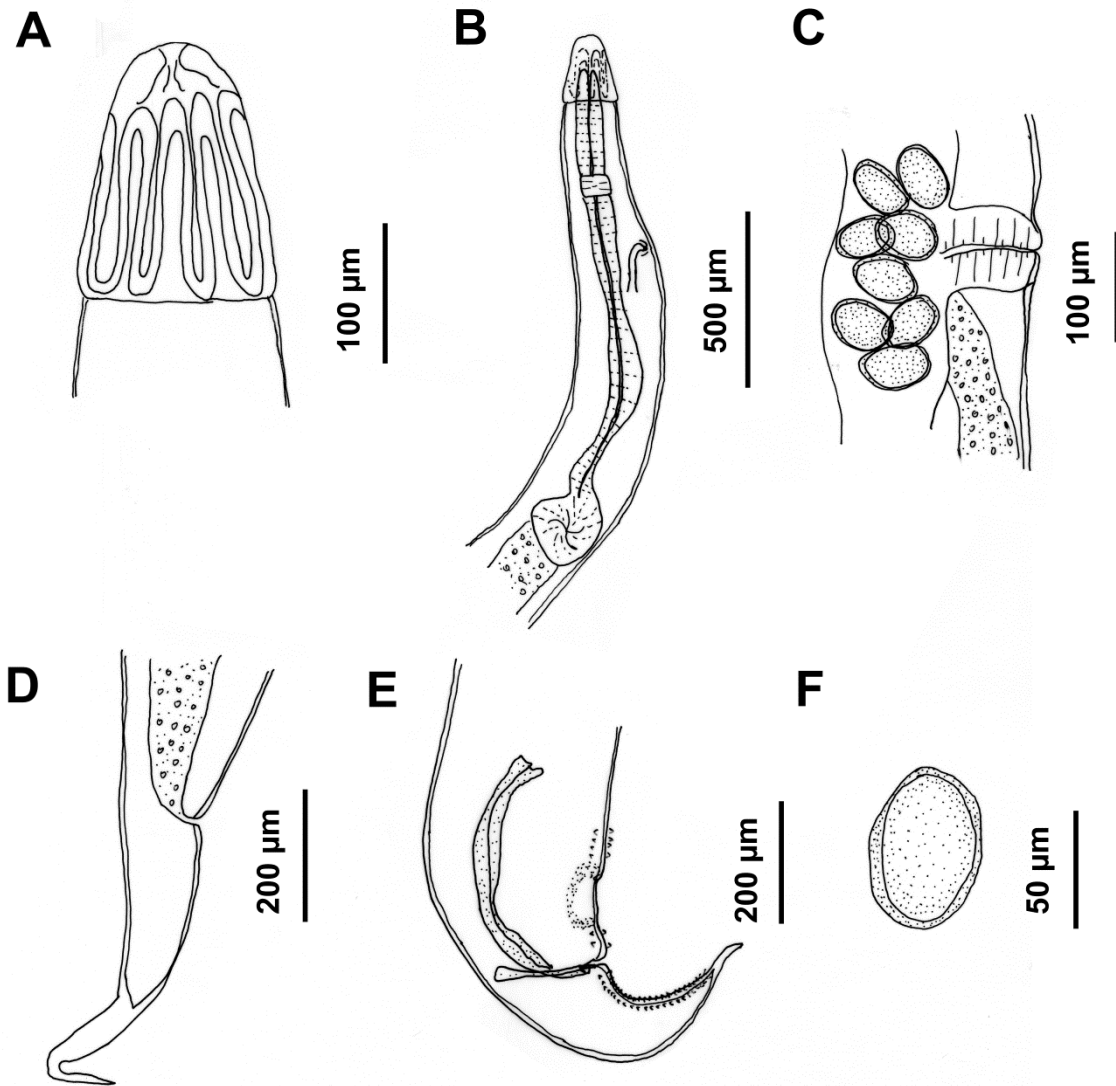
Comentarios

Esta especie de parásito es muy común en el ciego de los xenartros en Argentina, Brasil y Paraguay (Navone, 1990; Jiménez Ruiz, 2004; Hoppe y Nascimento, 2007). Aparece frecuentemente en altas prevalencias e intensidades, y en el presente trabajo de tesis, este parásito fue hallado en todas las especies hospedadoras con excepción de *Ch. villosus* (debido a que no se contó con los ciegos e intestinos gruesos de los pocos ejemplares analizados) y *T. tetradactyla* (se contó con un solo ejemplar y no estaba parasitado).

A pesar de ser el parásito más común de este grupo, este trabajo aporta la primera asociación con *D. mazzai*, cuya fauna parasitaria era desconocida hasta el momento, también es el primer registro de esta especie parasitando a un oso hormiguero de Argentina.



Fig. 3.3.23. *Aspidodera fasciata* A) Cofia B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal, hembra E) Extremo caudal, macho F) Huevo.



*Aspidodera scoleciformis* (Diesing, 1851)

(Fig. 3.3.24)

Nematodes de aspecto blanquecino, medianos y con una cofia muy corta.

Machos: Cuerpo de $8850 \pm 625,83$ (8250-9550; 4) de largo, ancho máximo $535 \pm 47,26$ (500-600; 4). Cofia corta (Fig. 3.3.24.A), mide $131,25 \pm 4,79$ (125-135; 4) de largo y $138,75 \pm 8,54$ (130-150; 4) de ancho. Esófago $2262,5 \pm 165,2$ (2100-2450; 4) de longitud con un bulbo terminal que mide $312,5 \pm 85,39$ (200-400; 4) de largo y $310 \pm 28,28$ (290-330; 2) de ancho (Fig. 3.3.24.B). El anillo nervioso está a $546,67 \pm 50,33$ (500-600; 3) del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de $883,33 \pm 98,66$ (770-950; 3) del extremo anterior. Las espículas son iguales en tamaño y forma, miden $1077,5 \pm 100,12$ (960-1200; 4) de largo y el gubernaculum es simple, de $155 \pm 5,77$ (150-160; 4) de longitud. La ventosa precloacal mide 95 ± 10 (80-100; 4) de largo por $55 \pm 7,07$ (50-60; 2) de ancho y está situada a $68 \pm 11,66$ (52-80; 4) de la cloaca. La cola mide $371,25 \pm 90,22$ (260-475; 4) de largo terminando en una espina caudal de $36,67 \pm 11,55$ (30-50; 3). La región cloacal presenta una serie de papilas sésiles dispuestas de la siguiente manera: 4 pares precloacales anteriores a la ventosa, 2 pares adcloacales posteriores a la ventosa y 23 pares postcloacales (Fig. 3.3.24.D).

Hembras: Cuerpo de $8630 \pm 698,75$ (7550-9250; 5) de largo, ancho máximo $584 \pm 42,19$ (550-650; 5). Cofia corta, mide $147 \pm 9,75$ (135-160; 5) por $146 \pm 12,94$ (130-165; 5). Esófago $2303 \pm 162,7$ (2145-2500; 5) de longitud con un bulbo terminal que mide $303 \pm 64,58$ (225-350; 5) de largo y $303 \pm 52,87$ (210-340; 5) de ancho. El anillo nervioso está a $471,25 \pm 21,75$ (450-500; 4) del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de $805 \pm 144,8$ (670-940; 4) del extremo anterior. Vulva simple, no prominente ubicada en la mitad del cuerpo a unos $4170 \pm 323,26$ (3800-4600; 5) del extremo anterior (Fig. 3.3.24.C). La cola es aguzada y mide $563 \pm 67,42$ (455-620; 5) de largo (Fig. 3.3.24.E). Los huevos son elípticos y miden $58,6 \pm 3,51$ (55-63; 5) de largo y $42,8 \pm 2,77$ (40-46; 5) de ancho (Fig. 3.3.24.F).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865), *Euphractus sexcinctus* L., *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Cabassous chacoensis* (Wetzel, 1980)

Localidades: Lumbreras, Agua Linda (Salta); Suncho Corral, Quimilí (Santiago del



Estero); Chaco; La Rioja; Formosa

Sitio de infección: ciego e intestino grueso

Hospedador tipo: *Dasyus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Brasil

Prevalencia: 44,44% (9/17) (*Ch. vellerosus*); 100% (6/6) (*E. sexcinctus*); 85,71% (30/35) (*T. matacus*); 25% (1/4) (*C. chacoensis*)

Intensidad Media: 117,5 (1-287) (*Ch. vellerosus*); 564 (57-1964) (*E. sexcinctus*); 94,2 (9-442) (*T. matacus*); 1 (*C. chacoensis*)

Otros hospedadores (registros previos): *Cabassous unicinctus* L., *Chlamyphorus truncatus* Harlan 1825, *Euphractus sexcinctus* L., *Myrmecophaga tridactyla* L., *Priodontes maximus* Kerr 1792, *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Tolypeutes tricinctus* L. (Navone, 1990; Jiménez Ruiz, 2004; Hoppe y Nascimento, 2007; Ezquiaga, 2013)

Otras localidades (registros previos): Buenos Aires, Chubut, Córdoba, La Pampa, La Rioja, Mendoza, San Juan, San Luis, Corrientes, Formosa, Santa Fe (Argentina); Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, São Paulo (Brasil); San Pedro (Paraguay)

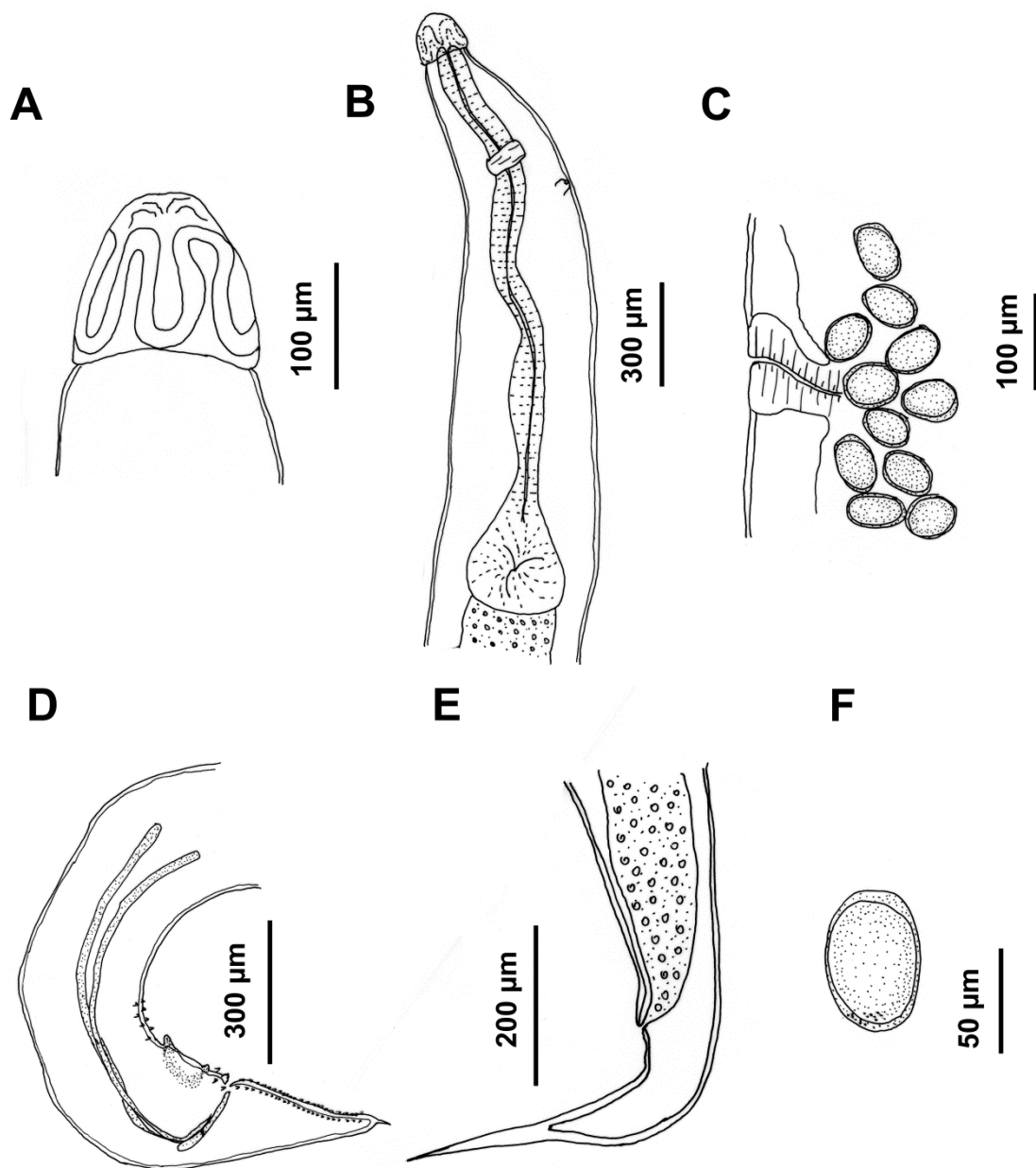
Comentarios

Esta especie es la más común después de *A. fasciata*, se encuentra presente en la mayoría de las especies de xenartros y con una amplia distribución.

Sin embargo, en esta tesis, se aportan nuevas localidades en las que se registra este parásito como Lumbreras, Agua Linda (Salta); Suncho Corral; Quimilí (Santiago del Estero) y Río Muerto (Chaco).



Fig. 3.3.24. *Aspidodera scoleciformis* A) Cofia B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal, macho E) Extremo caudal, hembra F) Huevo.



*Aspidodera ansirupta* Proença, 1937

(Fig. 3.3.25)

Nematodes de aspecto blanquecino, más bien largos comparados con otras especies del género y con una cofia relativamente corta.

Se encontró un solo ejemplar macho. Cuerpo de 3,5 mm de largo, ancho máximo 300 cofia relativamente corta, mide 140 de largo y 125 de ancho (Fig. 3.3.25A). Esófago 1000 de longitud con un bulbo terminal que mide 150 de largo y 125 de ancho (Fig. 3.3.25B). El anillo nervioso está a 285 del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de 460 del extremo anterior. Las espículas son iguales en tamaño y forma, miden 260 de largo y el gubernaculum es simple, de 120 de longitud. La ventosa precloacal mide 106 de largo por 80 de ancho. La cola mide 350 de largo terminando en una espina caudal de 79, la región cloacal presenta una serie de papilas sésiles dispuestas de la siguiente manera: 4 pares precloacales de los cuales dos pares están ubicados en la parte anterior de la ventosa y 2 pares en la parte posterior, 2 pares adcloacales y 19 pares postcloacales dispuestos en 10 pares internos y 9 externos (Fig. 3.3.25C).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidades: Pirané (Formosa)

Sitio de infección: ciego e intestino grueso

Hospedador tipo: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Mina Gerais, Brasil

Prevalencia: 25% (1/4)

Intensidad Media: 1

Comentarios

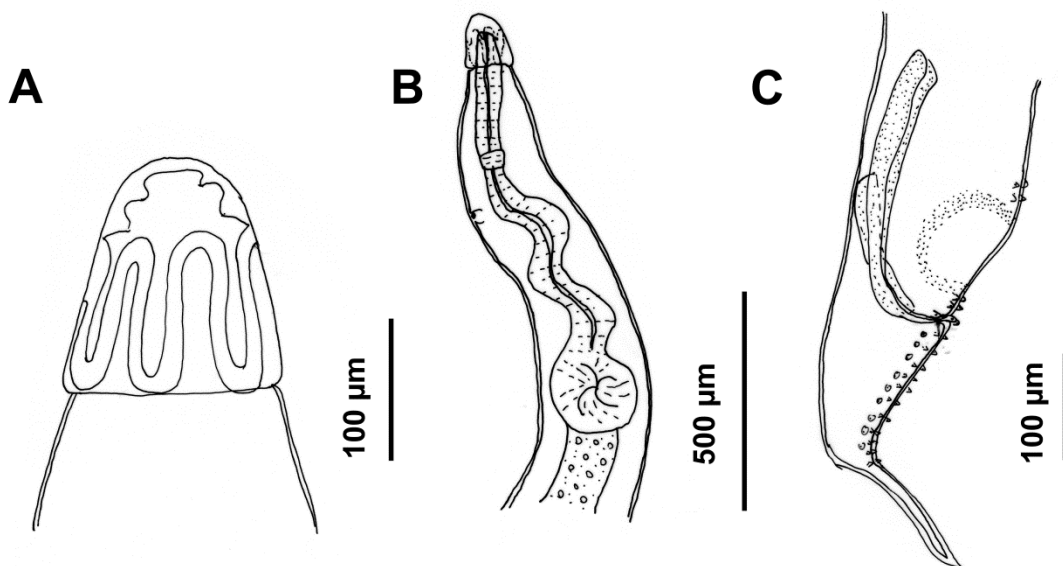
Anteriormente esta especie había sido designada como una especie del género monotípico *Ansirutodera* Skrjabin y Shikhobalova, 1947 debido a la extensión de los cordones. Como resultado, *Ansirutodera ansirupta* fue considerada parte de este género monotípico, siendo el cordón no continuo el carácter diagnóstico.



Luego, en su revisión del género *Aspidodera*, Santos et al. (1990) reinstauró *Ansirutodera ansirupta* en *Aspidodera* discutiendo que las diferencias entre el último y el resto de las especies en *Aspidodera* no justifica la validez de un género monotípico, sin embargo, la diferencia (cordón no continuo) es válida para diagnosticar una especie separada. Esta conclusión está respaldada por los resultados de análisis filogenético propuesto por Jimenez Ruiz (2004) en donde también menciona que los cordones no continuos son una autapomorfía para esta especie que la separa de su clado hermano *A. binansata*. Estas especies hermanas tienen como sinapomorfias algunas estructuras en el extremo anterior, como interlabios, que son proyecciones digitiformes en los lados de los labios (Jiménez Ruiz, 2004).

Por otro lado, esta especie sólo ha sido registrada para *D. novemcinctus* de Mina Gerais, Brasil, por lo que en esta tesis se reporta el primer registro en Argentina, dando una distribución disyunta de la especie, sin embargo, es probable que esta especie acompañe a su hospedador en toda o en una porción más grande de su área de distribución.

Fig. 3.3.25 *Aspidodera ansirupta* A) Cofia B) Esófago C) Extremo caudal, macho.



*Aspidodera vazi* Proença, 1937

(Fig. 3.3.26)

Nematodes de aspecto blanquecino, más bien cortos comparados con otras especies del género y con una cofia muy larga.

Machos: Cuerpo de $5320,45 \pm 884,14$ (4140-6640; 11) de largo, ancho máximo $395,82 \pm 51,14$ (314-488; 11). Cofia relativamente larga (Fig. 3.3.26 A), mide $348 \pm 44,91$ (260-417; 11) de largo y $199,55 \pm 26,72$ (145-245; 11) de ancho. Esófago $1279,73 \pm 184,89$ (962-1515; 11) de longitud con un bulbo terminal que mide $178,91 \pm 28,38$ (144-250; 11) de largo y $198,44 \pm 19,51$ (150-221; 9) de ancho (Fig. 3.3.26 B). El anillo nervioso está a $495,9 \pm 142,03$ (270-794; 10) del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de $713,5 \pm 136,36$ (440-917; 10) del extremo anterior. Las espículas son iguales en tamaño y forma, miden $730,82 \pm 107,01$ (588-880; 11) de largo y el gubernaculum es simple, de $152,8 \pm 18,94$ (126-197; 10) de longitud. La ventosa precloacal mide $83,91 \pm 19,02$ (57-130; 11) de largo por $75,67 \pm 21,36$ (60-100; 3) de ancho y está situada a $44,64 \pm 11,83$ (24-60; 11) de la cloaca. La cola mide $448,91 \pm 71,41$ (378-600; 11) de largo terminando en una espina caudal de $144,89 \pm 20,28$ (118-180; 9) (Fig. 3.3.26 E). Poseen 26 pares de papilas: 3 pares precloacales, 1 par adcloacal y 23 postcloacales.

Hembras: Cuerpo de $5414,88 \pm 815,33$ (4250-6960; 16) de largo, ancho máximo $491 \pm 57,84$ (360-595; 16). Cofia relativamente larga, mide $405,06 \pm 33,52$ (350-470; 16) por $491 \pm 57,84$ (360-595; 16). Esófago $1348,47 \pm 166,25$ (1127-1640; 15) de longitud con un bulbo terminal que mide $174,38 \pm 37,16$ (100-241; 13) de largo y $223,08 \pm 20,12$ (190-250; 12) de ancho. El anillo nervioso está a $568,42 \pm 91,07$ (475-790; 12) del extremo anterior y el poro excretor se sitúa en la mitad posterior del esófago a una distancia de $788,33 \pm 117,94$ (620-991; 9) del extremo anterior. Vulva simple, no prominente, ubicada en la mitad del cuerpo a unos $2523,07 \pm 467,95$ (1900-3452; 15) del extremo anterior (Fig. 3.3.26 C). La cola es aguzada y mide $560,6 \pm 62,75$ (490-733; 15) de largo (Fig. 3.3.26 D). Los huevos son elípticos y miden $67,18 \pm 2,4$ (63-70; 11) de largo y $48,45 \pm 4,5$ (40-55; 11) de ancho (Fig. 3.3.26 F).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasyus novemcinctus* L.; *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Pirané, Formosa (Formosa)



Sitio de infección: ciego e intestino grueso

Hospedador tipo: *Dasypus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Mato Grosso, Brasil

Prevalencia: 25% (1/4) (*D. novemcinctus*); 5,71% (2/35) (*T. matacus*)

Intensidad Media: 35 (*D. novemcinctus*); 13 (8-18) (*T. matacus*)

Otros hospedadores (registros previos): *D. novemcinctus* L., *Zaedyus pichiy* (Desmarest, 1804), *Chaetophractus villosus* (Desmarest, 1804), *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804), *Tolypeutes tricinctus* L., *Euphractus sexcinctus* L. (Masí-Pallarés and Benitez-Uscher, 1971; Navone, 1986, 1990; Santos et al., 1990)

Otras localidades (registros previos): Brasil, México, Paraguay; Corrientes, Córdoba y La Pampa (Argentina)

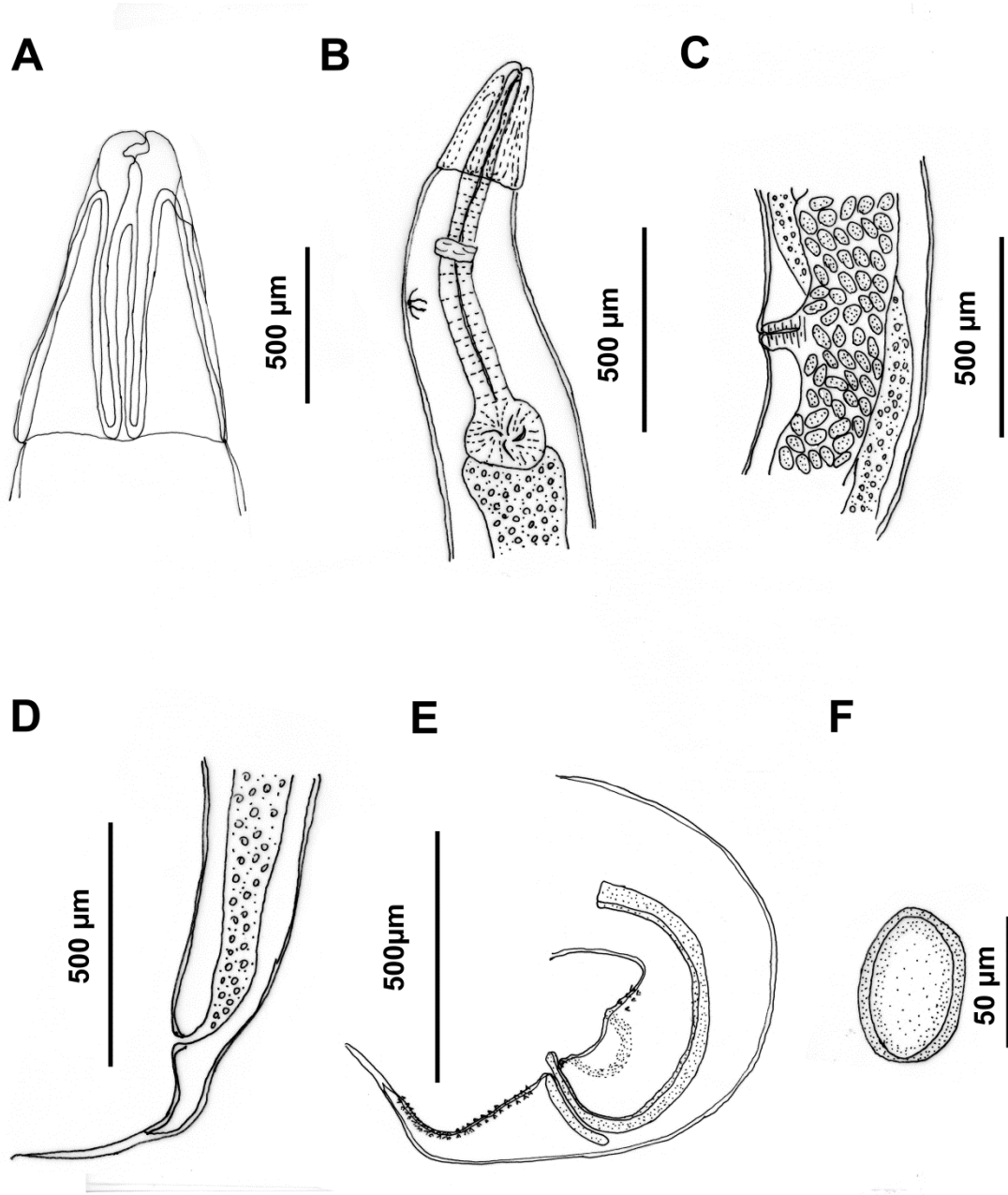
Comentarios

Esta especie tiene una amplia distribución geográfica que va desde el centro de Argentina hasta el norte de México (Jimenez Ruiz, 2004). Es la especie que presenta la cofia más grande del género y previamente se asoció con varios hospedadores, sin embargo, en Argentina sólo estaba asociada a *D. novemcinctus*, *Ch. villosus* y *Z. pichiy*; por lo que en esta tesis, se lo asocia por primera vez a *T. matacus* de Argentina.

También cabe destacar que siempre se presenta en co-infección con las principales especies de *Aspidodera* del grupo: *A. fasciata* y *A. scoleciformis*.



Fig. 3.3.26. *Aspidodera vazi* A) Cofia B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal, hembra E) Extremo caudal, macho F) Huevo.



*Lauroia* Proença, 1938

Cofia modificada en tres placas ligeramente surcadas posteriormente. Extremo posterior del macho simple, con relativamente pocas papilas y una ventosa pre-cloacal reducida.

Lauroia bolivari Jiménez-Ruiz y Gardner, 2003

(Fig. 3.3.27)

Nematodes relativamente delgados, cola aguda, de color blanco. Ala lateral que va desde la parte posterior del anillo nervioso hasta antes de la apertura cloacal o anal. Espículas desiguales de superficie rugosa con crestas transversales.

Machos: Longitud del cuerpo $6,2 \pm 0,5$ (5,5-6,56; 4) mm, ancho en la parte media del cuerpo $330 \pm 21,6$ (300-350; 4). Cofia $62,5 \pm 8,8$ (50-76; 4) de largo y $76,8 \pm 2,4$ (75-80; 4) de ancho (Fig. 3.3.27A). Anillo nervioso y poro excretor ubicados a $266,3 \pm 7,5$ (260-275; 4) y 404 ± 45 (352-430; 4) del extremo anterior, respectivamente. Esófago con bulbo, cuya longitud es de $823,8 \pm 49,2$ (750-850; 4) y el diámetro del bulbo es de $98,8 \pm 6,3$ (90-105; 4) de largo y $123,8 \pm (115-130; 4)$ de ancho (Fig. 3.3.27B).

Espículas asimétricas, de superficie rugosa con líneas transversales, la izquierda mide $598,3 \pm (550-641; 4)$ de longitud y la derecha $812 \pm 63,3$ (728-870; 4). No poseen gubernaculum. En la región cloacal hay 12 pares de papilas sésiles: 5 pares precloacales, 2 pares adcloacales y 5 pares postcloacales. Cola $222,5 \pm (180-250; 4)$ (Fig. 3.3.27E).

Hembras: Longitud del cuerpo $7,42 \pm 0,48$ (6,3-7,9; 10) mm, ancho máximo $338,89 \pm 59,25$ (250-450; 9). Anillo nervioso y poro excretor a $287,22 \pm 11,76$ (275-310; 9) y $425 \pm 35,36$ (400-450; 2) respectivamente del extremo anterior. Cofia $62,89 \pm 6,72$ (53-73; 9) de largo y $80,78 \pm 5,85$ (70-90; 9) de ancho. Longitud total del esófago $840 \pm 104,52$ (600-950; 9). Bulbo del esófago $95 \pm 7,07$ (90-110; 9) de largo y $135 \pm 19,04$ (115-175; 9) de ancho. La vulva está ubicada a $2700 \pm 265,75$ (2500-3350; 9) del extremo anterior (Fig. 3.3.27C); el útero contiene huevos no embrionados de $63,56 \pm 4,19$ (60-70; 9) por $45 \pm 3,54$ (40-50; 9) (Fig. 3.3.27F). Cola $814,50 \pm 67,10$ (700-890; 9) (Fig. 3.3.27D).

Resumen taxonómico:

Hospedadores: *Dasypus novemcinctus* L.



Localidades: Pirané (Formosa)

Sitio de infección: ciego e intestino grueso

Prevalencia: 25% (1/4)

Intensidad Media: 23

Hospedador tipo: *Dasyus novemcinctus* L.

Localidad tipo: Beni, Bolivia

Otros hospedadores (registros previos): *Euphractus sexcinctus* L. (Proença, 1938; Jimenez Ruiz y Gardner, 2003)

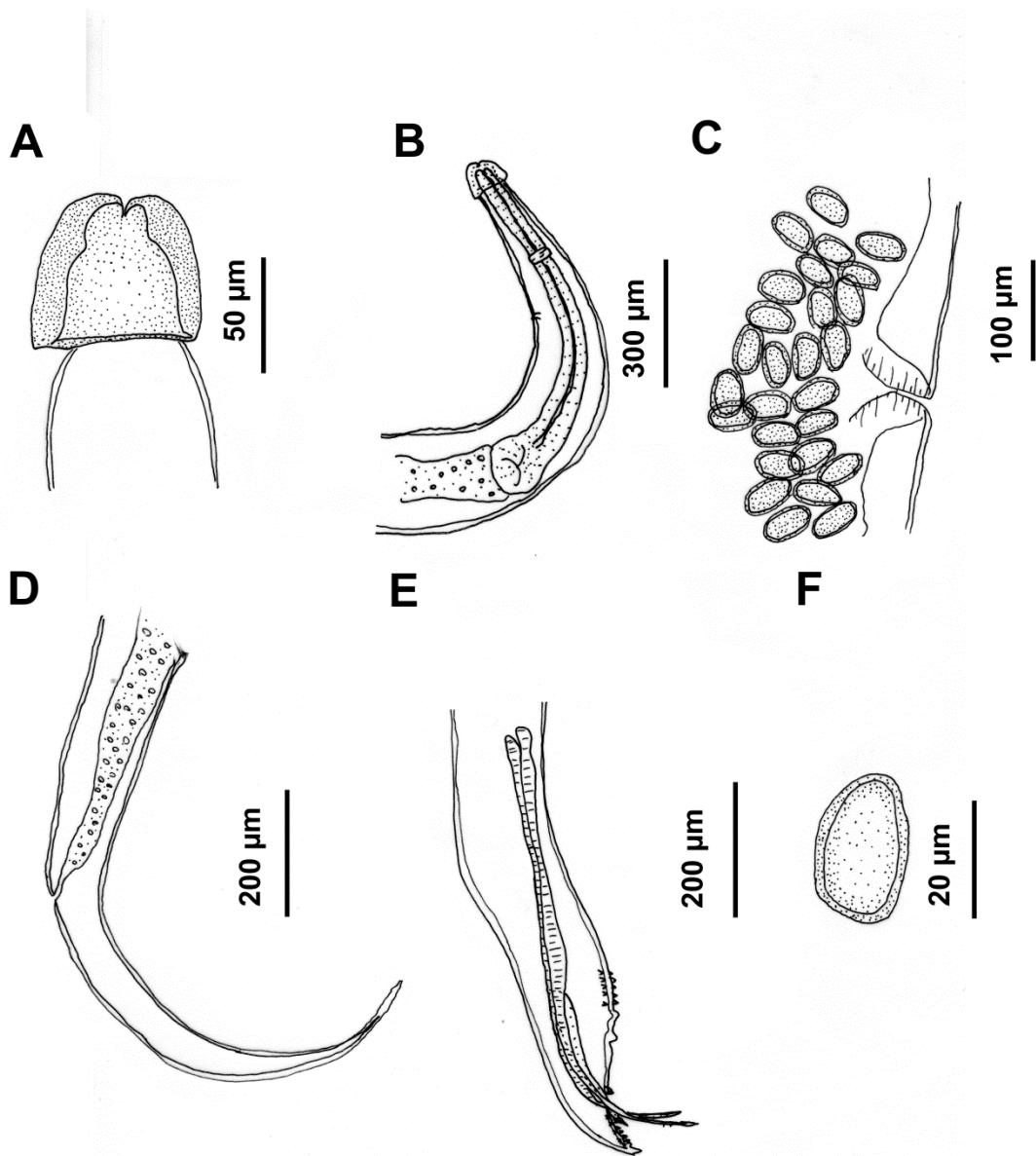
Otras localidades (registros previos): Santa Cruz, Bolivia

Comentarios

En la actualidad, el género comprende a las especies *L. travassosi* Proença, 1938, *L. trinidadensis* Cameron, 1939, *L. intermedia* Caballero, 1955, *L. dasypi* Flores-Barroeta, 1956 y *Lauroia bolivari* Jiménez-Ruiz y Gardner, 2003. Todas las especies tienen como hospedador a *D. novemcinctus*, excepto *L. travassosi* y *L. bolivari* que también se encontraron en *E. sexcinctus* (Proença, 1938; Jimenez Ruiz y Gardner, 2003). Todos se alojan en el ciego e intestino grueso de armadillos de Brasil, Bolivia, Trinidad, Guatemala y México (Proença, 1938; Cameron, 1939; Caballero, 1955; Flores-Barroeta, 1956; Jimenez Ruiz y Gardner, 2003) En esta tesis se aporta el primer registro de esta especie para Argentina.



Fig. 3.3.27. *Lauroia bolivari* A) Cofia B) Esófago C) Vulva D) Extremo caudal, hembra E) Extremo caudal, macho F) Huevo.





Otros Nematodes

Oxyurida: Oxyuroidea

Thelastoma sp.

(Fig. 3.3.28)

Nematodes blanquecinos, de cuerpo corto y cola larga y filiforme (Fig. 3.3.28A) con una cutícula con estriaciones transversales. Esófago con bulbo (Fig. 3.3.28.B). Huevos redondeados (Fig. 3.3.28.C)

Resumen taxonómico

Hospedadores (presente estudio): *Dasytus mazzai* (Yepes, 1933) *Dasytus novemcinctus* L.; *Euphractus sexcinctus* L.; *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865); *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades (presente estudio): Copo, Suncho Corral (Santiago del Estero); Pirané (Formosa)

Hospedador tipo: artrópodos

Sitio de infección: Estómago, intestino delgado e incluso ciego.

Prevalencia: 100% (1/1) (*D. mazzai*); 25% (1/4) (*D. novemcinctus*); 16,67% (1/6) (*E. sexcinctus*); 5,88% (1/17) (*Ch. vellerosus*); 5,71% (1/35) (*T. matacus*)

Intensidad Media: 5 (*D. mazzai*); 1 (*D. novemcinctus*); 16 (*E. sexcinctus*); 18 (*Ch. vellerosus*); 57 (*T. matacus*)

Otros hospedadores (registros previos): *T. matacus* (Desmarest, 1804), *D. septemcinctus* L. y *Ch. vellerosus* (Gray, 1865) (Suare et al., 1998)

Otras localidades (registro previo): Copo, Santiago del Estero

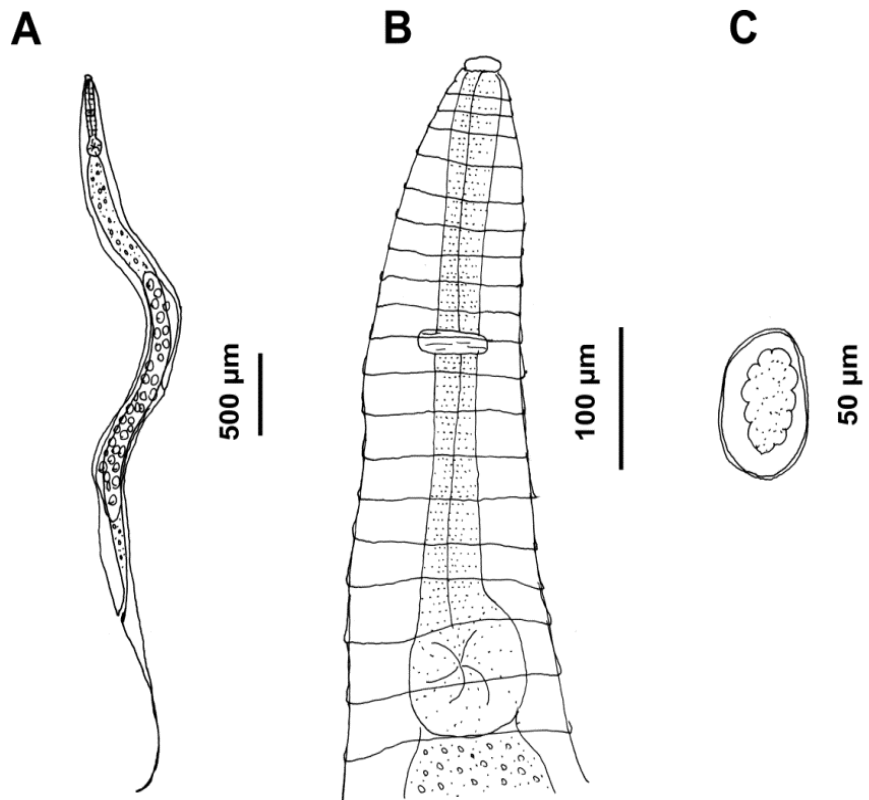
Comentarios

Formas parásitas como oxyuridos pertenecientes al género *Thelastoma*, que normalmente parasitan artrópodos, son ingeridos por los xenartros al alimentarse de artrópodos infectados. Estos parásitos no son totalmente digeridos, ya que a pesar de que principalmente se hallaron en el estómago, algunos individuos se encontraron en estado grávido al final del tracto digestivo.



Previamente han sido reportados como oxyuros en las especies de armadillos mencionadas (Suare et al., 1998)

Fig. 3.3.28. *Thelastoma* sp. A) Hembra completa B) Extremo anterior C) Huevo.



**Spirurida: Physalopteridae** (Railliet 1893)

(Fig. 3.3.29)

También podemos destacar la presencia de larvas de Physalopteridae, que son parásitos de un amplio rango de hospedadores, preferentemente Carnívoros, Marsupiales y aves de presa, e incidentalmente serpientes y otros mamíferos de hábito carnívoro o insectívoro. Los hospedadores intermediarios son artrópodos que son ingeridos por el hospedador definitivo, quedando las formas parásitas en el estómago.

Son larvas pequeñas (Fig. 3.3.29A) con estructuras internas poco diferenciadas, en el extremo anterior presentan dos pseudolabios (Fig. 3.3.28.B).

Resumen taxonómico

Hospedadores (presente estudio): *Myrmecophaga tridactyla* L., *Dasyopus novemcinctus* L., *Dasyopus hybridus*, *Chaetophractus vellerosus* (Gray, 1865) y *Tolypeutes matacus* (Desmarest, 1804)

Localidades: Clorinda; Pirané (Formosa); Santiago del Estero; Suncho Corral(Santiago del Estero); La Rioja (La Rioja); Norte de Córdoba (Norte de Córdoba); Quebrada de Agua Linda; Dragones (Salta)

Sitio de infección: Estómago

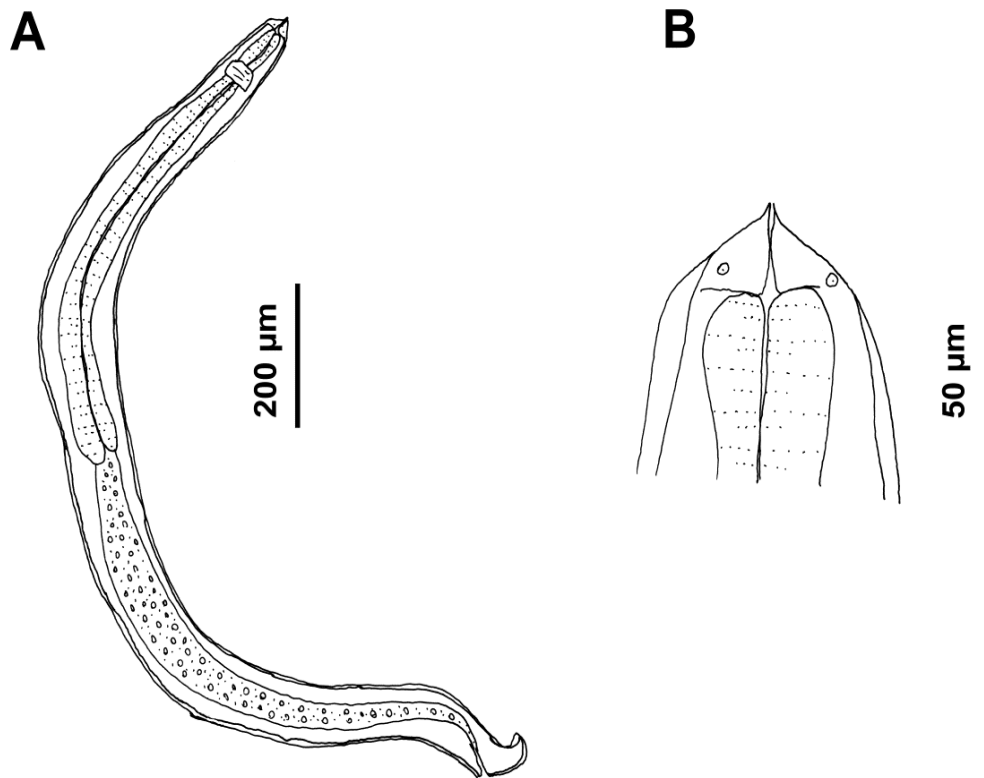
Prevalencia: 100% (1/1) (*M. tridactyla*); 25% (1/4) (*D. novemcinctus*); 11,11% (1/9) (*D. septemcinctus*); 5,88% (1/17) (*Ch. vellerosus*); 11,43% (4/35) (*T. matacus*)

Intensidad media: 77 (*M. tridactyla*); 1 (*D. novemcinctus*); 10 (*D. hybridus*); 8 (*Ch. vellerosus*); 3,5 (1-4) (*T. matacus*).

Otros hospedadores: mamíferos



Fig. 3.3.28. Physalopteridae A) Larva completa B) Extremo anterior.





Trichurida: Trichinellidae

Trichinella sp.

Se evaluó la presencia de larvas de *Trichinella* sp. en *E. sexcinctus* (n=3), *D. novemcinctus* (n=2) y *T. matacus* (n=4), provenientes de las provincias de Chaco y Formosa mediante digestión artificial de tejido muscular de la lengua, pero todas las muestras resultaron negativas. Sin embargo, estudios anteriores han informado de infección por *Trichinella* en armadillos (*Ch. villosus*) de Argentina (Tesón et al. 1997; Huici et al., 1999). En otro estudio, los aislados de *Trichinella* de *Ch. villosus* fueron identificados como *T. spiralis* por PCR (Krivokapich et al., 2006; Ribicich et al., 2010). Asimismo, la prevalencia en armadillos fue 15,7% y se atribuyó esta prevalencia al comportamiento carroñero, y se propuso que este hospedador podría actuar como un reservorio de *Trichinella* (Pozio, 2005).

En este sentido, los resultados negativos para este nematode en esta tesis los podríamos atribuir a la dieta de dos de los hospedadores testeados (*T. matacus* y *D. novemcinctus*) que no incluyen carroña y al bajo número de ejemplares analizados para *E. sexcinctus*.

DISCUSIÓN

Los estudios parasitológicos conocidos para xenartros en Argentina datan desde la década del 80 y se fueron dando de manera relativamente continua hasta los tiempos actuales (Navone y Lombardero, 1980; Navone, 1986, 1987a, 1987b, 1990; Notarnicola y Navone 2003; Ezquiaga et al., 2009, 2012, 2014, 2015, 2017, 2018). Sin embargo, en la región chaqueña de nuestro país, a pesar de ser la región con más especies de xenartros, los trabajos que se realizaron son bastante más acotados (Monferrán y Silveiro Reyes, 2014; Navone, 1990; Suare et al., 1997, 1998) debido a la inaccesibilidad de los ambientes, entre otros factores.

En este contexto, la información aquí alcanzada en cuanto a los helmintos estudiados es muy valiosa, ya que abarca muchos años de muestreo (desde ejemplares de colecciones de museo de principios de siglo XX hasta ejemplares capturados en la actualidad) y se estudiaron por primera vez los parásitos de especies hospedadoras casi desconocidas como *D. mazzai* y *C. chacoensis*, por lo que casi todas las asociaciones parásito-hospedador son nuevas para la ciencia y nuevos registros para



Argentina. Ejemplo de esto son las especies *Oligacanthorhynchus carinii*, *Mathevotaenia* spp., *Delicata uncinata*, *Pterygodermatites (P.) chaetophracti*, *P. (P.) argentinensis* y *Trichohelix tuberculata* en *C. chacoensis*, y *Macielia chagasi*, *Moennigia virilis* y *Aspidodera fasciata* en *D. mazzai*.

En cuanto a los helmintos hallados en *D. hybridus*, la baja prevalencia y la baja intensidad de los mismos es coincidente con los datos de *D. hybridus* de otras regiones como la pampeana (Ezquiaga, 2013). Sin embargo, la presencia de *M. chagasi* en este hospedador representa la primera asociación de este tipo y como ya se mencionó, la primera vez que se encuentra a este parásito en Argentina.

Respecto de los trichostrongílidos, que representaron una importante fracción del total de helmintos hallados, podemos decir que al ser parásitos de ciclo directo, la diversidad de éstos y las nuevas asociaciones se deben a la exploración de nuevos ambientes que revelan que son favorables para la persistencia de los ciclos de vida de estos helmintos, y que la diversidad real de parásitos está de alguna manera oculta en los ambientes y hospedadores no explorados. Se registraron por primera vez en Argentina a *Moennigia moennigi*, *Moennigia* sp. 1, *Delicata uncinata*, *Delicata* sp. 1 y *Ma. chagasi*.

Este concepto de diversidad oculta también se hace evidente al analizar los cestodes encontrados, ya que se describieron nuevas especies y un nuevo morfotipo del género *Mathevotaenia* a partir de material colectado hace unos 80 años. Estos cestodes seguramente acompañan a los hospedadores en toda la región y a través del tiempo, pero nunca habían sido reportados por el simple hecho de que no fueron explorados los hospedadores y los ambientes. También cabe destacar que este tipo de cestode posee un ciclo indirecto con un hospedador intermediario que generalmente es un artrópodo, por lo que la presencia de estos helmintos estaría indicando la presencia de estos hospedadores intermediarios, hecho que se traduce como un ambiente “sano”, ya que la presencia de los hospedadores intermediarios nos indican que la diversidad del ambiente es funcional para la realización de los ciclos de vida (Sures et al., 2017).

En el caso de los Aspidoderidae, se han registrado por primera vez en Argentina especies como *Lauroia bolivari* y *Aspidodera ansirupta* que además se encontraron coexistiendo con otras dos especies de aspidoderidos en un mismo hospedador (*A. vazi* y *A. fasciata*). Por lo tanto, se podría estar tratando de una región en la que los aspidoderidos son más diversos que en otras (e.g. Región pampeana).



Por último, el hallazgo de especies de importancia veterinaria y/o zoonótica como *Oncicola canis*, *Ancylostoma caninum* y *Strongyloides* spp. muestra que ocurren interacciones con otras especies de animales silvestres, domésticos y el humano en un mismo ambiente. Así se evidencia el rol de reservorio que tienen los armadillos para estas especies de parásitos que en condiciones desfavorables pueden ser muy perjudiciales para la salud. Este es el caso de los *Ancylostoma*, que en animales domésticos y silvestres, pueden causar daños severos como anemia, desnutrición y en casos extremos la muerte (Seguel y Gottdenker, 2017). En humanos puede causar el síndrome de larva migrans cutáneo, esto ocurre por el contacto con larvas en el medio ambiente, que en el caso de tratarse de sus hospedadores habituales, las larvas ingresan al cuerpo a través de la piel, penetran la dermis para llegar a la sangre y migran a través de los pulmones hasta llegar al intestino, donde se desarrollan las formas adultas, pero en humanos, estas larvas zoonóticas pueden entrar a la epidermis pero no a la dermis, por lo que las larvas migran un tiempo dentro de esta y mueren al no poder alcanzar el intestino (Kwon et al., 2003).



CAPÍTULO 4. DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO

4.1. INTRODUCCIÓN

Los animales silvestres a menudo han sido considerados como la fuente de enfermedades parasitarias en humanos y animales domésticos y como reservorios para tales infecciones (Thompson et al., 2010 a y b). Por lo tanto, es de interés examinar algunos parásitos de importancia para la salud pública en animales silvestres que han sido identificados como reservorios (Thompson et al., 2010 a y b).

El diagnóstico coproparasitológico (examen de la materia fecal) permite diagnosticar las parasitosis del tracto gastrointestinal, de los órganos anexos y del aparato respiratorio. Cuando los estudios coproparasitológicos se realizan en poblaciones de animales (silvestres y/o domésticos), su objetivo principal es identificar las especies parásitas presentes y luego determinar su distribución. Estos dos aspectos permiten evaluar el estado sanitario de la población hospedadora y tienen la finalidad de contribuir a su conservación o control según corresponda por su impacto ambiental (Andresiuk et al., 2004; Ezquiaga et al., 2014).

En xenartros se ha realizado previamente poco más de una decena de estudios coproparasitológicos en los cuales se han identificado diversos enteroparásitos protozoos y helmintos (Tabla 4.1.1).



Tabla 4.1.1 Antecedentes de diagnóstico coproparasitológico en xenartros

PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
Acanthocephala	<i>Tamandua tetradactyla</i>		Diniz et al., 1995
	<i>Myrmecophaga tridactyla</i>		
<i>Ancylostoma</i> sp.	<i>Dasyus novemcinctus</i>	Brasil	Diniz et al., 1997
	<i>Euphractus sexcinctus</i>		
	<i>Cabassous tatouay</i>		
	<i>Tolypeutes</i> sp.		
	<i>Priodontes maximus</i>		
	<i>ChaetophRACTUS vellerosus</i>	Magdalena, Buenos Aires, Argentina	Ezquiaga et al., 2014
<i>Ascaris lumbricoides</i>	<i>M. tridactyla</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015
<i>Ascaris</i> sp.	<i>T. tetradactyla</i>	Brasil	Diniz et al., 1995
	<i>D. novemcinctus</i>		Diniz et al., 1997
	<i>E. sexcinctus</i>		
	<i>C. tatouay</i>		
	<i>Tolypeutes</i> sp.		
	<i>P. maximus</i>		
<i>Aspidodera</i> sp.	<i>Zaedyus pichiy</i>	Mendoza, Argentina	Ezquiaga et al., 2009
	<i>ChaetophRACTUS vellerosus</i>	Magdalena, Buenos Aires, Argentina	Ezquiaga et al., 2014
<i>Blastocystis hominis</i>	<i>M. tridactyla</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015
Cestoda	<i>T. tetradactyla</i>	Brasil	Diniz et al., 1995
	<i>D. novemcinctus</i>		Diniz et al., 1997
	<i>E. sexcinctus</i>		
	<i>C. tatouay</i>		
	<i>Tolypeutes</i> sp.		
	<i>P. maximus</i>		
	<i>Bradypus variegatus</i>	Costa Rica	Sibaja Morales, 2006
	<i>Choloepus hoffmanni</i>		Estrada Rodriguez, 2007
<i>Chilomastix mesnili</i>	<i>M. tridactyla</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015



PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	
Coccidia	<i>D. novemcinctus</i>	Brasil	Diniz et al., 1997	
	<i>E. sexcinctus</i>			
	<i>C. tatouay</i>			
	<i>Tolypeutes</i> sp.			
	<i>P. maximus</i>			
	<i>B. variegatus</i>	Costa Rica	Sibaja Morales, 2006 Estrada Rodriguez, 2007	
	<i>C. hoffmanni</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015	
	<i>M. tridactyla</i>			
<i>T. tetradactyla</i>				
<i>Cyclobulura</i> sp.	<i>Z. pichiy</i>	Mendoza, Argentina	Ezquiaga et al., 2009	
<i>Eimeria corticulata</i>	<i>T. tetradactyla</i>	Brasil	Lainson y Shaw, 1990 Lainson y Shaw, 1991	
<i>Eimeria cyclopei</i>	<i>Cyclopes didactylus</i>		Lainson y Shaw, 1982	
<i>Eimeria escomeli</i>	<i>M. tridactyla</i>	La Paz, Bolivia	Gardner, 1991	
<i>Eimeria marajoensis</i>		Brasil	Freitas et al., 2006	
<i>Eimeria tamanduae</i>	<i>T. tetradactyla</i>			Lainson y Shaw, 1991
				Lainson y Shaw, 1990
		Honduras	Lainson y Shaw, 1968	
<i>Eimeria</i> spp.	<i>M. tridactyla</i>	Brasil	Freitas et al., 2006	
			Diniz et al., 1995	
	<i>Z. pichiy</i>	Mendoza, Argentina	Ezquiaga et al., 2009	
	<i>Ch. vellerosus</i>	Magdalena, Buenos Aires, Argentina	Ezquiaga et al., 2014	
<i>Entamoeba</i> sp.	<i>T. tetradactyla</i>	Brasil	Diniz et al., 1995	
	<i>M. tridactyla</i>			
	<i>D. novemcinctus</i>			
	<i>E. sexcinctus</i>		Diniz et al., 1997	
	<i>C. tatouay</i>			
	<i>Tolypeutes</i> sp.			
	<i>P. maximus</i>			



PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Entamoeba dispar</i>	<i>M. tridactyla</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015
<i>Giardia lamblia</i>			
<i>Giardia</i> sp.	<i>T. tetradactyla</i>	Brasil	Diniz et al., 1995
Isospora sp.		Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015
<i>Mathevotaenia</i> sp.	<i>Z. pichiy</i>	Mendoza, Argentina	Ezquiaga et al., 2009
Spiruroidea	<i>B. variegatus</i>	Costa Rica	Sibaja Morales, 2006 Estrada Rodriguez, 2007
	<i>C. hoffmanni</i>		
<i>Strongyloides</i> sp.	<i>T. tetradactyla</i>	Brasil	Diniz et al., 1995
	<i>M. tridactyla</i>		
	<i>Dasytus novemcinctus</i>		Diniz et al., 1997
	<i>E. sexcinctus</i>		
	<i>C. tatouay</i>		
	<i>Tolypeutes</i> sp.		
	<i>P. maximus</i>		
<i>Taenia</i> sp.	<i>M. tridactyla</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015
	<i>T. tetradactyla</i>		
Trichostrongyloidea	<i>Z. pichiy</i>	Mendoza, Argentina	Ezquiaga et al., 2009
	<i>Ch. vellerosus</i>	Magdalena, Buenos Aires, Argentina	Ezquiaga et al., 2014
<i>Trichostrongylus</i> sp.	<i>T. tetradactyla</i>	Casanare, Colombia	Rojano et al., 2015
<i>Trichuris</i> sp.	<i>M. tridactyla</i>	Brasil	Diniz et al., 1995
	<i>D. novemcinctus</i>		Diniz et al., 1997
	<i>E. sexcinctus</i>		
	<i>C. tatouay</i>		
	<i>Tolypeutes</i> sp.		
	<i>P. maximus</i>		
	<i>Z. pichiy</i>		Mendoza, Argentina
<i>Ch. vellerosus</i>	Magdalena, Buenos Aires, Argentina	Ezquiaga et al., 2014	



Con respecto a los xenartros que se distribuyen particularmente en la región chaqueña, la bibliografía es más escasa aún, existiendo sólo un estudio llevado a cabo en el Gran Chaco de Bolivia (Deem et al., 2009) donde se han estudiado muestras de materia fecal mediante técnicas coproparasitológicas en dos especies de armadillos (Tabla 4.1.2).

Tabla 4.1.2. Antecedentes de diagnóstico coproparasitológico en xenartros del Gran Chaco

PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Eimeria</i> sp.	<i>Tolypeutes matacus</i>	Gran Chaco, Bolivia	Deem et al., 2009
Heterakidae			
<i>Aspidodera</i> sp.			
<i>Trichoelixa</i> sp.			
Trichostrongylidae			
<i>Trichuris</i> sp.			
<i>Coccidia</i> sp.			
<i>Strongylus</i> sp.			
<i>Strongyloides</i> sp.			
Oxyuros			
Ascarididos	<i>Dasypus novemcinctus</i>		
Heterakidae			
<i>Aspidodera</i> sp.			
<i>Trichuris</i> sp.			
Adeleidae			
<i>Strongylus</i> sp.			

4. 2. METODOLOGÍA ESPECÍFICA

Se analizaron mediante las técnicas detalladas en el Capítulo 2, muestras de 7 ejemplares de armadillos (Tabla 4.2.1).

Tabla 4.2.1. Procedencia de las muestras analizadas

Hospedador	Localidad	N	Conservación de la Muestra
<i>Tolypeutes matacus</i>	Río Muerto, Chaco	2	Dicromato de Potasio
	Formosa, Formosa	2	Formol
<i>Euphractus sexcinctus</i>	El Colorado, Formosa	2	Formol
<i>Dasypus novemcinctus</i>	Formosa, Formosa	1	Dicromato de Potasio



4. 3. RESULTADOS

Los parásitos encontrados en las muestras fecales de *E. sexcinctus* se detallan en la tabla 4.3.1 y en la figura 4.3.1, los encontrados en *D. novemcinctus* en la tabla 4.3.2 y en la figura 4.3.2 y los encontrados en *T. matacus* en la tabla 4.3.3 y en la figura 4.3.3.

Tabla 4.3.1. Resultados *E. sexcinctus*

PARÁSITO	CARACTERÍSTICAS	INDIVIDUOS PARASITADOS
Coccidio sp.1	Ooquistes no esporulados, de forma circular, presentan una pared estriada y gruesa y un tamaño de 28-30 x 27-29 μm (n=3) (Fig. 4.3.1A)	2 de 2
Coccidio sp.2	Ooquistes de forma circular, presentan una pared lisa y delgada y un tamaño de 24-26 x 22-24 μm (n=3) (Fig. 4.3.1B)	2 de 2
Quistes	Quistes ovales, elípticos que miden de 8-10 x 7-9 μm (n=3). Con dos núcleos visibles (Fig. 4.3.1C)	1 de 2
<i>Aspidodera</i> sp.	Huevos con cáscara gruesa y amarillenta, larvados miden 61-62 x 47 μm (n=2) (Fig. 4.3.1D)	2 de 2
<i>Ancylostoma</i> sp.	Huevos morulados, blastómeras grandes que no ocupan todo el huevo, con pared delgada y lisa, de forma ovalada 55-65 x 35-43 μm (n=2) (Fig. 4.3.1E)	1 de 2
Ancylostomídeos	Huevos morulados con blastómeras grandes que ocupan la parte central del huevo, pared lisa y delgada, forma ovoide 56-57x 37-43 μm (n=2) (Fig. 4.3.1F)	1 de 2
Ascarídidos	Huevos subcirculares con cubierta gruesa que miden 52-54 x 42-44 μm (n=2). Morulados, blastómeras pequeñas no distinguibles que ocupan todo el huevo (Fig. 4.3.1G)	1 de 2
Tricostrongílidos	Huevos elípticos de paredes finas y lisas con blastómeras grandes que ocupan la parte central del huevo, 56-60 x 25-27 μm (n=2) (Fig. 4.3.1H)	1 de 2
<i>Strongyloides</i> sp.	Larvas pequeñas 120-140 μm (n=2) de largo, esófago y primordios genitales visibles (Fig. 4.3.1I)	1 de 2



Fig. 4.3.1 Parásitos hallados en materia fecal de *Euphractus sexcinctus* A) Coccidio sp. 1 B) Coccidio sp. 2 C) *Quiste* D) *Aspidodera* sp. E) *Ancylostoma* sp. F) Ancylostomídeos G) Ascarídidos H) Tricostrongílidos I) *Strongyloides* sp.

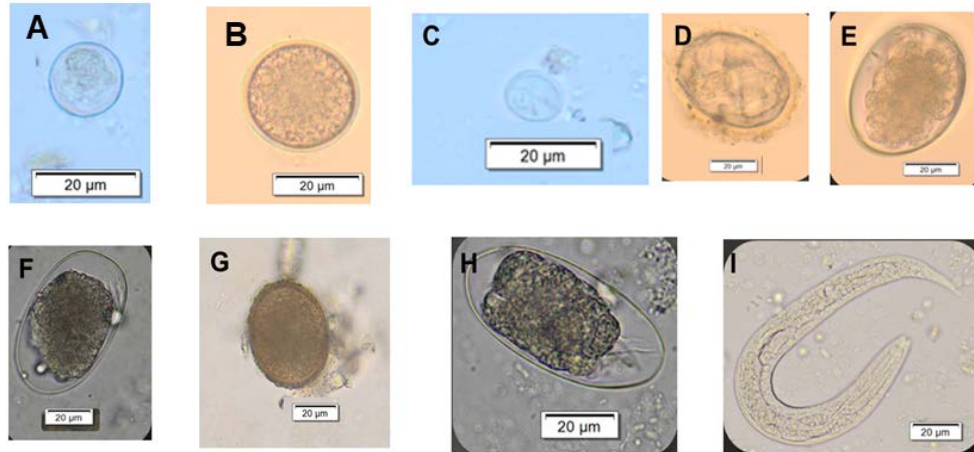


Tabla 4.3.2. Resultados *D. novemcinctus*

PARÁSITO	CARACTERÍSTICAS	INDIVIDUOS PARASITADOS
<i>Eimeria</i> sp.	Ooquistes esporulados, de forma subcircular, presentan una pared estriada y gruesa y un tamaño de 18-21x 17-21 µm (n=2) Presentan 4 esporoquistes con 2 esporozoítos cada uno (Fig. 4.3.2A)	1de 1
Ancylostomídeos	Huevos de forma ovalada, morulados con blastómeras visibles que ocupan la totalidad del huevo, presentan una pared lisa y delgada y un tamaño de 24-26 x 22-24 µm (n=3) (Fig. 4.3.2B)	1 de 1

Fig. 4.3.2 Parásitos hallados en materia fecal de *D. novemcinctus* A y B) *Eimeria* sp. C) Ancylostomídeos.

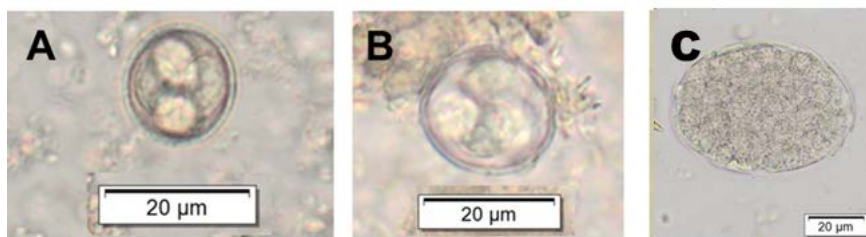


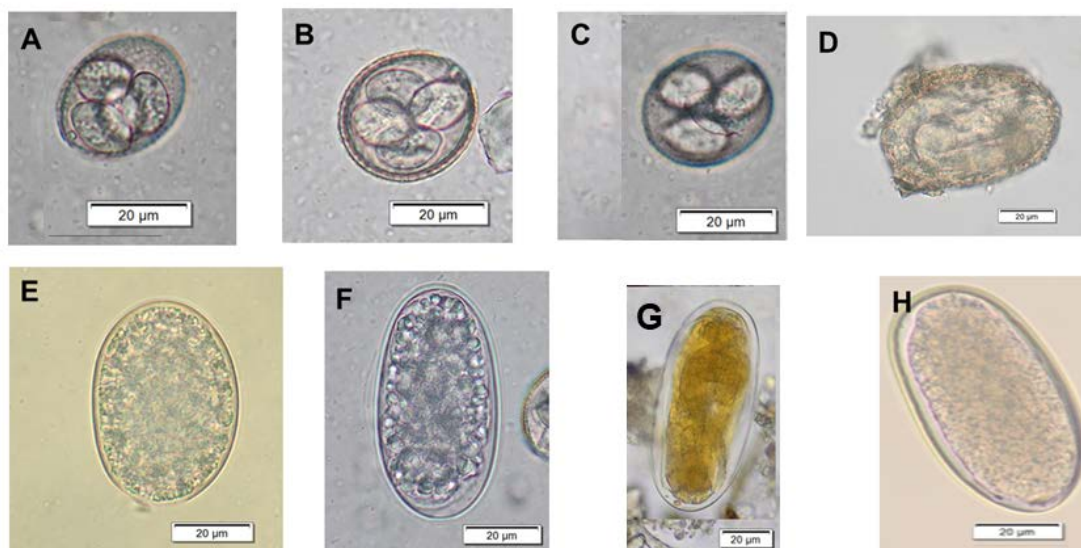
Tabla 4.3.3. Resultados *T. matacus*

PARÁSITO	CARACTERÍSTICAS	INDIVIDUOS PARASITADOS
<i>Eimeria</i> sp.1	Ooquistes esporulados, de forma subcircular. Presentan 4 esporoquistes con 2 esporozoítos cada uno. Tienen una micrópila y una pared rugosa y gruesa y un tamaño de 27-29 x 22-24 μm (n=3) (Fig. 4.3.3A)	2 de 4
<i>Eimeria</i> sp.2	Ooquistes esporulados de forma subcircular. Presentan 4 esporoquistes con 2 esporozoítos cada uno. Tienen una pared lisa y delgada y un tamaño de 35-37 x 30-31 μm (n=3) (Fig. 4.3.3B)	2 de 4
<i>Eimeria</i> sp.3	Quistes esporulados subcirculares. Presentan 4 esporoquistes con 2 esporozoítos cada uno. Tienen una pared lisa y fina. Miden de 22-27 x 21-22 μm (n=3).(Fig. 4.3.3C)	2 de 4
<i>Aspidodera</i> sp.	Huevos con cáscara gruesa y amarillenta, larvados miden 59-62 x 46-47 μm (n=2) (Fig. 4.3.3D)	2 de 4
Ancylostomídeos	Huevos morulados, blastómeras diferenciables que ocupan todo el huevo, con pared delgada y lisa, de forma ovalada 57-65 x 38-43 μm (n=2) (Fig. 4.3.3E)	1 de 4
Tricostrongílicos	Huevos morulados con blastómeras grandes que ocupan la parte central del huevo, pared lisa y delgada, forma ovoide 60-63x 40-44 μm (n=2) (Fig. 4.3.3F)	1 de 4

**Algunos de los huevos de Strongílicos hallados, por su tamaño, podrían ser atribuibles a formas parasitarias no presentes en el tracto digestivo (Fig. 4.3.3 G y H).



Fig. 4.3.3 Parásitos hallados en materia fecal de *T. matacus* A) *Eimeria* sp. 1 B) *Eimeria* sp. 2 C) *Eimeria* sp. 3 D) *Aspidodera* sp. E) Ancylostomídeos F) Tricostrongílidos G) Ancylostomídeos sp. H) Tricostrongílidos.



4.4. DISCUSIÓN

Se destaca la presencia de nematodos de importancia sanitaria (i.e. Ascarídidos, Ancylostomídeos y *Strongyloides* sp.), lo que confirma el rol de los armadillos como potenciales reservorio de infecciones parasitarias zoonóticas y de importancia veterinaria.

La coccidiosis es una enfermedad causada por protozoos parásitos del género *Eimeria*, es una patología de importancia veterinaria, ya que afecta principalmente al ganado y a las aves de corral, causando graves pérdidas económicas en todo el mundo (Rose, 1987). Este parásito también afecta a numerosos animales silvestres (Ahmad et al., 2016) y su incidencia aumenta en otros animales domésticos debido a métodos de cría más intensivos (Gregory et al., 1980).

Anteriormente, se ha reportado la presencia de estos protozoos vinculada a desordenes clínicos presentes en armadillos en cautiverio de Brasil (Diniz et al., 1997). Sin embargo, son parásitos altamente específicos a nivel hospedador, órgano y tejido (Diaz et al., 2010) y su identificación a nivel específico es muy difícil, debido a que las cepas de referencia para fines comparativos generalmente no están disponibles. Además, se discuten las limitaciones de los datos morfológicos para la determinación específica, considerándose el valor de otros parámetros, además de la morfología de



los ooquistes, tales como la especificidad del hospedador y del sitio de infección, la patogenicidad, la especificidad inmunológica, el tiempo de esporulación, la variación enzimática y la densidad flotante del ADN (Long y Joyner, 1984).

El hallazgo de estos protozoos parásitos en esta tesis podría indicar que se trata de una parasitosis intestinal propia de los armadillos, que en casos de presentarse en intensidades altas o combinada con otras parasitosis intestinales, pueden tener un impacto negativo en la salud de los hospedadores.

En el caso de los ancylostomídeos, cabe destacar que todas las especies comparten características morfológicas, fisiológicas y de historia de vida que se traducen en consecuencias similares para su hospedador (Seguel y Gottdenker, 2017). Son hematófagos y han desarrollado sistemas eficientes para extraer y digerir la sangre de su hospedador (Hotez et al., 2016). Por lo tanto, los principales efectos adversos de estos parásitos en humanos, animales domésticos y silvestres, son anemia, crecimiento retardado, bacteriemia secundaria y mortalidad (Traversa et al., 2010; Hotez et al., 2016; Seguel y Gottdenker, 2017). Hay varias especies de ancylostomídeos de animales domésticos y humanos que parasitan un amplio rango de mamíferos silvestres y, en la mayoría de los casos, estos parásitos son capaces de establecer ciclos de vida completos y causar daños en los hospedadores silvestres (Seguel y Gottdenker, 2017). Un ejemplo de esto es *Ancylostoma caninum* que a pesar de ser un parásito propio de cánidos domésticos y silvestres, se ha registrado previamente en varias especies de armadillos (Navone, 1990; Ezquiaga et al., 2014; Hoppe et al., 2009), incluso vinculado a desordenes clínicos (Diniz et al., 1997). Esto resalta la importancia de la interfaz animal doméstico-humano-animal silvestre que juega un papel importante en el mantenimiento de altas cargas de ancylostomídeos en algunas áreas.

El hallazgo de huevos de ancylostomídeos y tricostrongídeos en hospedadores en los que en su tracto intestinal no se hallaron formas adultas de estos taxones, podría indicarnos que los armadillos actúan como un hospedador accidental o de tránsito, ya que para alimentarse ingieren una cantidad considerable de tierra y al encontrarse en las inmediaciones de campos ganaderos y áreas antropizadas, estarían ingiriendo estos huevos del ambiente y dispersándolos con la materia fecal sin infectarse-.

El hallazgo de otros helmintos como *Aspidodera* spp. y tricostrongídeos, coinciden con estudios coproparasitológicos previos realizados en otras regiones del país y en otras especies de armadillos (Ezquiaga et al. 2009 a y b, 2014), evidenciando que estos



parásitos acompañan a los armadillos en gran parte de su distribución y conforman su fauna parasitaria propia.

Entonces, a pesar del número bajo de muestras estudiadas, estos resultados permitieron ampliar el conocimiento de la fauna parasitaria de los armadillos en esta región.



CAPÍTULO 5. LOS ARMADILLOS COMO RESERVORIO DE APICOMPLEJOS DE IMPORTANCIA SANITARIA: UNA PRIMERA APROXIMACIÓN EN LA REGIÓN CHAQUEÑA.

5.1. INTRODUCCIÓN

El phylum Apicomplexa comprende a un grupo de protozoos exclusivamente endoparásitos que causan enfermedades en humanos, animales silvestres y domésticos, incluyendo una variedad de especies de importancia económica (Kim y Weiss, 2004). Se caracterizan por la presencia de una estructura única denominada complejo apical, que le permite la entrada en la célula hospedadora (Optiz y Soldati, 2002). Su ciclo de vida comprende una fase asexual y otra sexual, típicamente, un hospedador se infecta ingiriendo quistes, los cuales se dividen para producir los esporozoítos (fase de esporulación) que entran en sus células, luego las células liberan merozoítos (fase de esquizogonia) que infectan nuevas células; esto puede ocurrir varias veces, hasta que se producen gametocitos (fase de gamogonia), los cuales dan lugar a gametos que se fusionan para crear quistes nuevos y completar el ciclo. Sin embargo, hay muchas variaciones y complejizaciones de este patrón básico (Roberts y Janovy, 2009).

Existe un limitado conocimiento del rol que pueden ocupar los armadillos como hospedadores o reservorio de los agentes causales de distintas enfermedades zoonóticas como lo son algunos protozoos del phylum Apicomplexa, por lo cual es importante monitorear la presencia de éstos en el ambiente silvestre.

Toxoplasma gondii Nicolle & Manceaux, 1908

Toxoplasma gondii puede infectar tanto a animales silvestres como domésticos y al hombre. Fue reportado en numerosas especies de mamíferos silvestres en varios países (Hill et al., 2005; Dubey y Jones, 2008; Thompson, 2013; Cabral et al., 2014; Profeta et al., 2015). Los felinos son los hospedadores definitivos, y fue identificado tanto en el gato doméstico como en otras especies de felinos silvestres alrededor del mundo (Dorny y Franssen, 1989; Ferreira y Navarro, 1994; Aiello y Mays, 2000; Varela, 2001; Acha y Szyfres, 2003; Demar et al., 2008).



Ciclo biológico (Fig. 5.1):

Los ooquistes no esporulados son eliminados con las heces del hospedador definitivo al medio externo, donde deben transcurrir al menos 4 días para que esporulen en el medio ambiente. El ooquiste esporulado contiene 2 esporocistos ovaes cada uno con 4 esporozoítos (Roberts y Janovy, 2009).

Los humanos pueden participar en el ciclo como hospedadores intermediarios al ingerir los ooquistes por contaminación de frutas o legumbres con materia fecal de los hospedadores definitivos, consumo o manipulación de carne contaminada, o manos contaminadas y también pueden infectarse mediante transmisión placentaria (Acha y Szyfres, 2003; Basso y Venturini, 2009; Grandía et al., 2013). Una vez ingeridos los ooquistes, los esporozoítos penetran a las células musculares y/o cerebrales formando una vacuola parasitófora que impide la acción de las enzimas de las células que invaden, este proceso permite la multiplicación activa del parásito formando taquizoítos. Las vacuolas parasitóforas pueden alojar de 8 a 32 parásitos antes de romperse e invadir nuevas células. Esta fase proliferativa genera anticuerpos en el hospedador y la enfermedad puede quedar en estado crónico. Al bajar las defensas, los quistes vuelven a liberar taquizoítos que aumentan la infección. En estado crónico, esta multiplicación endocelular conduce a la formación de quistes. Los taquizoítos (también llamados trofozoítos) se convierten en bradizoítos, formas más grandes de multiplicación lenta, que progresivamente predominan en quistes tisulares que se consideran de reposo. Estos quistes se dan en células del cerebro, retina, músculo estriado y cardíaco, hígado y bazo. La ruptura de estos quistes puede liberar bradizoítos, los cuales son resistentes a la digestión, y cuando son comidos pueden infectar a un nuevo hospedador. El hospedador definitivo se infecta cuando ingiere carne conteniendo quistes con bradizoítos o bien ooquistes conteniendo esporozoítos. Ambas formas, los bradizoítos o esporozoítos penetran en las células del epitelio intestinal del hospedador definitivo y sufren esquizogonia, que se repite por varias generaciones. Otros esporozoítos dan origen a gametocitos, macro y microgametocitos que se fecundan iniciando la fase de esporogonia con producción de ooquistes que son eliminados con las heces del hospedador definitivo (Benenson, 1977; Hill y Dubey, 2002; Dubey, 2009; Scarpelli et al., 2009).

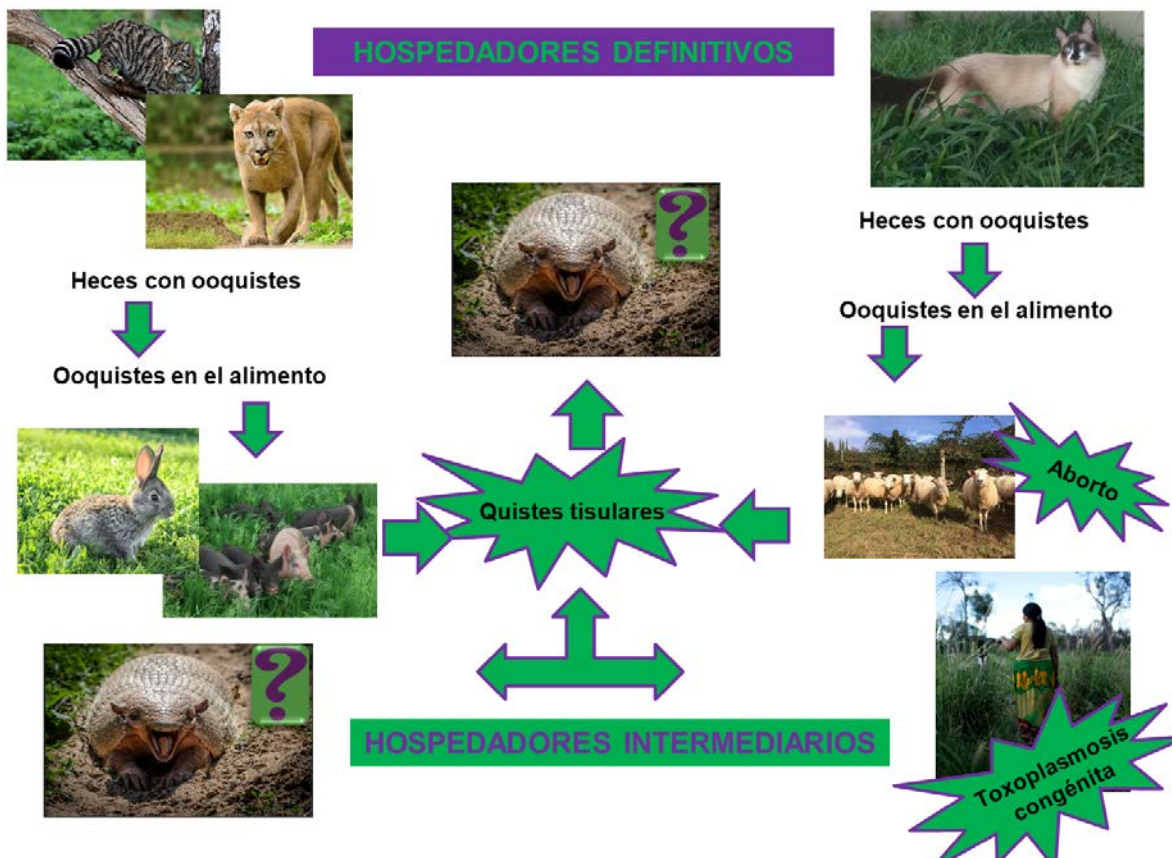
Los ooquistes esporulados y los quistes tisulares son muy resistentes en el medio ambiente, sobreviviendo los ooquistes en el suelo húmedo y a la sombra hasta un año, mientras que los quistes tisulares persisten en el animal durante años (Aiello y Mays,



2000; Tenter, 2009; Grandía et al., 2013).

La mayoría de las infecciones causadas por *T. gondii* cursan en forma subclínica o asintomática. La infección sintomática es relativamente rara en la mayoría de las especies hospedadoras intermediarias con sintomatología variable (Hill y Dubey, 2014). Sin embargo, cuando la infección ocurre durante la gestación puede producir muerte embrionaria, aborto, y riesgo de diversas fetopatías de diversa gravedad (Acha y Szyfres, 2003; Basso y Venturini, 2009; Pérez et al., 2011). Asimismo, cuando se infectan individuos jóvenes, como en el caso de los gatos, también pueden presentar diferentes sintomatologías (Aiello y Mays, 2000; Acha y Szyfres, 2003).

Fig. 5.1. Ciclo de *Toxoplasma gondii*.



Teniendo en cuenta la dinámica del ciclo de *T. gondii*, resulta evidente que este protozoo puede transmitirse entre animales domésticos y silvestres a través de la ingestión de cadáveres infectados, esto se ve favorecido por la superposición de animales silvestres y domésticos en un mismo ambiente y por el consumo de carne de



estos animales por parte de los pobladores locales de la región.

Los armadillos infectados con estos protozoos representan un potencial riesgo como reservorio de la enfermedad (Kin et al., 2014b). Se han reportado casos de xenartros positivos para *T. gondii* mediante diversas técnicas como el aislamiento directo, hemoaglutinación indirecta y aglutinación directa en diversas localidades (Tabla 5.1.)

Tabla 5.1. Reportes de xenartros positivos para *T. gondii*.

HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	
<i>Dasypus novemcinctus</i>	Brasil	Lainson 1964	
	Mina Gerais, Brasil	Schenk et al., 1976	
	Sao Paulo, Brasil	Sogorb et al., 1977	
	Florida, Estados Unidos	Burridge et al., 1979	
	Guayanas Francesas		Carme et al., 2002
			De Thoisy et al., 2003
	Botucaty, Brasil	Vieira da Silva et al., 2006	
	Sao Paulo, Brasil	Costa da Silva et al., 2008	
Gran Chaco, Bolivia	Deem et al., 2009		
<i>Tamandua tetradactyla</i>	Brasil	Walton y Arjona, 1968	
	Guayanas Francesas	Carme et al., 2002	
		De Thoisy et al., 2003	
<i>Choloepus didactylus</i>	Bacarena, Brasil	Shaw y Lainson, 1973	
<i>Priodontes maximus</i>	Sao Paulo, Brasil	Sogorb et al., 1977	
<i>Euphractus sexcinctus</i>	Botucatu, Brasil	Vieira da Silva et al., 2006	
<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	Sao Paulo, Brasil	Richini-Pereira et al., 2016	

Existen escasos estudios de toxoplasmosis en xenartros de Argentina, solo se conocen resultados positivos en *D. novemcinctus* de Corrientes mediante la técnica de hemaglutinación indirecta (Ramírez et al., 1984), en *Ch. villosus* de La Pampa mediante la Prueba de aglutinación en Látex y la Prueba de hemaglutinación indirecta (Kin, 2015; Kin et al., 2014b) y en *Myrmecophaga tridactyla* del Chaco húmedo, seco y Yungas (Jiménez-Pérez et al., 2015) mediante Hemoaglutinación indirecta.

Con el objetivo de investigar la presencia de anticuerpos específicos anti- *T. gondii* se

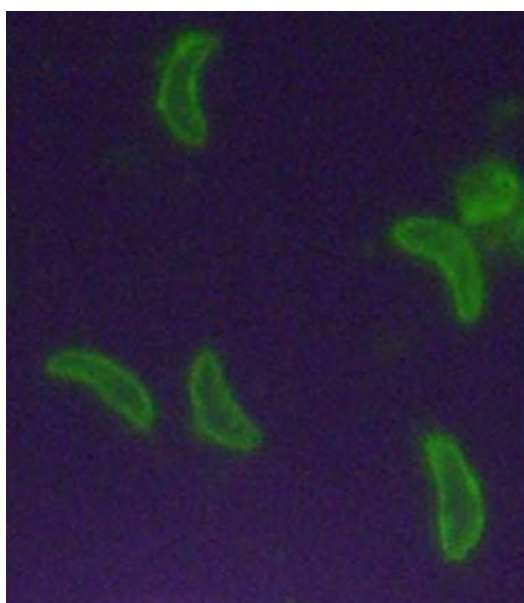


analizaron muestras de 8 ejemplares de armadillos: *Tolypeutes matacus* (n=4), *Dasyus novemcinctus* (n=2) y *Euphractus sexcinctus* (n=2), provenientes de Pirané (Formosa) y Río Muerto (Chaco).

5.2. RESULTADOS

Se hallaron anticuerpos específicos anti-*T. gondii* (Fig. 5.2) en un macho adulto de *D. novemcinctus* (n=1) proveniente de Pirané, Formosa y en una hembra adulta de *T. matacus* (n=1) proveniente de Río Muerto, Chaco (título 1:50).

Fig. 5.2 Muestra positiva para *T. gondii* (100x).



Neospora caninum Dubey, Carpenter, Speer, Topper & Uggla, 1988

El protozoo *N. caninum* fue identificado por primera vez por Bjerkås et al. (1984), en Noruega, en un perro con paresia de las extremidades y lesiones inflamatorias en su sistema nervioso central y muscular; se demostró que dichas lesiones eran producidas por un protozoo parásito, formador de quistes, morfológicamente parecido pero serológicamente negativo frente a *Toxoplasma gondii*.

Neospora caninum fue reconocido como agente etiológico de abortos en el ganado bovino en Nuevo México y California (Anderson y May, 1991; Barr et al., 1991; Dubey et al., 2011) siendo este parásito la principal causa de abortos en el ganado bovino lechero (Dubey et al., 2011).



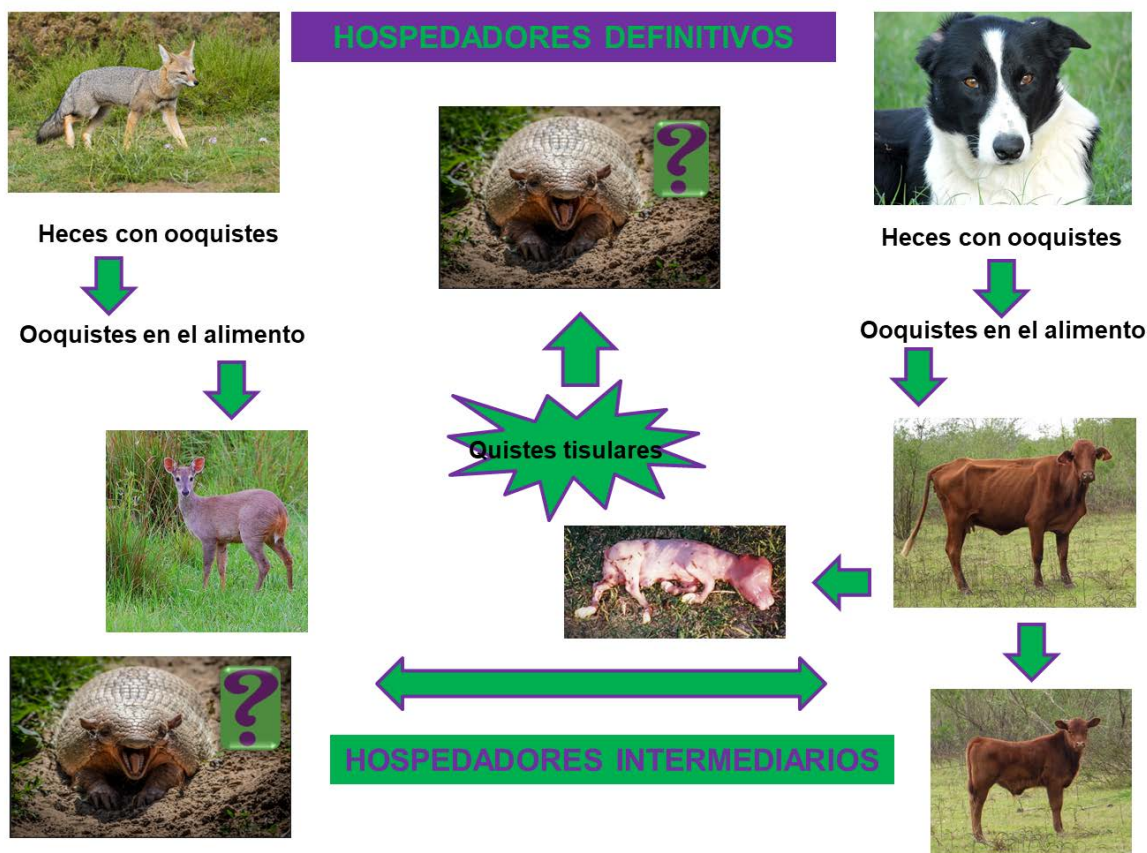
Los estudios de prevalencia de anticuerpos contra *N. caninum* indican que la neosporosis presenta una amplia distribución mundial, y ha sido notificada en muchas especies animales como bovinos, ovinos, búfalos de agua, equinos, cánidos, camélidos, entre otros (Dubey et al., 2007).

Ciclo biológico (Fig. 5.3):

Se desconoce el ciclo de vida completo de este parásito pero se sabe que el perro y otros cánidos son los hospedadores definitivos y que también pueden actuar como hospedadores intermediarios (McAllister et al., 1998; Lindsay et al., 1999; Basso et al., 2001; Wapenaar et al., 2006; King et al., 2010; Dubey et al., 2011; Almería y López-Gatius, 2013; Dubey et al., 2014).

En el ciclo de vida de *N. caninum* se pueden diferenciar dos fases: una sexual (en cánidos) y otra asexual (en rumiantes, cánidos, equinos) con formación de taquizoítos y quistes tisulares, los cuales se encuentran en los hospedadores intermediarios, mientras que los ooquistes son eliminados solo por los hospedadores definitivos (Dubey y Lindsay, 1996; McAllister et al., 1998; Almería y López-Gatius, 2013). El parásito puede transmitirse vía vertical en perros, vacas, cabras, ovejas y gatos o vía horizontal (a través del alimento) entre animales silvestres y domésticos (Dubey et al., 1989; Aiello y Mays, 2000; Gondim et al., 2004; Moré et al., 2009) y por transmisión venérea (Serrano et al., 2004).

El principal síntoma que presentan los perros infectados con *N. caninum* es parálisis de miembros, particularmente de las extremidades traseras; en algunos perros solo se observan signos nerviosos, dermatitis ulcerativas, hepatitis, neumonía y encefalitis (Aiello y Mays, 2000). En el ganado vacuno es *similar a T. gondii* y en animales silvestres se han observado principalmente encefalitis, bronconeumonía supurativa, enteritis y cambios degenerativos en el hígado (Basso et al., 2014). En los humanos el potencial zoonótico es incierto ya que el parásito no se ha detectado en los tejidos, pero si la presencia de anticuerpos (Dubey et al., 2007).

Fig. 5.3. Ciclo de *Neospora caninum*.

La presencia de *N. caninum* en xenartros sólo fue confirmada en *Ch. villosus* de La Pampa mediante ELISA- indirecto, cortes histológicos y western blot (Kin, 2015). No hay otros estudios de *N. caninum* en xenartros.

Este antecedente indica que los xenartros son potenciales reservorios de este parásito, por lo que es importante confirmar o no su presencia.

5.3. RESULTADOS

Se analizaron muestras de 8 ejemplares de armadillos: *Tolypeutes matacus* (n=4), *Dasyus novemcinctus* (n=2) y *Euphractus sexcinctus* (n=2) mediante las técnicas detalladas en el capítulo 2.

Todas las muestras fueron negativas.

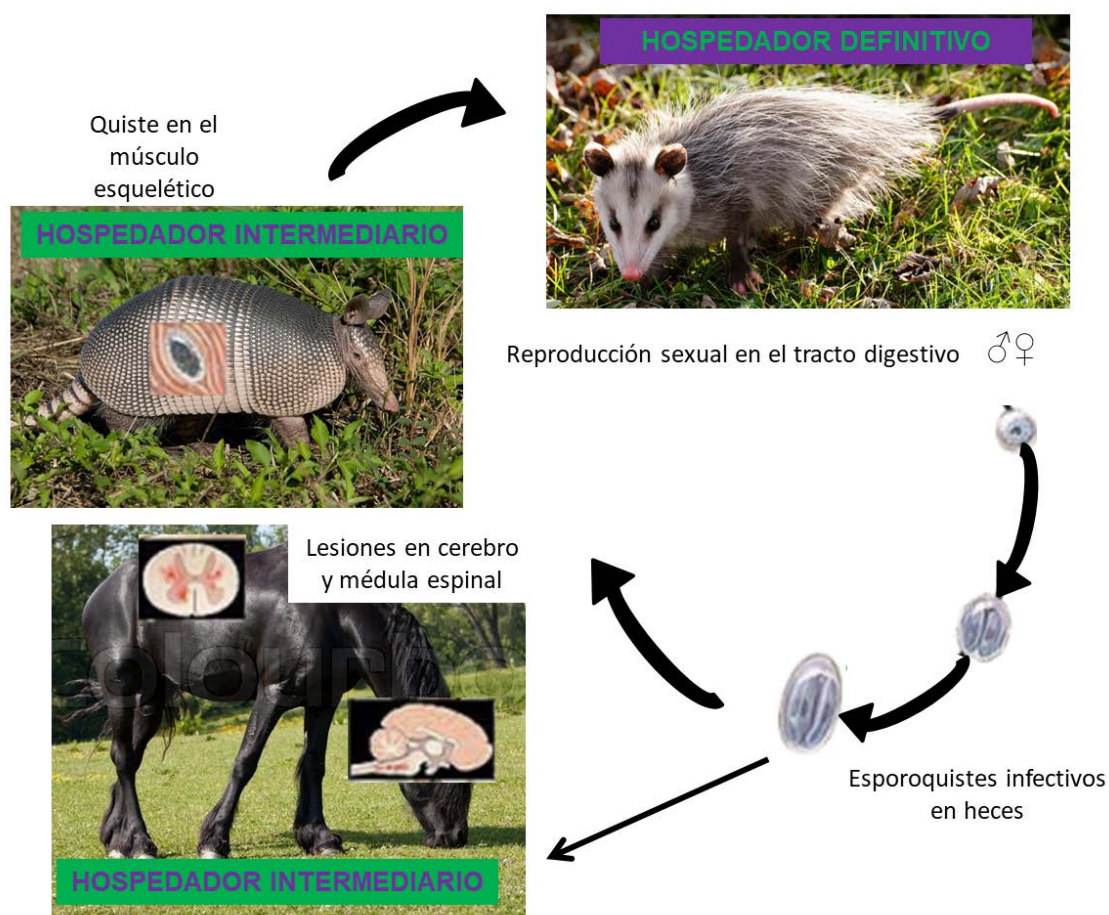


Sarcocystis spp.

Son parásitos heteroxenos, cuyo ciclo (Fig. 5.4) implica un hospedador definitivo carnívoro (también el hombre) y un hospedador intermediario herbívoro (cerdos, ovejas, vacas), afectando así principalmente al ganado (Moré et al., 2011).

Los protozoarios del género *Sarcocystis* tienen características estructurales y biológicas similares a las descritas para *T. gondii* y *N. caninum*. El ciclo de *Sarcocystis* sp. es indirecto obligado; las diferentes especies de *Sarcocystis* tienen ciclos de vida del tipo heteroxeno o indirecto con la producción de quistes musculares en hospedadores intermediarios y reproducción sexual en intestino delgado y eliminación de esporocistos en los hospedadores definitivos (Dubey et al., 2015).

Fig. 5.4. Ciclo de *Sarcocystis* spp.



La sarcocystosis en terneros puede ocasionar anemia, fiebre intermitente, pérdida de peso y muerte y en vacas reducción en la producción de leche, pérdida de estado, disnea y abortos (Moré et al., 2011). En Argentina recientemente se demostró una



significativa menor ganancia diaria de pesos en terneros con títulos altos de anticuerpos a *Sarcocystis* spp. (Moré et al., 2010). Este parásito fue reportado en numerosos animales silvestres (Dubey et al., 1999).

En xenartros se reportaron varios casos de *Sarcocystis* spp. en *Dasypus novemcinctus* de Estados Unidos y en Brasil (Tabla 5.2) en músculo, por lo que al menos esta especie de armadillo actuaría como hospedador intermediario. Mientras que en Argentina, la presencia de *Sarcocystis* spp. en xenartros se confirmó en más especies hospedadoras (Tabla 5.3). Por lo cual es importante evaluar la presencia de este parásito en músculo de estos hospedadores para dar cuenta de las interacciones que ocurren en el ambiente.

Por otro lado, no existen antecedentes de *Sarcocystis* spp. en xenartros actuando como hospedador definitivo.

Tabla 5.2. Antecedentes de *Sarcocystis* spp. en xenartros

PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Sarcocystis dasypi</i>	<i>Dasypus novemcinctus</i>	Mina Gerais, Brasil	Howells et al., 1975
		Texas, Oklahoma, Kansas y Arkansas, Estados Unidos	Lindsay et al., 1996
<i>Sarcocystis diminuta</i>		Florida, Estados Unidos	De Lucia et al., 2002
<i>Sarcocystis neurona</i>		Estados Unidos	Cheadle et al., 2001
			Tanhauser et al., 2001
<i>Sarcocystis</i> spp.		Texas, Oklahoma, Kansas y Arkansas, Estados Unidos	Lindsay et al., 1996
		Sao Paulo, Brasil	Richini-Pereira et al., 2016
		Espírito Santo, Brasil	Antunes et al., 2012

Tabla 5.3. Antecedentes de *Sarcocystis* spp. en xenartros de Argentina.

PARÁSITO	HOSPEDADOR	LOCALIDAD	REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA
<i>Sarcocystis</i> sp.	<i>Tolypeutes matacus</i>	N.E.A. (Entre Ríos, Santa Fe, Corrientes, Chaco, Formosa y Misiones)	Ramírez et al., 1985
	<i>Dasypus septemcinctus</i>		Ramírez et al., 1985 Maccio et al., 1988
	<i>Dasypus novemcinctus</i>		
	<i>C. villosus</i>		
	<i>C. vellerosus</i>		
	<i>E. sexcinctus</i>		
	<i>Zaedyus pichiy</i>	Mendoza	Superina et al., 2009

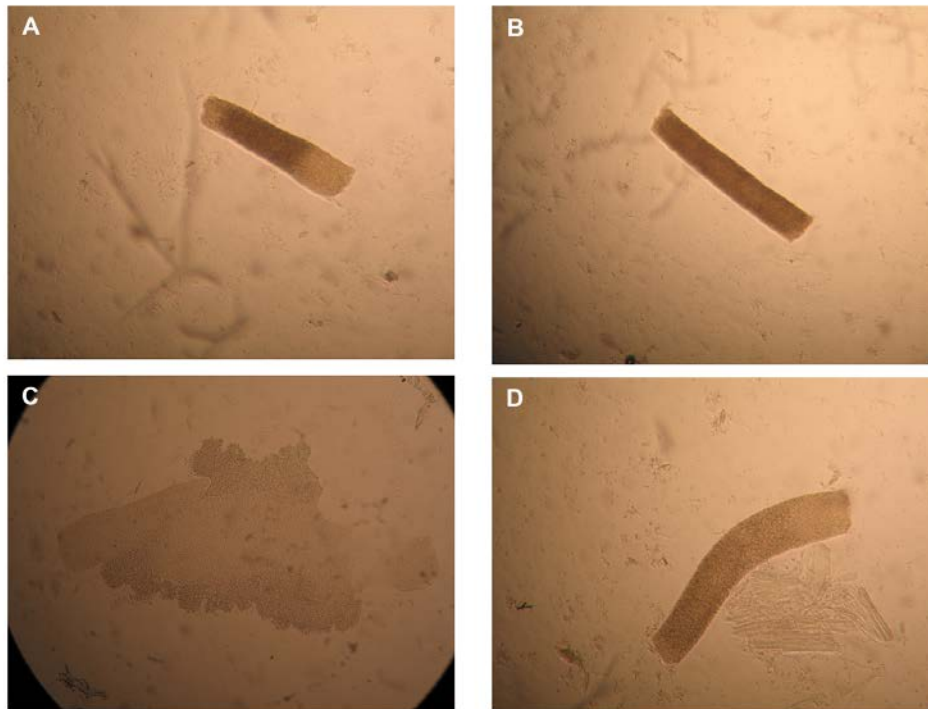
Sarcocystis spp. en músculo (Armadillos actuando como Hospedadores intermediarios):

Fueron procesadas tres muestras de *T. matacus* (n=2) y *D. novemcinctus* (n=1) provenientes de la provincia de Formosa, Departamento Formosa, de zonas cercanas a la reserva Guaycolec.

Resultaron positivas una de las muestras de *T. matacus* y la única muestra de *D. novemcinctus* (Fig. 5.6).



Fig. 5.6. Quistes musculares de *Sarcocystis* en las muestras positivas A) 10X B) 10X C) 20X D) 10X.



Sarcocystis spp. en intestino delgado (armadillos actuando como Hospedador definitivo):

Se analizaron mediante la metodología especificada en el capítulo 2, muestras de 2 *T. matacus* y 1 *D. novemcinctus*.

Todas las muestras analizadas resultaron negativas.

*Cryptosporidium* spp.

Algunos protozoos parásitos son responsables de la mayoría de brotes de origen hídrico en todo el mundo, con impactos incluso en países desarrollados (Cotruva et al., 2004; Pond, 2005; Baldursson y Karanis, 2011; Cauchie et al., 2014). De estos, *Cryptosporidium* spp. fue el agente etiológico en muchos de los brotes parasitarios transmitidos por el agua que se han reportado en todo el mundo entre 2004 y 2010 (Baldursson y Karanis, 2011). Las especies de *Cryptosporidium* sp. en su ciclo (Fig. 5.7) pueden infectar una amplia gama de hospedadores incluyendo humanos, animales domésticos y silvestres en todo el mundo, causando enfermedad gastrointestinal asintomática, leve o grave (Monis y Thompson, 2003; Hunter et al., 2007; Xiao, 2010; Ryan y Power, 2012; Ryan et al., 2014). El transporte de ooquistes hacia las aguas superficiales puede ocurrir por deposición de materia fecal directamente en el agua o escorrentía superficial. Por lo tanto, los humanos, los animales silvestres y el ganado doméstico pueden contribuir potencialmente a la contaminación de sistemas de agua con *Cryptosporidium* spp. (Ryan et al., 2014). La mayoría de los estudios hasta la fecha se han enfocado en los seres humanos y el papel potencial del ganado en la epidemiología de la criptosporidiosis zoonótica, mientras que la vida silvestre como factor de riesgo potencial se ha estudiado muy poco (Appelbee et al., 2005; Ziegler et al., 2007; Ryan et al., 2014).

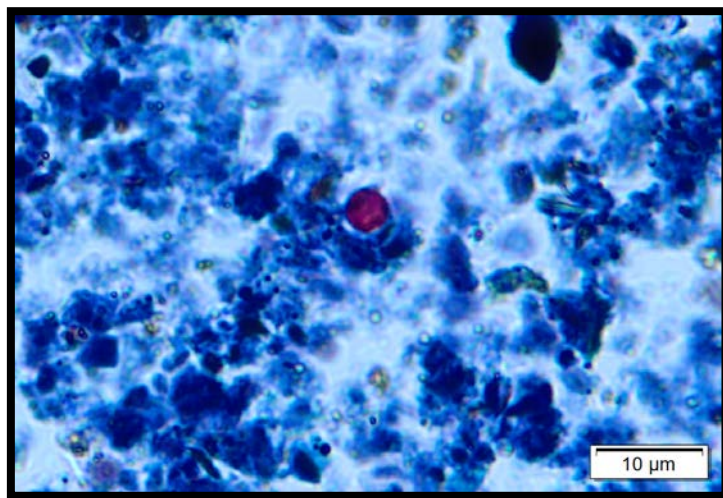
Fig. 5.7 Ciclo de *Cryptosporidium* spp.

Debido a la similitud morfológica de los ooquistes de *Cryptosporidium* de diferentes especies hospedadoras, hallazgos iniciales de infecciones por *Cryptosporidium* en animales silvestres se atribuyeron a *C. parvum* llevando a una sobreestimación del papel potencial de la vida silvestre como reservorios de enfermedades humanas (Appelbee et al., 2005). Muchos mamíferos silvestres, tanto terrestres como marinos, han sido reportados como reservorios potenciales para especies de *Cryptosporidium* infecciosas para humanos (Feng, 2010; Zahedi et al., 2016).

En xenartros fueron reportadas dos especies como hospedadores definitivos de *Cryptosporidium*, *Tamandua tetradactyla* y *Myrmecophaga tridactyla* de Brasil (Schafer da Silva et al., 2008; Ludwig y Marques, 2011)

En esta tesis se analizaron muestras de materia fecal de 8 ejemplares de armadillos: *Tolypeutes matacus* (n=4), *Dasypus novemcinctus* (n=2) y *Euphractus sexcinctus* (n=2) provenientes de Formosa.

Sólo una de las muestras fue positiva, observándose formas compatibles con ooquistes de *Cryptosporidium* spp. en *T. matacus* (1/4) de Formosa (Fig. 5.8)

Fig. 5.8. Forma compatible con *Cryptosporidium* spp.

5. 4 DISCUSIÓN

Recientes investigaciones han demostrado que *T. gondii* es mucho más frecuente en la fauna silvestre de lo que se consideraba, afectando a numerosas de especies de mamíferos y aves tanto en ambientes terrestres como acuáticos (Wendte et al., 2011; Pan et al., 2012; Jenkins et al., 2013).

Por otro lado, se ha propuesto que la pérdida de biodiversidad en las poblaciones de animales silvestres puede ser un factor que promueve la aparición de enfermedades, y los agentes infecciosos que se caracterizan por tener una alta diversidad genética, como *T. gondii*, aumentan su virulencia (Johnson y Hoverman, 2012; Bolzoni y De Leo, 2013; Johnson et al., 2013). Por lo tanto, la presencia de este protozoo en armadillos de la región chaqueña puede deberse en parte a que esta región ha perdido gran parte de su biodiversidad en las últimas décadas, como consecuencia de la deforestación y la caza.

El mantenimiento de *T. gondii* en los ciclos de vida silvestre puede darse como el resultado de la contaminación ambiental de oocistas de hospedadores felinos silvestres o domésticos. Sin embargo, en algunos entornos como en la región chaqueña, la expansión de las actividades antrópicas ha dejado ambientes totalmente transformados, que luego son nuevamente habitados por los animales silvestres que pueden exponerse a nuevas infecciones de *T. gondii* (Lehrer et al., 2010). Algunas cepas pueden no corresponder a las de vida silvestre, sino que se trata de nuevas



cepas provenientes de la contaminación ambiental de los ciclos domésticos, como heces de gatos domésticos, y por restos de carne que la gente pueda desechar en los ambientes que luego comparten con los animales silvestres (Thompson, 2013).

En el caso de *Neospora caninum*, a pesar de que los resultados fueron negativos, hay que tener en cuenta que el número de muestras fue muy bajo, y no hay que desestimar la presencia de este parásito en los ambientes chaqueños, ya que estudios en armadillos en la provincia de La Pampa sugieren que una contaminación frecuente de ooquistes en el ambiente y armadillos positivos para *N. caninum* indican que estos hospedadores son comunes en el ciclo de vida de este protozoo y por lo tanto, pueden significar una fuente de infección para otros animales y los humanos (Kin, 2015).

Con respecto a *Sarcocystis*, los resultados obtenidos en este estudio son consistentes con datos sobre la presencia de este protozoo en armadillos en otros países (Antunes et al., 2012). Los armadillos de la región chaqueña comparten el mismo ambiente con comadrejas, que son hospedadores definitivos de *S. neurona*, una de las especies de este género de protozoos hallados previamente en armadillos en otras partes de América (Cheadle et al., 2001; Antunes et al., 2012) y que es el agente causal de mieloencefalitis equina en Argentina y Brasil (Dubey et al., 1999). Sin embargo, los armadillos pueden ser una fuente de infección para otras especies de *Sarcocystis* (Antunes et al. 2012), algunas de las cuales son de importancia veterinaria y zoonótica. Estos resultados sugieren que los armadillos pueden ser uno de los posibles hospedadores intermediarios de *Sarcocystis* spp., y pueden actuar como reservorio, generando una fuente de infección para las comadrejas (hospedador definitivo) y para los caballos de la región, en caso de tratarse de *S. neurona*, o para otros animales de importancia económica y el humano, si se tratara de otras especies de *Sarcocystis*. Por lo tanto, los estudios de caracterización molecular son importantes para determinar qué especie de este protozoo infecta a los armadillos de la región chaqueña.

Cryptosporidium es un parásito entérico que se transmite a través de la ruta fecal oral, el agua y los alimentos (Zahedi et al., 2016). Los humanos, los animales silvestres y domésticos contribuyen potencialmente con *Cryptosporidium* a las aguas superficiales, pero la expansión humana y sus actividades en los ecosistemas naturales ha llevado a un aumento en las interacciones entre estas tres poblaciones (Zahedi et al., 2016). Por lo tanto, la epidemiología de las especies zoonóticas de *Cryptosporidium* en la vida silvestre es importante y el hallazgo de formas compatibles con quistes de este



protozoo en *T. maticus*, además de ser el primer registro de esta asociación, destaca su importancia para la salud humana y animal en la región chaqueña como así también el manejo del agua para consumo.

Estos resultados ayudan a centrar la atención en la necesidad de considerar la tríada de Una Salud holísticamente, dentro de la cual los animales silvestres pueden verse afectados por las actividades humanas que resultan en exposición a nuevas infecciones. Por lo que se requiere un monitoreo de vigilancia de las parasitosis en poblaciones de animales y un enfoque ecológico para estudiar los ecosistemas domésticos y silvestres, el posible impacto de las parasitosis en la salud, en la pérdida de biodiversidad y su potencial zoonótico.



CAPÍTULO 6. ECOLOGÍA DE LAS POBLACIONES Y COMUNIDADES PARASITARIAS

6.1. INTRODUCCIÓN Y METODOLOGÍA DE ANÁLISIS

La ecología parasitaria ha adoptado ciertos términos propios diferenciándose de la ecología de los organismos de vida libre, ya que para comprender la dinámica del parasitismo deben considerarse otros aspectos, como la ecología del hospedador, sus características y como éstas interactúan en el hábitat donde se llevan a cabo los ciclos de vida de los distintos parásitos (Poulin y Morand, 2004). A diferencia de los organismos de vida libre, el éxito de la transmisión parasitaria sucede cuando las estrategias de adaptación de los parásitos por completar su ciclo y así alcanzar su estado de vida adulto dentro de un hospedador, superan las estrategias del hospedador para defenderse de las infecciones parasitarias (Hart, 1990; Moore, 2002; Morand et al., 2006).

Es así que en ecología parasitaria se han definido los términos y los descriptores para los distintos niveles de análisis que nos acercarán a comprender la estructura y la dinámica de las poblaciones y comunidades parasitarias relacionadas con los hospedadores (Bush et al., 1997).

Las comunidades parasitarias, entonces, están definidas por las interacciones parásito-hospedador y por los factores ambientales que intervienen en su estructuración (Bautista-Hernández et al., 2015).

Por lo tanto, la perturbación de los ecosistemas causada por las actividades antrópicas (deforestación, caza, urbanización, etc.) modifica las interacciones ecológicas en varios niveles, entre ellas, las interacciones parásito-hospedador (Morris, 2010; Bordes et al., 2015; Martínez Mota, 2018), por lo que los procesos de colonización, las tasas de transmisión y el mantenimiento de las infecciones parasitarias suelen disminuir en los hospedadores cuyas poblaciones han sido fragmentadas y aisladas (Bush et al., 2013; Bordes et al., 2015; Martínez Mota et al., 2018). Teniendo en cuenta esto, la hipótesis que enmarca este capítulo es que la diversidad y la abundancia de parásitos disminuyen a medida que la perturbación ambiental aumenta (Lafferty y Kuris, 2005; Lafferty, 2012) y esta pérdida de diversidad de parásitos puede agravarse en el caso de que las poblaciones hospedadoras estén amenazadas (Farrell et al., 2015) y consecuentemente los parásitos pueden sufrir una co-extinción junto con sus hospedadores, ya que la transmisión de parásitos es más difícil de mantener en



poblaciones aisladas y con densidades bajas de hospedadores (Colwell et al., 2012).

Para evaluar si en las poblaciones de las especies más abundantes (e.g. *C. vellerosus*, *T. matacus*) las cargas parasitarias están asociadas a factores extrínsecos (e.g. densidad de la población hospedadora, tipos de ambientes, grado de perturbación de los ambientes) se tomó en cuenta el período de intensificación de la agricultura, que comienza en la década del 90 (Zak et al., 2004; Torrella y Adámoli, 2006). Es así que en los análisis de comunidades por tipo de ambiente se consideró a los individuos colectados previos a este período (población antigua) como una aproximación para evaluar un ambiente poco perturbado y a los individuos colectados durante o luego de este período (población reciente) como una aproximación a un ambiente altamente perturbado.

Conceptos Teóricos

Infrapoblación: Está formada por los miembros de una especie de parásito dada en un solo individuo hospedador (Esch et al., 1975).

Infracomunidad: Es el conjunto de infrapoblaciones en un solo individuo hospedador (Bush & Holmes, 1986).

Comunidad componente: Una comunidad componente se define como todas las poblaciones parásitas que explotan una población hospedadora en un tiempo dado. La similitud de comunidades componentes de diferentes poblaciones de hospedadores se verá afectada por diversos factores como la proximidad geográfica y de las posibilidades de intercambio de parásitos entre ellas (Poulin, 2004).

Comunidad compuesta: comprende todas las formas parásitas en un ecosistema (Holmes & Price, 1986).



Análisis a nivel de comunidades componentes

A nivel de comunidad componente se consideraron los siguientes descriptores:

Riqueza específica: número de especies presentes en el total de los hospedadores examinados en la población hospedadora.

Diversidad específica (Shannon): estima la relación entre la riqueza específica y la abundancia relativa de las especies en la comunidad.

$$\hat{H} = -\sum p_i \ln p_i$$

\hat{H} = diversidad estimada

p_i = n_i/N proporción de individuos en la i -ésima especie

\hat{H} se expresa con un número positivo, que generalmente varía entre 0,5 y 5 (Magurran y McGill, 2011).

Diversidad máxima: Es la diversidad que se alcanza cuando todas las especies están igualmente presentes.

$$D_{\text{máx}} = \log_2 N$$

N = Número total de especies de la muestra

Equitabilidad (E): Es la abundancia relativa de las especies.

Este índice aumenta a medida que la abundancia de las especies es mayor, y se acerca a cero cuando las abundancias son menos equitativas.

$$E = H/D_{\text{máx}}$$

H = Diversidad específica de Shannon

$D_{\text{máx}}$ = Diversidad máxima

Dominancia (D): índice de dominancia simple de Berger-Parker, proporción de la especie más abundante respecto del número de parásitos total de la muestra. El valor aumenta cuando predomina una o pocas especies dentro de la comunidad. (Berger y Parker, 1970)

$D = N_{\text{máx}}/N_t$



N_{máx}= número de individuos de la especie más abundante

N_t= Abundancia total

Curva de acumulación de especies: Determina la riqueza parasitaria esperada y es útil para verificar si el muestreo es representativo. Este análisis se realizó mediante el programa EstimateS 9.1.0 (Colwell, 2013) y se realizó para las especies hospedadoras cuyo n fue mayor a 1.

Distribución de frecuencias: De acuerdo con Bush y Holmes (1986), en el estudio de las comunidades parasitarias la correlación positiva entre prevalencia e intensidad media resulta en un patrón trimodal:

Especies centrales: Especies comunes localmente (presentes en la mayoría de las infracomunidades) y numerosas (abundantes en las infracomunidades).

Especies satélite: Especies que se encuentran en pocas infracomunidades y con bajas abundancias.

Especies secundarias: Especies con características intermedias en la comunidad.

Similitud cualitativa de Jaccard: Se utiliza para comparar la similitud entre dos muestras en términos de presencia o ausencia de especies entre los diferentes componentes de la comunidad.

Se calculó entre comunidad componente de *T. matacus* antigua (TMA) y reciente (TMR). Y por otro lado, entre la comunidad componente de *Ch. vellerosus* antigua (CVA) y reciente (CVR).

$$J = c / a + b - c$$

En el caso de *T. matacus*

a = número de especies presentes en la comunidad componente de TMA

b = número de especies presentes en la comunidad componente TMR

c = número de especies presentes tanto en TMA como en TMR



En el caso de *Ch. vellerosus*

a = número de especies presentes en la comunidad componente de CVA

b = número de especies presentes en la comunidad componente CVR

c = número de especies presentes tanto en CVA como en CVR

Similitud cuantitativa de Sørensen: otorga más importancia a la doble presencia. Expresa en términos porcentuales el grado de semejanza entre comunidades.

$$C_{ss} = 2C / (STMA + STMR) \times 100$$

C = especies comunes a ambas comunidades componentes

STMA y STMR = número de especies presentes (riqueza específica) en la comunidad componente TMA (STMA) y en la comunidad componente TMR (STMR).

Análisis a nivel de Población componente e Infrapoblación

El término población componente se define como todos los individuos de una especie parásita que ocurren en una población hospedadora determinada, mientras que la infrapoblación está formada por los miembros de una especie de parásito dada en un solo individuo hospedador (Esch et al., 1975; Bush et al., 1997; Poulin, 2004).

Los términos de Prevalencia, Intensidad, Abundancia son utilizados de acuerdo con Bush et al. (1997).

Prevalencia: es el número de hospedadores infectados con uno o más individuos de una especie parásita (o grupo taxonómico), dividido por el número de hospedadores examinados. Usualmente se expresa como porcentaje.

Intensidad media: es el número total de individuos de una especie parásita hallados en una muestra, dividido el número de hospedadores infectados con este parásito.

Abundancia media: es el número total de individuos de una especie parásita hallados en una muestra, dividido el número total de hospedadores examinados.



Coeficiente de dispersión: este índice nos indica el tipo de distribución de las frecuencias observadas de cada especie parásita en el hospedador

$$CD = S^2 / \bar{x}$$

Si CD es < que 1, la distribución de los datos es Uniforme

Si CD es = a 0, la distribución es al azar

Si CD es > a 1, la distribución de los datos será agregada y se aproximará a la binomial negativa.

Coeficiente de agregación K: es el coeficiente de agregación para cada especie, define la distribución de los parásitos en el seno de la población hospedadora mediante la relación varianza / media (Morales & Pino, 1987).

$$k_1 = \frac{\bar{x}^2}{s^2 - \bar{x}}$$

El valor del coeficiente K es próximo a 8 en poblaciones con disposición espacial al azar, muy inferior a 8 en poblaciones sobredispersadas o contagiosas y negativo en aquellas con disposición normal. Cuanto menor sea el valor de K, más contagiosa será la disposición espacial de los individuos.

Índice de dispersión de Morisita (Is): este índice permite establecer el grado de contagio de una población parásita en la población hospedadora. Sus valores fluctúan entre 1 y -1 y es independiente del tamaño de la muestra y de la densidad de la población (Morales y Pino, 1987):

$$Is = \frac{N * \sum x^2 - \sum x}{(\sum x)^2 - \sum x}$$

N= número de animales examinados

$\sum x$ = sumatoria del número de parásitos de una especie en la muestra examinada

Is =1 distribuciones aleatorias

Is (-) para distribuciones normales



Is >1 distribuciones agregadas

Análisis de distribución de las especies dentro del hospedador

La distribución espacial de los helmintos en el tracto digestivo está muy poco estudiada en los mamíferos (Durette-Desset et al., 1977). Muchos parásitos son conocidos por ocupar lugares precisos, predecibles y limitados dentro de sus hospedadores como consecuencia de una alta especialización o por la presencia de otras especies (Crompton, 1973; Holmes, 1973; Crompton y Nesheim, 1976). Es así que las especies de helmintos intestinales pueden estar distribuidas a lo largo del intestino ya sea al azar o de acuerdo con la calidad del hábitat (Stock y Holmes 1988).

En este apartado se analizan los patrones de distribución de microhábitats de las especies parásitas que habitan el intestino delgado, para evaluar la importancia de la interacción y especialización como responsables de mantener la comunidad de helmintos dentro del hospedador.

Para realizar este estudio, se tomaron en cuenta los individuos cuyo tracto digestivo fue medido (*E. sexcinctus*, *T. matacus*, *M. tridactyla*, *Ch. vellerosus*, *D. novemcinctus* y *D. hybridus*) luego se estandarizó una división de estos en 20 segmentos iguales. Las ubicaciones media, anterior y posterior de los individuos de cada especie fueron transformadas de una variable discreta (número de la sección) a una variable continua (porcentaje de la longitud del intestino) partiendo desde el píloro (0%) hasta la unión intestino-ciego (100%) y se tomó el supuesto de que los individuos están distribuidos equidistantes entre sí.

Para cada especie parásita se calculó la posición media anterior, la posición media y la posición media posterior, para así poder calcular un rango de ocupación.

Para cada hospedador se calculó el número de especies presentes por segmentos y el número de helmintos por segmentos con sus correspondientes coeficientes de variación y también se calculó la frecuencia de los segmentos vacantes (sin parásitos), para este último análisis se tomaron en cuenta sólo los hospedadores parasitados.

Para estos análisis, las especies de los géneros *Pterygodermatites*, *Strongyloides* y *Mathevotaenia* no se diferenciaron en especies por cuestiones prácticas.



6.2. RESULTADOS

De un total de 82 individuos hospedadores analizados en esta tesis, 76 estuvieron parasitados (Prevalencia total 91,57%) y las prevalencias de parasitismo por especie hospedadora son: *Dasybus novemcinctus* (P=75%; 3/4), *Dasybus mazzai* (P=100%; 1/1), *Dasybus hybridus* (p=77,78%; 7/9), *Euphractus sexcinctus* (p=100%; 6/6), *Chaetophractus vellerosus* (P=82,35%; 14/17), *Chaetophractus villosus* (P=100%; 4/4), *Cabassous chacoensis* (P=100%; 4/4), *Tolypeutes matacus* (P=100%; 35/35), *Myrmecophaga tridactyla* (P=100%; 1/1) y *Tamandua tetradactyla* (P=0; 0/1).

Se hallaron en total 40.241 parásitos, correspondientes a los 3 grandes grupos de helmintos: cestodes (86), nematodos (40.143) y acantocéfalos (12), los cuales se distribuyeron en la cavidad abdominal, el estómago, el intestino delgado, ciego e intestino grueso.

En la Fig. 6.2.1 y en la Tabla 6.2.1 se observa la representatividad de los grandes grupos de helmintos teniendo en cuenta todas las especies hospedadoras. Los nematodos resultaron ser el grupo de helminto más prevalente y abundante.

Fig. 6.2.1. Prevalencia de los 3 grandes grupos de helmintos

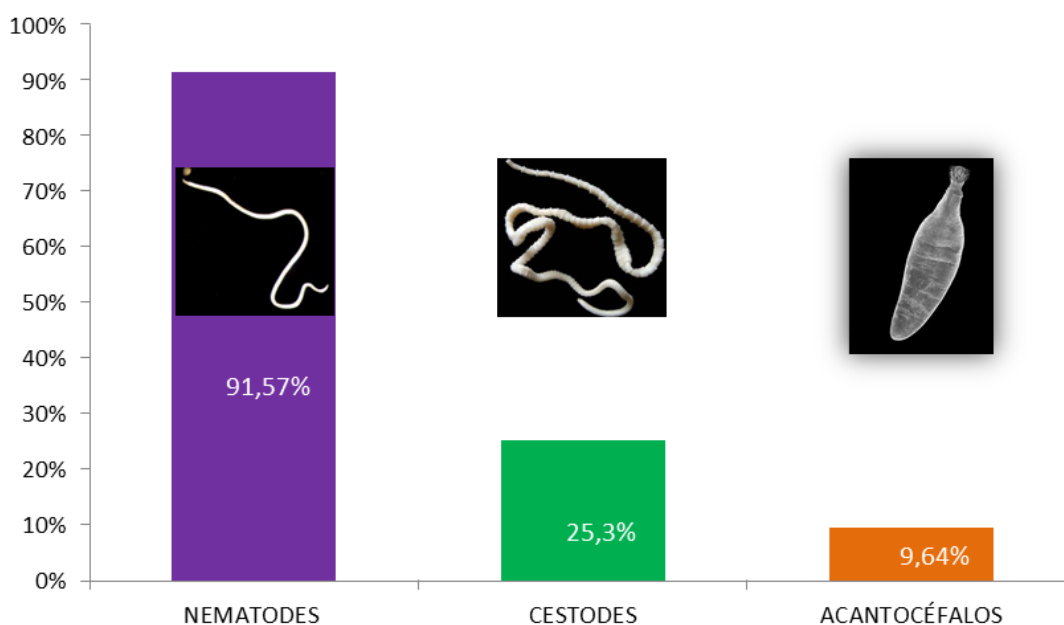




Tabla 6.2.1. Prevalencia (P%), Intensidad media (IM) y Abundancia Media (AM) de cada grupo parásito en cada especie hospedadora.

ESPECIE HOSPEDADORA	NEMATODES			CESTODES			ACANTOCÉFALOS		
	P (%)	IM	AM	P (%)	IM	AM	P (%)	IM	AM
<i>T. tetradactyla</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>M.tridactyla</i>	100	18	18	100	1	1	0	0	0
<i>D. mazzai</i>	100	208	208	0	0	0	0	0	0
<i>D. hybridus</i>	77,78	78,71	61,22	0	0	0	0	0	0
<i>D. novemcinctus</i>	100	247	185,25	0	0	0	0	0	0
<i>E. sexcinctus</i>	100	2119,67	2119,67	50	1,33	0,67	0	0	0
<i>Ch. vellerosus</i>	82,35	252,6	210,5	23,52	2,5	0,59	11,76	1,5	0,17
<i>Ch. villosus</i>	100	226,5	226,5	0	0	0	25	1	0,25
<i>C. chacoensis</i>	100	1246,75	1246,75	25	4	1	25	2	0,5
<i>T. matacus</i>	100	463,6	463,6	37,14	5,15	1,91	11,43	1	0,11

La riqueza específica total fue de 35 taxones de helmintos, de los cuales 28 son nematodos, 5 cestodes y 2 acantocéfalos. La mayor riqueza fue registrada en *T. matacus* con 19 taxa (Fig. 6.2.2). Teniendo en cuenta los 3 grandes grupos de helmintos, la mayor riqueza de nematodos fue registrada en *Ch. vellerosus* (14), mientras que la mayor riqueza de cestodes y acantocéfalos fue registrada en *T. matacus* (4 y 2 respectivamente). Estos resultados se muestran en la Fig. 6.2.3.



Fig. 6.2.2. Riqueza específica en cada especie hospedadora.

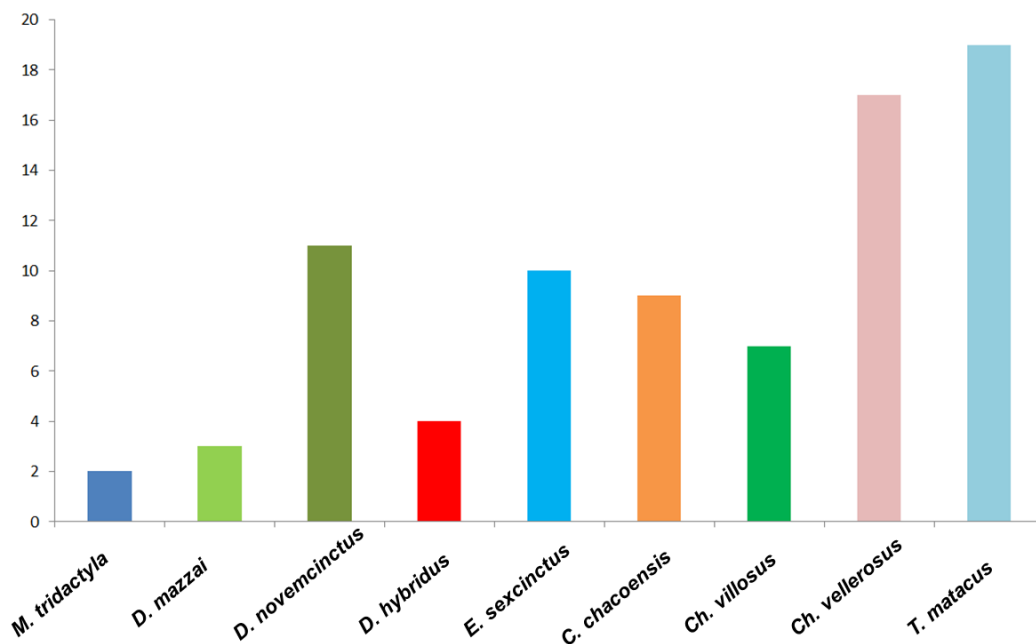
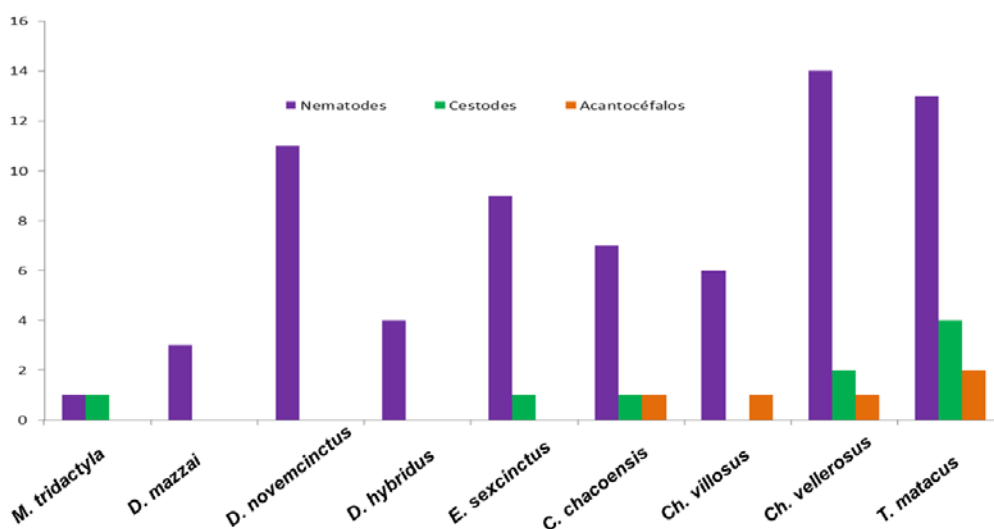


Fig. 6.2.3. Riqueza específica de los tres grandes grupos de helmintos en todas las especies hospedadoras.





Los valores de riqueza específica, diversidad específica de Shannon, Diversidad máxima, equitabilidad y dominancia se indican en la Tabla 6.2.2. Las especies parásitas dominantes fueron tricostrongílidos (*Delicata abbai*, *Delicata uncinata* y *Trichohelix tuberculata*) y aspidodéridos (*Aspidodera fasciata*). Por otro lado, los valores de equitabilidad fueron más altos en *D. novemcinctus* y en *D. mazzai*, es decir, todas las especies parásitas presentaron abundancias similares, en cambio la dominancia fue mayor en *C. chacoensis*, donde la especie *Delicata uncinata* fue la más dominante con una abundancia mucho mayor que el resto de las especies.

Tabla 6.2.2. Valores de Riqueza, Diversidad de Shannon, Equitabilidad y Dominancia para cada especie hospedadora- * Especie más dominante: *A.fa*: *Aspidodera fasciata*; *D.ab*: *Delicata abbai*; *D. un*: *Delicata uncinata*; *M.vi*: *Moennigia virilis*; *T.tu*: *Trichohelix tuberculata*.

	<i>M. tri</i>	<i>D. ma</i>	<i>D. hy</i>	<i>D. no</i>	<i>E. se</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. cha</i>	<i>T. ma</i>
R	2	3	4	11	10	17	7	9	19
H'	0,3	1,34	1,17	2,99	1,83	2,02	1,83	0,22	2,24
Dm	1	1,58	2	3,46	3,32	4,09	2,81	3,17	4,25
E	0,3	0,85	0,59	0,86	0,55	0,49	0,65	0,007	0,53
D	0,95	0,55	0,58	0,21	0,48	0,40	0,58	0,97	0,48
*	<i>A.fa</i>	<i>A.fa</i>	<i>A.fa</i>	<i>D.ab</i>	<i>A.fa</i>	<i>T.tu</i>	<i>T.tu</i>	<i>D.un</i>	<i>M.vi</i>

Curvas de acumulación de especies

Las curvas de acumulación de especies en *T. matacus* (Fig. 6.2.4.A), y *E. sexcinctus* (Fig. 6.2.4.F) muestran una tendencia a estabilizarse por encima de los 30 y 5 hospedadores examinados respectivamente (S observada), por lo tanto, la cantidad examinada en esta tesis es aceptable para entender la composición parasitaria de estos armadillos. Sin embargo, en los casos de *D. hybridus*, *Ch. villosus*, *D. novemcinctus*, *Ch. vellerosus* y *C. chacoensis* (Fig. 6.2.4.B, C, D, E, G) y las poblaciones diferenciadas de *T. matacus* y *Ch. vellerosus* (Fig 6.2.5), las curvas no muestran una clara tendencia a estabilizarse, con lo cual podría inferirse que no se ha alcanzado la riqueza máxima de especies parásitas para estas poblaciones hospedadoras con los individuos muestreados en la presente tesis.



Fig. 6.2.4 Curva de acumulación de especies. A) *T. matacus*. B) *D. hybridus*. C) *Ch. villosus*. D) *D. novemcinctus*. E) *Ch. vellerosus*. F) *E. sexcinctus*. G) *C. chacoensis*. H) *T. matacus* Población Antigua I) *T. matacus* Población Reciente J) *Ch. vellerosus* Población Antigua K) *Ch. vellerosus* Población Reciente

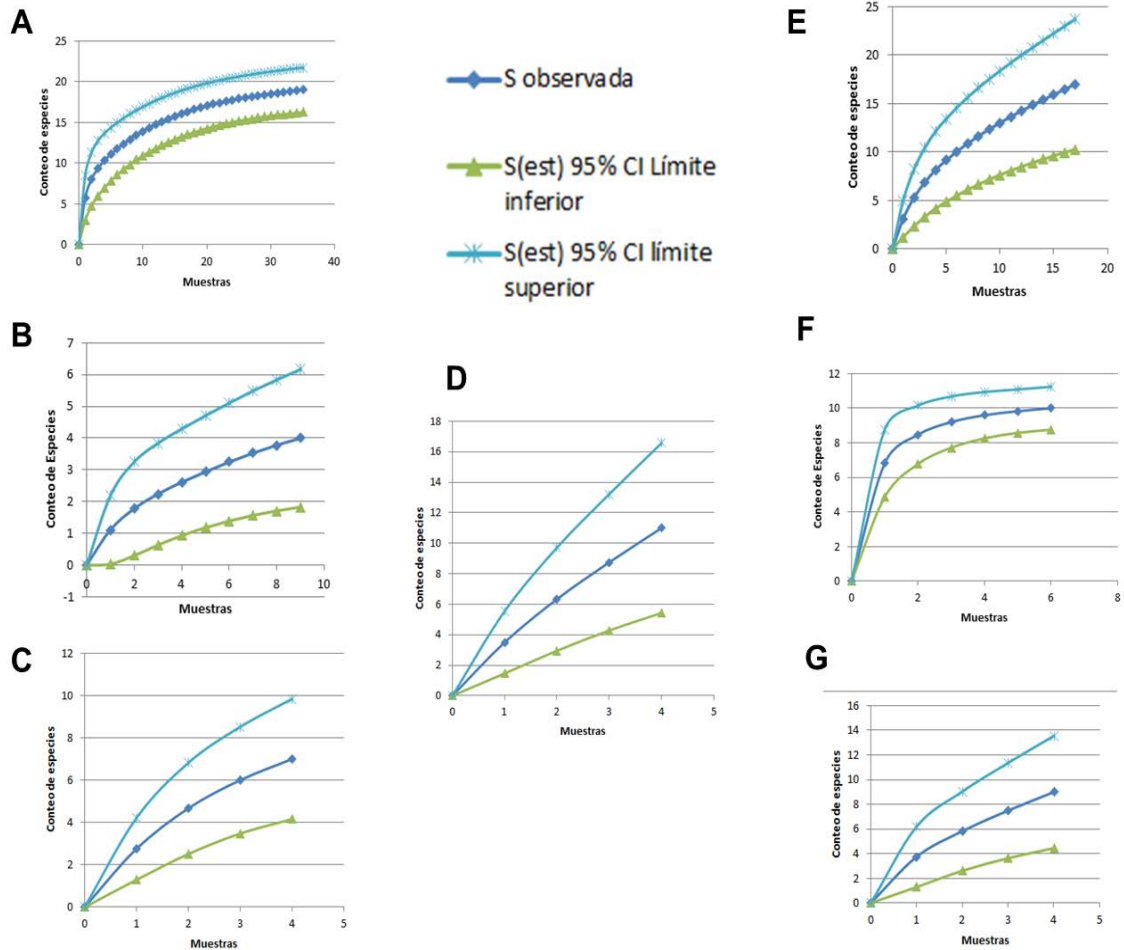
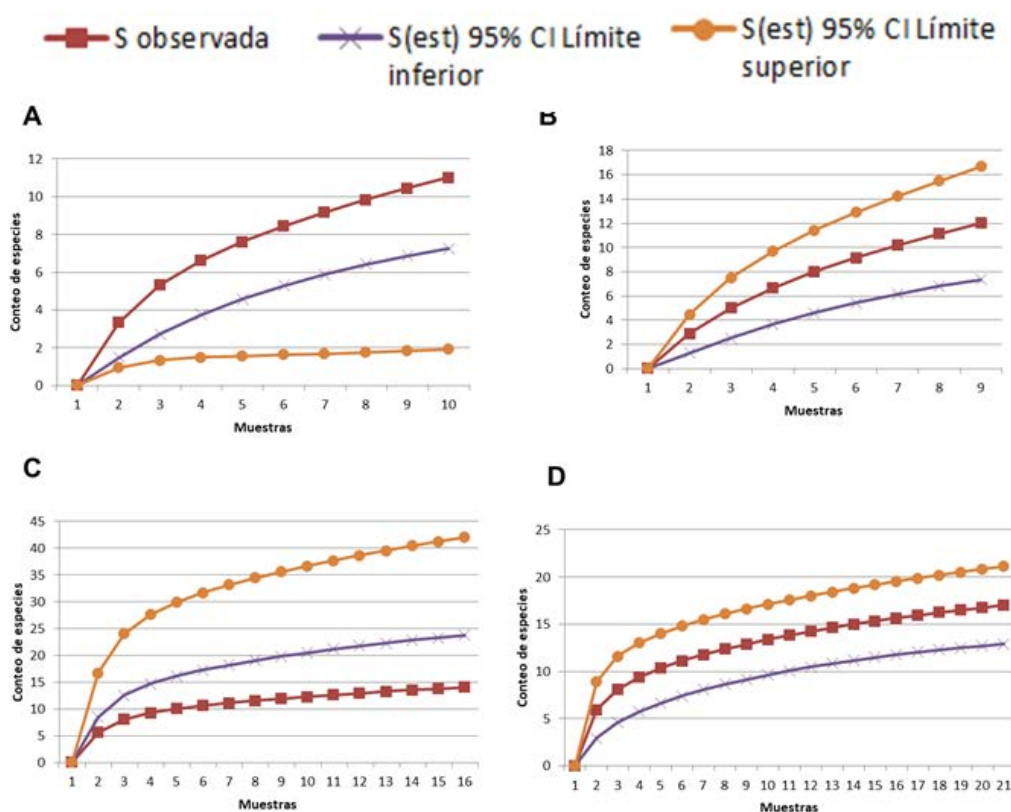




Fig. 6.2.5 Curva de acumulación de especies. A) *Ch. vellerosus* Población Antigua B) *Ch. vellerosus* Población Reciente C) *T. matacus* Población Antigua D) *T. matacus* Población Reciente



Estructura de las comunidades: Distribución de las especies

Para este análisis se tomaron en cuenta las especies mejor representadas, tanto las que poseen n altos, como las que mostraron curvas de acumulación estables. Por lo tanto, se trabajó con *Ch. vellerosus*, *T. matacus* y *E. sexcinctus*. A su vez se discriminaron la población antigua y la población reciente de *Ch. vellerosus* y de *T. matacus* para evaluar diferencias en las estructuras de las comunidades en los diferentes ambientes (antigua= poco perturbado vs. reciente= perturbado).

El detalle de los individuos que conforman cada una de las poblaciones antiguas y recientes se observa en las tablas 6.2.3 en el caso de *T. matacus* y 6.2.4 en el caso de *Ch. vellerosus*. Los valores de Prevalencia e Intensidad Media de cada población están expuestos en las tablas 6.2.5 a 6.2.10.

En el caso de *E. sexcinctus*, los valores de Prevalencia e Intensidad Media están



expuestos en la tabla 6.2.11.

Para realizar la distinción entre especies centrales, secundarias y satélites deben cumplirse dos supuestos (Bush y Holmes, 1986). La correlación entre la prevalencia y la intensidad media debe ser positiva y debe existir una trimodalidad en la distribución de las frecuencias de las prevalencias.

Este primer aspecto se testeó para las comunidades a analizar y tanto los coeficientes de correlación como sus correspondientes valores de p se expresan en la tabla 6.2.12.

La distribución de frecuencias de cada caso se ilustra en las figuras 6.2.6 a 6.2.8.

Tabla 6.2.3. Detalle de los individuos hospedadores examinados de *T. matacus* y su respectiva población.

INDIVIDUO HOSPEDADOR	AÑO DE COLECTA	LOCALIDAD	POBLACIÓN
MACN 25.175	1925	Nogolí, San Luis	ANTIGUA
MACN 33.146	1933	Quimilí, Santiago del Estero	
MACN 36.798	1936	Santiago del Estero	
MACN 31.169	1931	La Rioja	
MACN 29.861	1929	Formosa	
MACN 43.31	1943		
MACN 43.32			
MACN 36.260	1936	Agua Linda, Salta	
MACN 36.602			
MACN 36.261			
MACN 36.603			
MACN 36.601			
MACN 36.604			
MACN 36.600			
MACN 36.590			
CO22	2009	Chamical, La Rioja	RECIENTE
T.m S/N			
CO30			
CO21			
CO29			
T.m ER			
CO29(4)			
Ruta 74 (1)			
Ruta 74 (2)			
CO31(3)			
T.m MI	2006	Suncho Corral, Santiago del Estero	
T.m 2006	2006		
TAR 002	2015		
AMF 064	2016	Pirané, Formosa	
TAR 004			
TAR 005			
TAR 013	2017	Río Muerto, Chaco	
TAR 014			
TAR 016	2018	Formosa, Formosa	
TAR 017			



Tabla 6.2.4. Detalle de los individuos hospedadores examinados de *Ch. vellerosus* y su respectiva población.

INDIVIDUO HOSPEDADOR	AÑO DE COLECTA	LOCALIDAD	POBLACIÓN
MACN 41.243	1941	Santiago del Estero	ANTIGUA
MACN 42.131	1942	Catamarca	
MACN 33.191	1933	Córdoba	
MACN 33.16			
MACN 34.629	1934	La Rioja	
MACN 36.341	1936	Agua Linda, Salta	
MACN 36.339			
MACN 36.336			
MACN 36.337			
PIDBA 7000	2015	Tucumán	RECIENTE
CML 7001	1992	Catamarca	
CV 43	2010	Chamical, La Rioja	
CV 44			
CV 45			
CV 46			
CV 47			
CV 48	1996	Copo, Santiago del Estero	



Tabla 6.2.5. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población antigua de *Ch. vellerosus*.

PREVALENCIA (%)	IM	PARÁSITO
44,44	11,25	<i>Ancylostoma caninum</i>
11,11	1	<i>Ancylostoma paraduodenale</i>
55,55	159,8	<i>Aspidodera fasciata</i>
55,55	121,4	<i>Aspidodera scoleciformis</i>
11,11	54	<i>Delicata ransomi</i>
22,22	1,5	<i>Mathevotaenia</i> spp.
11,11	13	<i>Moennigia virilis</i>
11,11	1	<i>Orihelia anticlava</i>
11,11	3	<i>Pterygodermatites argentinensis</i>
22,22	2	<i>Pterygodermatites chaetophracti</i>
77,77	209,71	<i>Trichohelix tuberculata</i>

Tabla 6.2.6. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población reciente de *Ch. vellerosus*.

PREVALENCIA (%)	IM	PARÁSITO
62,5	54	<i>Aspidodera fasciata</i>
50	83,75	<i>Aspidodera scoleciformis</i>
12,5	44	<i>Cyclobulura superinae</i>
12,5	77	<i>Macielia chagasi</i>
12,5	2	<i>Mathevotaenia</i> spp.
12,5	7	<i>Moennigia</i> sp. 1
25	1,5	<i>Olygacanthorhynchus carinii</i>
25	2	<i>Pterygodermatites argentinensis</i>
37,5	2	<i>Pterygodermatites chaetophracti</i>
12,5	5	<i>Rodentolepis</i> sp. 1
12,5	2	<i>Strongyloides ratti</i>
12,5	48	<i>Trichohelix tuberculata</i>



Tabla 6.2.7. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población antigua de *T. matacus*.

PREVALENCIA %	IM	PARÁSITO
80	108.92	<i>Aspidodera fasciata</i>
80	89.42	<i>Aspidodera scolesciformis</i>
6.67	8	<i>Aspidodera sp.</i>
6.67	8	<i>Aspidodera vazi</i>
53.33	82.25	<i>Delicata ransomi</i>
60	73.22	<i>Macielia elongata</i>
6.67	6	<i>Mathevotaenia spp.</i>
33.33	3.8	<i>Mathevotaenia yepesi n. sp.</i>
60	302.89	<i>Moennigia virilis</i>
13.33	1	<i>Olygacanthorhynchus carinii</i>
6.67	2	<i>Orihelia anticlava</i>
66.67	7.3	<i>Pterygodermatites argentinensis</i>
60	10.56	<i>Pterygodermatites chaetophracti</i>
20	133.33	<i>Strongyloides ratti</i>
6.67	1	<i>Trichohelix tuberculata</i>

Tabla 6.2.8. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población reciente de *T. matacus*.

PREVALENCIA (%)	IM	PARÁSITO
95	78,21	<i>Aspidodera fasciata</i>
90	97,94	<i>Aspidodera scoleciformis</i>
5	18	<i>Aspidodera vazi</i>
5	1	<i>Cyclobulura superinae</i>
45	23,89	<i>Delicata ransomi</i>
40	52,5	<i>Macielia elongata</i>
15	11,33	<i>Mathevotaenia argentinensis</i>
15	2	<i>Mathevotaenia chamicalensis n. sp.</i>
10	1	<i>Mathevotaenia spp.</i>
80	316,37	<i>Moennigia virilis</i>
5	1	<i>Olygacanthorhynchus carinii</i>
10	1	<i>Oncicola canis</i>
70	3,86	<i>Pterygodermatites argentinensis</i>
70	3,78	<i>Pterygodermatites chaetophracti</i>
5	4	<i>Strongyloides dasypodis</i>
5	1	<i>Strongyloides ratti</i>
25	27,8	<i>Trichohelix tuberculata</i>



Tabla 6.2.9. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población total de *Ch. vellerosus*.

PREVALENCIA (%)	IM	PARÁSITO
22,22	11,25	<i>Ancylostoma caninum</i>
5,56	1	<i>Ancylostoma paraduodenale</i>
55,56	106,9	<i>Aspidodera fasciata</i>
50	104,67	<i>Aspidodera scoleciformis</i>
5,56	44	<i>Cyclobulura superinae</i>
5,56	54	<i>Delicata ransomi</i>
5,56	77	<i>Macielia chagasi</i>
16,67	1,67	<i>Mathevotaenia</i> spp.
5,56	7	<i>Moennigia</i> sp. 1
5,56	13	<i>Moennigia virilis</i>
11,11	1,5	<i>Olygacanthorhynchus carinii</i>
5,56	1	<i>Orihelia anticlava</i>
16,67	2,33	<i>Pterygodermatites argentinensis</i>
33,33	1,833	<i>Pterygodermatites chaetophracti</i>
5,56	5	<i>Rodentolepis</i> sp.
5,56	2	<i>Strongyloides ratti</i>
44,44	189,5	<i>Trichohelix tuberculata</i>

Tabla 6.2.10. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población total de *T. matacus*.

PREVALENCIA (%)	IM	PARÁSITO
88,57	90,16	<i>Aspidodera fasciata</i>
85,71	94,73	<i>Aspidodera scoleciformis</i>
5,71	13	<i>Aspidodera vazi</i>
2,86	1	<i>Cyclobulura superinae</i>
48,57	51,35	<i>Delicata ransomi</i>
48,57	63,47	<i>Macielia elongata</i>
8,57	11,33	<i>Mathevotaenia argentinensis</i>
8,57	2	<i>Mathevotaenia chamentalensis</i> n. sp.
8,57	2,67	<i>Mathevotaenia</i> spp.
14,28	3,8	<i>Mathevotaenia yepesi</i> n. sp.
71,43	311,52	<i>Moennigia virilis</i>
8,57	1	<i>Olygacanthorhynchus carinii</i>
5,71	1	<i>Oncicola canis</i>
2,86	2	<i>Orihelia anticlava</i>
68,57	5,29	<i>Pterygodermatites argentinensis</i>
65,71	6,431	<i>Pterygodermatites chaetophracti</i>
2,86	4	<i>Strongyloides dasypodis</i>
11,43	100,25	<i>Strongyloides ratti</i>
17,14	23,33	<i>Trichohelix tuberculata</i>



Tabla 6.2.11. Detalle de los parásitos y sus valores de Prevalencia e Intensidad Media de la población de *E. sexcinctus*.

PREVALENCIA (%)	IM	PARÁSITO
83,33	60,2	<i>Ancylostoma caninum</i>
100	1019,67	<i>Aspidodera fasciata</i>
100	564	<i>Aspidodera scoleciformis</i>
33,33	2	<i>Mathevotaenia</i> spp.
83,33	11,6	<i>Mazzia bialata</i>
50	51	<i>Moennigia celinae</i>
16,67	2	<i>Moennigia virilis</i>
66,67	5	<i>Orihelia anticlava</i>
50	69,67	<i>Strongyloides dasypodis</i>
100	412,17	<i>Trichoelixa tuberculata</i>

Tabla 6.2.12. Coeficientes de correlación y su respectivo valor de *p* para una significancia 0,05 de cada población a analizar. CVA= *Ch. vellerosus* antigua, CVR= *Ch. vellerosus* reciente

Población	Coeficiente de Correlación	P valor
CVA	0,87	0,00024
CVR	0,36	0,12
CV	0,67	0,0015
TMA	0,44	0,058
TMR	0,58	0,007
TM	0,54	0,0084
ES	0,67	0,02



Figura 6.2.6. Distribución de Frecuencias de Población Antigua *C. vellerosus* (CVA), Población Reciente *C. vellerosus* (CVR) y Población total *Ch. vellerosus* (CVT). Dibujo modificado de Diaz y Bárquez (2002).

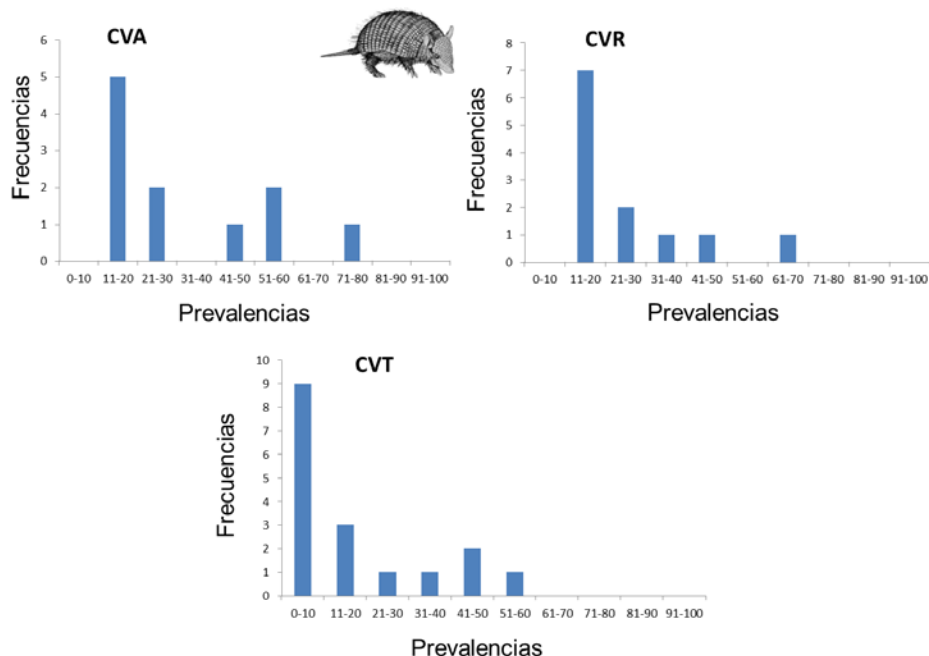


Figura 6.2.7. Distribución de Frecuencias de Población Antigua *T. matacus* (TMA), Población Reciente de *T. matacus* (TMR) y Población total *T. matacus* Dibujo Luis G. Pagano.

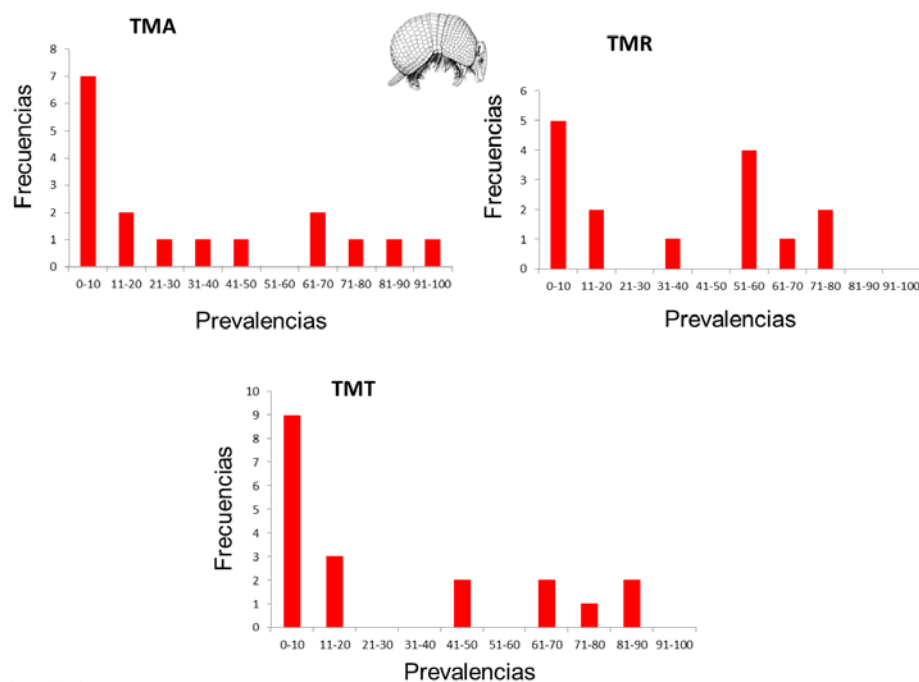
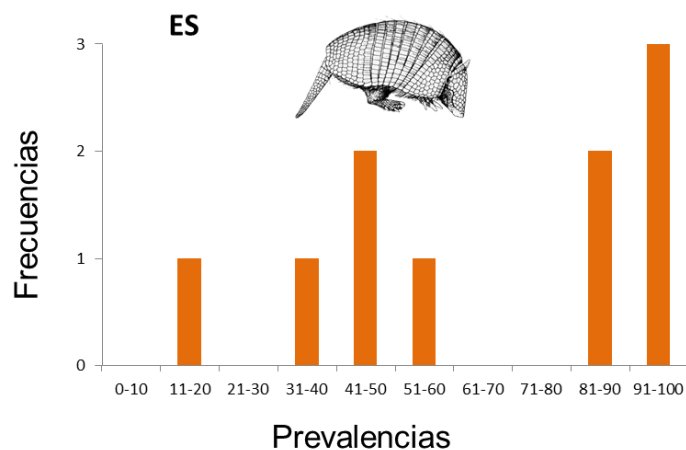




Figura 6.2.8. Distribución de Frecuencias de Población de *E. sexcinctus* (ES). Dibujo modificado de Diaz y Bárquez (2002).

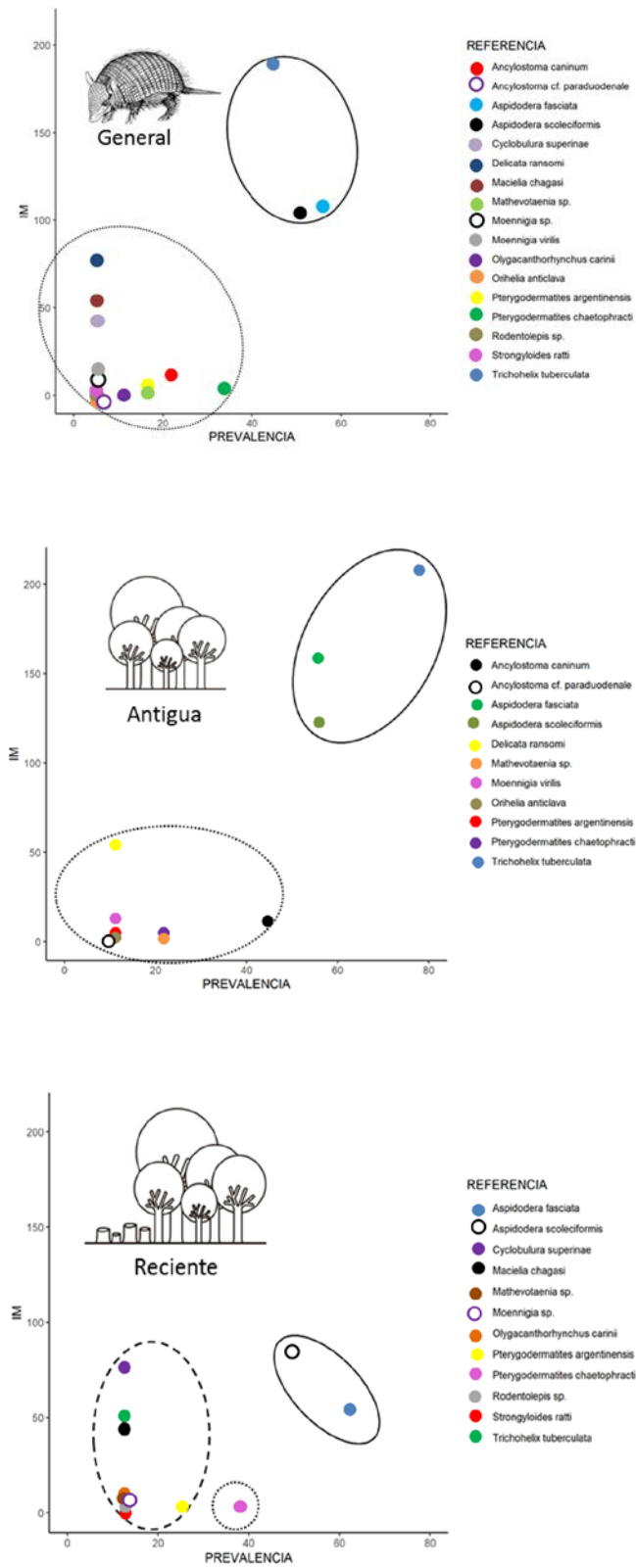


A pesar de que estas dos condiciones solo se cumplen en la población de *E. sexcinctus*, el análisis de la estructura de las comunidades se realizó igual para las tres especies, aunque por esta razón los resultados obtenidos para este análisis no tienen un sustento estadístico robusto.

En las siguientes figuras se presenta el diagrama de la distribución de las especies parásitas por hospedador. Los círculos de línea continua corresponden a las especies centrales, los de línea punteada con las especies secundarias y los de líneas con guiones corresponden a las especies satélites.



Fig. 6.2.9. Distribución de las especies parásitas en *C. vellerosus* en la población general, en la población antigua y en la población reciente. Dibujo modificado de Diaz y Bárquez (2002).

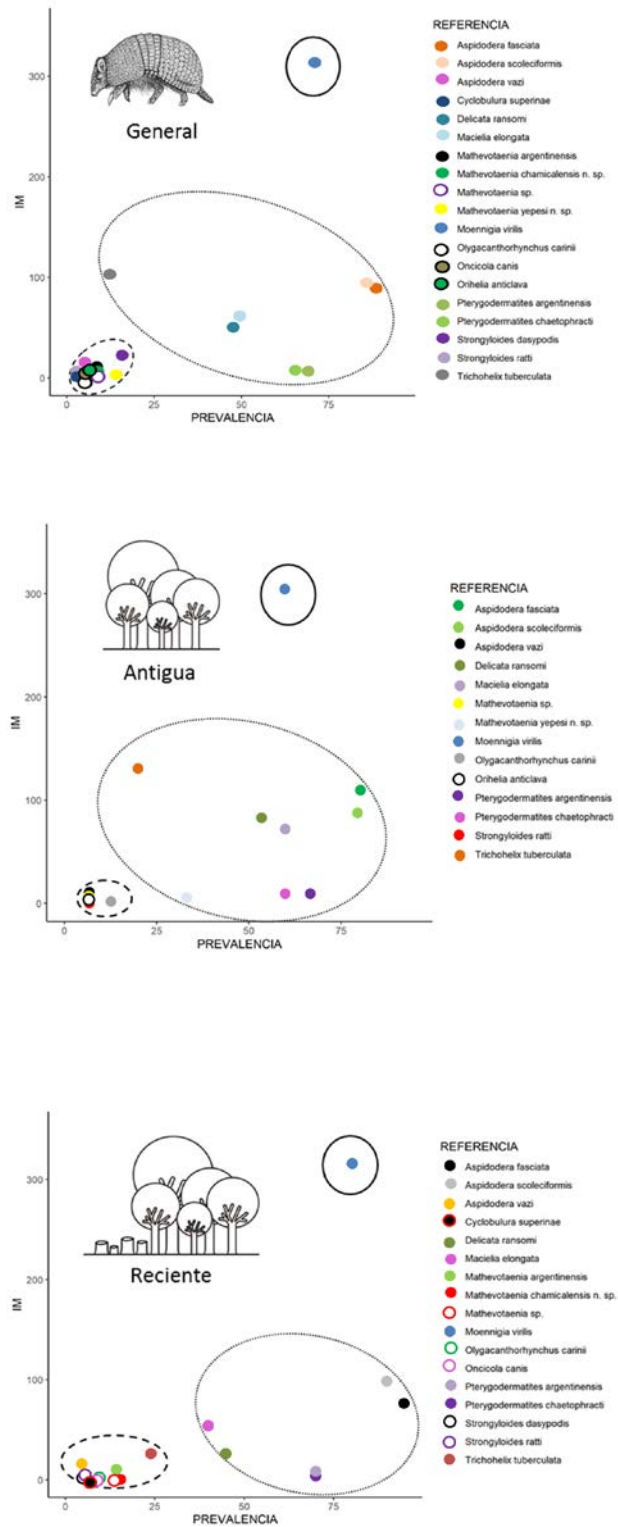




En cuanto a la estructura de las comunidades, en *Ch. vellerosus*, las especies centrales, tanto en el análisis general como de la población antigua, fueron *T. tuberculata*, *A. fasciata* y *A. scoleciformis*. Sin embargo, en la población reciente hay un cambio de estructura expresado por la ausencia de *T. tuberculata* en el grupo de las especies centrales y en el paso de especies secundarias a satélites (Fig. 6.2.5).



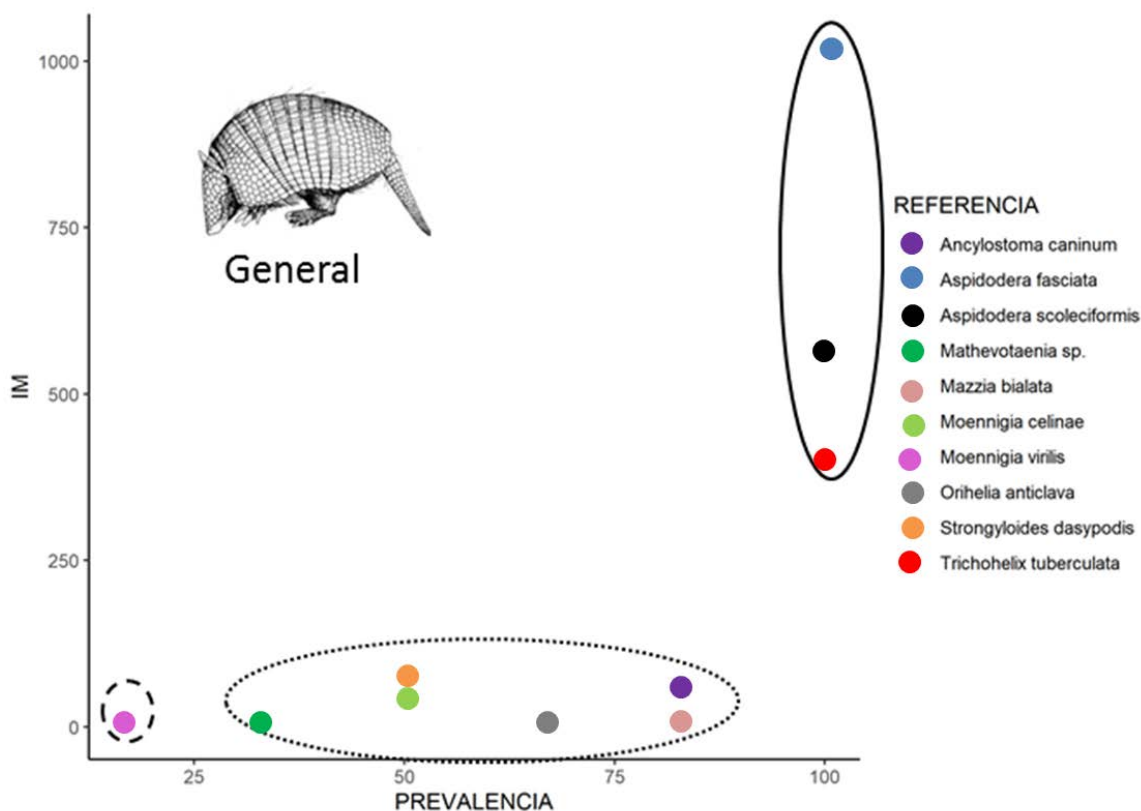
Fig. 6.2.10. Distribución de las especies parásitas en *T. matacus* en la población general, en la población antigua y en la población reciente. Dibujo Luis G. Pagano.





En *T. matacus*, la especie central en todos los casos es *M. virilis* y las especies secundarias son las del género *Pterygodermatites*, *Strongyloides ratti*, *D. ransomi*, *Ma. elongata*, *A. fasciata* y *A. scoleciformis*. Pero cuando se realiza la comparación temporal hay un cambio dado por el pasaje de especies secundarias a satélites. En la población antigua las especies secundarias son: *Mathevotaenia yepesi* n. sp. y los tricostrongílidos *D. ransomi*, *Ma. elongata* y *Trichohelix tuberculata*, los aspidodéridos *A. fasciata* y *A. scoleciformis* y los representantes del género *Pterygodermatites*. En cambio, en la población reciente el grupo de especies secundarias se reduce y quedan *A. fasciata*, *A. scoleciformis*, *P. chaetophracti*, *M. elongata* y *D. ransomi*. Nuevamente *Trichohelix tuberculata* pasa a ser una especie satélite (Fig. 6.2.6).

Fig. 6.2.11. Distribución de las especies parásitas en *E. sexcinctus* en la población general.
Dibujo modificado de Diaz y Bárquez (2002).



En *E. sexcinctus* las especies principales son *A. fasciata*, *A. scoleciformis* y *T. tuberculata*, las especies secundarias son *M. celinae*, *Mazzia bialata*, *Ancylostoma caninum*, *Orihelia anticlava* y *Mathevotaenia* spp. y la única especie satélite es *Moennigia virilis* (Fig. 6.2.7).



Similitud cualitativa de Jaccard

Entre la comunidad componente de *T. matacus* antigua (TMA) y reciente (TMR) el valor fue de $J=0,63$ y el número de especies de TMA es de 14 y de TMR 17. Las especies que presentan las dos comunidades en común son: *Aspidodera fasciata*, *A. scoleciformis*, *A. vazi*, *Delicata ransomi*, *Macielia elongata*, *Mathevotaenia* spp., *Moennigia virilis*, *Olygacanthorhynchus carinii*, *Pterygodermatites argentinensis*, *P. chaetophracti*, *Strongyloides ratti* y *Trichohelix tuberculata*. *Mathevotaenia yepesi* n. sp. y *Orihelia anticlava* estuvieron presentes en la comunidad TMA pero no en TMR, mientras que *Cyclobulura superinae*, *Mathevotaenia argentinensis*, *M. chamicalensis* n. sp., *Oncicola canis* y *Strongyloides dasypodis* que estuvieron presentes en TMR y no en TMA.

Entre la comunidad componente de *Ch. vellerosus* antigua (CVA) y reciente (CVR) el valor fue de $J=0,35$ y el número de especies de CVA es de 11 y de CVR 12. Las especies *Aspidodera fasciata*, *A. scoleciformis*, *Mathevotaenia* spp. 1, *Pterygodermatites argentinensis*, *P. chaetophracti* y *Trichohelix tuberculata* son comunes a las dos comunidades son. *Ancylostoma caninum* y *Ancylostoma paraduodenale* estuvieron presentes solo en CVA, mientras que *Cyclobulura superinae*, *Macielia chagasi*, *Moennigia* sp. 1, *Olygacanthorhynchus carinii*, *Rodentolepis* sp. y *Strongyloides ratti* estuvieron presentes solo en CVR

Similitud Cuantitativa de Sørensen

La Similitud Cuantitativa de Sørensen entre *Ch. vellerosus* antigua (CVA) vs. reciente (CVR) fue de 0,52 (52%). Es decir que si tenemos en cuenta las presencias y ausencias de las especies parásitas estas dos poblaciones de hospedadores solo coinciden en la mitad del total de especies.

Por el otro lado, el mismo índice para *T. matacus* antigua (TMA) vs. reciente (TMR) fue de 0,77 (77%), es decir que ambas poblaciones hospedadoras coinciden en la mayoría de las especies presentes en total.



Análisis a nivel de población componente e infrapoblación

En la Tabla 6.2.13 se muestran todos los helmintos hallados con sus parámetros poblacionales calculados: prevalencias, intensidades, abundancias medias, localización en los hospedadores, coeficiente de dispersión, coeficiente K de agregación e índice de Morisita. *Tamandua tetradactyla* no fue incluido en la tabla porque su riqueza específica fue 0.

En todos los casos, el Coeficiente de Dispersión fue mayor que 1, por lo que la distribución de los parásitos es agregada, excepto en los casos en donde se registró un solo parásito en un solo individuo hospedador como en el caso de *Ancylostoma paroduodenale* en *Ch. vellerosus*, *Aspidodera ansirupta* en *D. novemcinctus* y *Cyclobulura superinae* en *T. matacus*, este tipo de distribución es azarosa o poissoniana.

En el caso del coeficiente K, que define la distribución de los parásitos en el seno de la población hospedadora, en todos los casos fue mucho menor que 8, por lo que las poblaciones se definen como sobredispersadas o contagiosas, menos en el caso de los Acantocéfalos en *T. matacus*, en donde este índice es negativo. Por lo que la distribución en este caso es Normal.

Y en el caso del índice de dispersión de Morisita, en todos los casos fue mayor a 1, por lo que todas las distribuciones son agregadas.



Tabla 6.2.13 Helmintos con sus prevalencias (P%), Intensidad Media (IM), Abundancia media (AM) y Localización (L, CA= Cavidad abdominal, E= Estómago, ID= Intestino delgado, C= Ciego, IG= Intestino grueso). Coeficiente de Dispersión (CD), Coeficiente K de agregación (K), Coeficiente de Morisita (IS) y Distribución (D, AG= Agregada, NO= Normal). Hospedadores: *Myrmecophaga tridactyla* (*M. t*), *Dasyopus mazzai* (*D. m*), *D. hybridus* (*D. h*), *D. novemcinctus* (*D. n*), *Euphractus sexcinctus* (*E. s*), *ChaetophRACTUS vellerosus* (*Ch. ve*), *Ch. villosus* (*Ch. vi*), *Cabassous chacoensis* (*C. c*) y *Tolypeutes matacus* (*T. m*).

ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Ancylostoma caninum</i>	P%	-	-	-	-	83,33	23,53	50	-	-
	IM	-	-	-	-	60,2	11,25	18,5	-	-
	AM	-	-	-	-	50,17	2,64	9,25	-	-
	L	-	-	-	-	ID	ID	ID	-	-
	CD	-	-	-	-	190,46	16,67	34,41	-	-
	K	-	-	-	-	0,26	0,17	0,28	-	-
	IS	-	-	-	-	6,02	17,36	4,08	-	-
	D	-	-	-	-	AG	AG	AG	-	-
<i>Ancylostoma paraduodenale</i>	P%	-	-	-	-	-	5,89	-	-	-
	IM	-	-	-	-	-	1	-	-	-
	AM	-	-	-	-	-	0,06	-	-	-
	L	-	-	-	-	-	ID	-	-	-
	CD	-	-	-	-	-	1	-	-	-
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Aspidodera ansirupta</i>	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	-
	IM	-	-	-	1	-	-	-	-	-
	AM	-	-	-	0,25	-	-	-	-	-
	L	-	-	-	C, IG	-	-	-	-	-
	CD	-	-	-	1	-	-	-	-	-
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	-



ESPECIE		<i>M. t</i> N=1	<i>D. m</i> N=1	<i>D. h</i> N=9	<i>D. n</i> N=4	<i>E. s</i> N=6	<i>Ch. ve</i> N=17	<i>Ch. vi</i> N=4	<i>C. c</i> N=4	<i>T. m</i> N=35
<i>Aspidodera fasciata</i>	P%	100	100	66,67	75	100	58,82	-	100	88,57
	IM	18	115	53,33	21	1019	106,90	-	31,25	90,16
	AM	18	115	35,55	15,75	1019	62,88	-	31,25	79,85
	L	C, IG	C, IG	C, IG	C, IG	C, IG	C, IG	-	C, IG	C, IG
	CD	-	-	179,66	12,36	1713,9 ₁	243,50	-	11,72	121,92
	K	-	-	0,20	1,35	0,60	0,26	-	2,92	0,66
	IS	-	-	9,03	4,05	6,00	17,01	-	4,02	35,01
	D	-	-	AG	AG	AG	AG	-	AG	AG
<i>Aspidodera scoleciformis</i>	P%	-	-	-	-	100	52,94	-	25	85,71
	IM	-	-	-	-	564	104,66	-	1	94,73
	AM	-	-	-	-	564	55,41	-	0,25	81,2
	L	-	-	-	-	C, IG	C, IG	-	C, IG	C, IG
	CD	-	-	-	-	907,62	130,64	-	1	118,13
	K	-	-	-	-	0,62	0,43	-	-	0,69
	IS	-	-	-	-	6,00	17,02	-	-	35,01
	D	-	-	-	-	AG	AG	-	-	AG
<i>Aspidodera vazi</i>	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	5,71
	IM	-	-	-	35	-	-	-	-	13
	AM	-	-	-	8,75	-	-	-	-	0,74
	L	-	-	-	C, IG	-	-	-	-	C, IG
	CD	-	-	-	35	-	-	-	-	14,60
	K	-	-	-	0,26	-	-	-	-	0,05
	IS	-	-	-	4,09	-	-	-	-	36,36
	D	-	-	-	AG	-	-	-	-	AG



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Cyclobulura superinae</i>	P%	-	-	-	-	-	5,88	-	-	2,85
	IM	-	-	-	-	-	44	-	-	1
	AM	-	-	-	-	-	2,59	-	-	0,03
	L	-	-	-	-	-	ID, C	-	-	-
	CD	-	-	-	-	-	44	-	-	1
	K	-	-	-	-	-	0,06	-	-	-
	IS	-	-	-	-	-	17,37	-	-	-
	D	-	-	-	-	-	AG	-	-	-
<i>Delicata abbai</i>	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	-
	IM	-	-	-	154	-	-	-	-	-
	AM	-	-	-	38,5	-	-	-	-	-
	L	-	-	-	ID	-	-	-	-	-
	CD	-	-	-	154	-	-	-	-	-
	K	-	-	-	0,25	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	4,02	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	AG	-	-	-	-	-
<i>Delicata ransomi</i>	P%	-	-	-	-	-	5,88	25	-	48,57
	IM	-	-	-	-	-	54	34	-	51,35
	AM	-	-	-	-	-	3,17	8,5	-	24,94
	L	-	-	-	-	-	ID	ID	-	ID
	CD	-	-	-	-	-	54	34	-	99,26
	K	-	-	-	-	-	0,06	0,26	-	0,25
	IS	-	-	-	-	-	17,30	4,09	-	35,04
	D	-	-	-	-	-	AG	AG	-	AG



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Delicata</i> n.sp.1	P%	-	-	-	-	-	-	50	25	-
	IM	-	-	-	-	-	-	61	2	-
	AM	-	-	-	-	-	-	30,5	0,5	-
	L	-	-	-	-	-	-	ID	ID	-
	CD	-	-	-	-	-	-	111,68	2	-
	K	-	-	-	-	-	-	0,28	0,50	-
	IS	-	-	-	-	-	-	4,02	7,00	-
	D	-	-	-	-	-	-	AG	AG	-
<i>Delicata</i> <i>uncinata</i>	P%	-	-	-	-	-	-	-	75	-
	IM	-	-	-	-	-	-	-	1615,7	-
	AM	-	-	-	-	-	-	-	1211,7	-
	L	-	-	-	-	-	-	-	ID	-
	CD	-	-	-	-	-	-	-	4167,1	-
	K	-	-	-	-	-	-	-	0,29	-
	IS	-	-	-	-	-	-	-	4,00	-
	D	-	-	-	-	-	-	-	AG	-
<i>Echinocoleus</i> sp.1	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	-
	IM	-	-	-	51	-	-	-	-	-
	AM	-	-	-	12,75	-	-	-	-	-
	L	-	-	-	ID	-	-	-	-	-
	CD	-	-	-	51	-	-	-	-	-
	K	-	-	-	0,26	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	4,06	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	AS	-	-	-	-	-



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Lauroia bolivari</i>	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	-
	IM	-	-	-	23	-	-	-	-	-
	AM	-	-	-	5,75	-	-	-	-	-
	L	-	-	-	C, IG	-	-	-	-	-
	CD	-	-	-	23	-	-	-	-	-
	K	-	-	-	0,26	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	4,14	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	AG	-	-	-	-	-
<i>Macielia chagasi</i>	P%	-	100	11,11	-	-	5,88	-	-	-
	IM	-	72	1	-	-	77	-	-	-
	AM	-	72	0,11	-	-	4,52	-	-	-
	L	-	ID	ID	-	-	ID	-	-	-
	CD	-	-	1	-	-	77	-	-	-
	K	-	-	-	-	-	0,06	-	-	-
	IS	-	-	-	-	-	17,21	-	-	-
	D	-	-	-	-	-	AG	-	-	-
<i>Macielia elongata</i>	P%	-	-	-	-	-	-	-	-	48,57
	IM	-	-	-	-	-	-	-	-	63,47
	AM	-	-	-	-	-	-	-	-	30,83
	L	-	-	-	-	-	-	-	-	E
	CD	-	-	-	-	-	-	-	-	105,19
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	0,30
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	35,03
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	AG



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Macielia macieli</i>	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	-
	IM	-	-	-	139	-	-	-	-	-
	AM	-	-	-	34,75	-	-	-	-	-
	L	-	-	-	ID	-	-	-	-	-
	CD	-	-	-	139	-	-	-	-	-
	K	-	-	-	0,25	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	4,02	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	AG	-	-	-	-	-
<i>Mathevotaenia argentinensis</i>	P%	-	-	-	-	-	-	-	-	8,57
	IM	-	-	-	-	-	-	-	-	11,33
	AM	-	-	-	-	-	-	-	-	0,97
	L	-	-	-	-	-	-	-	-	ID
	CD	-	-	-	-	-	-	-	-	30,06
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	0,03
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	36,03
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	AG
<i>Mathevotaenia chamicalensis</i> n. sp.	P%	-	-	-	-	-	-	-	-	8,57
	IM	-	-	-	-	-	-	-	-	2
	AM	-	-	-	-	-	-	-	-	0,17
	L	-	-	-	-	-	-	-	-	ID
	CD	-	-	-	-	-	-	-	-	2,91
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	0,09
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	41,80
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	AG



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Mathevotaenia</i> sp.	P%	100	-	-	-	33,33	17,65	-	25	8,57
	IM	1	-	-	-	2	1,67	-	4	2,67
	AM	1	-	-	-	0,67	0,29	-	1	0,23
	L	ID	-	-	-	ID	ID	-	ID	ID
	CD	-	-	-	-	2,20	1,60	-	4	4,65
	K	-	-	-	-	0,56	0,49	-	0,33	0,06
	IS	-	-	-	-	7,67	21,00	-	5,00	39,86
	D	-	-	-	-	AG	AG	-	AG	AG
<i>Mathevotaenia</i> <i>yepesi</i> n. sp.	P%	-	-	-	-	-	-	-	-	14,28
	IM	-	-	-	-	-	-	-	-	3,8
	AM	-	-	-	-	-	-	-	-	0,54
	L	-	-	-	-	-	-	-	-	ID
	CD	-	-	-	-	-	-	-	-	6,97
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	0,09
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	36,89
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	AG
<i>Mazzia</i> <i>bialata</i>	P%	-	-	-	-	83,33	-	25	-	-
	IM	-	-	-	-	11,6	-	28	-	-
	AM	-	-	-	-	9,67	-	7	-	-
	L	-	-	-	-	E	-	E	-	-
	CD	-	-	-	-	10,21	-	28	-	-
	K	-	-	-	-	1,05	-	0,26	-	-
	IS	-	-	-	-	6,09	-	4,11	-	-
	D	-	-	-	-	AG	-	AG	-	-



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Moennigia celinae</i>	P%	-	-	-	25	50	-	-	-	-
	IM	-	-	-	113	51	-	-	-	-
	AM	-	-	-	28,25	25,5	-	-	-	-
	L	-	-	-	ID	ID	-	-	-	-
	CD	-	-	-	113	55,64	-	-	-	-
	K	-	-	-	0,25	0,47	-	-	-	-
	IS	-	-	-	4,03	6,03	-	-	-	-
	D	-	-	-	AG	AG	-	-	-	-
<i>Moennigia moennigi</i>	P%	-	-	-	25	-	-	-	-	-
	IM	-	-	-	113	-	-	-	-	-
	AM	-	-	-	28,5	-	-	-	-	-
	L	-	-	-	ID	-	-	-	-	-
	CD	-	-	-	110	-	-	-	-	-
	K	-	-	-	0,25	-	-	-	-	-
	IS	-	-	-	4,03	-	-	-	-	-
	D	-	-	-	AG	-	-	-	-	-
<i>Moennigia nsp1.</i>	P%	-	-	-	-	-	5,88	-	-	-
	IM	-	-	-	-	-	7	-	-	-
	AM	-	-	-	-	-	0,41	-	-	-
	L	-	-	-	-	-	ID	-	-	-
	CD	-	-	-	-	-	7	-	-	-
	K	-	-	-	-	-	0,07	-	-	-
	IS	-	-	-	-	-	19,67	-	-	-
	D	-	-	-	-	-	AG	-	-	-



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Moennigia virilis</i>	P%	-	100	-	25	16,67	5,88	-	-	71,43
	IM	-	21	-	43	2	13	-	-	311,52
	AM	-	21	-	10,75	0,33	0,76	-	-	222,51
	L	-	ID	-	ID	ID	ID	-	-	ID
	CD	-	-	-	43	2	13	-	-	1754,38
	K	-	-	-	0,26	0,33	0,06	-	-	0,13
	IS	-	-	-	4,07	11,00	18,33	-	-	35,00
	D	-	-	-	AG	AG	AG	-	-	AG
<i>Olygacantho-rhynchus carinii</i>	P%	-	-	-	-	-	11,76	25	25	8,57
	IM	-	-	-	-	-	1,5	3	2	1
	AM	-	-	-	-	-	0,18	0,75	0,5	0,09
	L	-	-	-	-	-	ID	ID	ID	ID
	CD	-	-	-	-	-	1,58	3	2	0,94
	K	-	-	-	-	-	0,30	0,38	0,50	-1,46
	IS	-	-	-	-	-	25,00	5,50	7,00	52,00
	D	-	-	-	-	-	AG	AG	AG	NO
<i>Oncicola canis</i>	P%	-	-	-	-	-	-	-	-	5,71
	IM	-	-	-	-	-	-	-	-	1
	AM	-	-	-	-	-	-	-	-	0,06
	L	-	-	-	-	-	-	-	-	ID
	CD	-	-	-	-	-	-	-	-	0,97
	K	-	-	-	-	-	-	-	-	-1,94
	IS	-	-	-	-	-	-	-	-	69,00
	D	-	-	-	-	-	-	-	-	NO



ESPECIE		<i>M. t</i> N=1	<i>D. m</i> N=1	<i>D. h</i> N=9	<i>D. n</i> N=4	<i>E. s</i> N=6	<i>Ch. ve</i> N=17	<i>Ch. vi</i> N=4	<i>C. c</i> N=4	<i>T. m</i> N=35
<i>Orihelia anticlava</i>	P%	-	-	-	-	66,67	5,88	-	-	2,85
	IM	-	-	-	-	5	1	-	-	2
	AM	-	-	-	-	3,33	0,05	-	-	0,06
	L	-	-	-	-	CA	CA	-	-	CA
	CD	-	-	-	-	5,36	1	-	-	2
	K	-	-	-	-	0,76	0?	-	-	0,06
	IS	-	-	-	-	6,26	-	-	-	39,00
	D	-	-	-	-	AG	-	-	-	AG
<i>Pterygodermatites argentinensis</i>	P%	-	-	22,22	-	-	17,65	-	50	68,57
	IM	-	-	9,5	-	-	2,33	-	3	5,29
	AM	-	-	-	-	-	0,5	-	1,5	3,62
	L	-	-	ID	-	-	ID	-	ID	ID
	CD	-	-	16,87	-	-	2,14	-	3,78	8,58
	K	-	-	0,13	-	-	0,36	-	0,54	0,48
	IS	-	-	9,44	-	-	19,67	-	4,60	35,27
	D	-	-	AG	-	-	AG	-	AG	AG
<i>P. chaetophracti</i>	P%	-	-	-	-	-	29,41	-	25	65,71
	IM	-	-	-	-	-	2	-	5	6,43
	AM	-	-	-	-	-	0,59	-	1,25	4,23
	L	-	-	-	-	-	ID	-	ID	ID
	CD	-	-	-	-	-	1,71	-	5	14,08
	K	-	-	-	-	-	0,83	-	0,31	0,32
	IS	-	-	-	-	-	18,78	-	4,75	35,23
	D	-	-	-	-	-	AG	-	AG	AG



ESPECIE		<i>M. t</i> N=1	<i>D. m</i> N=1	<i>D. h</i> N=9	<i>D. n</i> N=4	<i>E. s</i> N=6	<i>Ch. ve</i> N=17	<i>Ch. vi</i> N=4	<i>C. c</i> N=4	<i>T. m</i> N=35
<i>Rodentolepis</i> sp.	P%	-	-	-	-	-	5,89	-	-	-
	IM	-	-	-	-	-	5	-	-	-
	AM	-	-	-	-	-	0,29	-	-	-
	L	-	-	-	-	-	ID	-	-	-
	CD	-	-	-	-	-	5	-	-	-
	K	-	-	-	-	-	0,07	-	-	-
	IS	-	-	-	-	-	21,00	-	-	-
	D	-	-	-	-	-	AG	-	-	-
<i>Strongyloides</i> <i>dasypodis</i>	P%	-	-	-	-	50	-	-	-	2,86
	IM	-	-	-	-	69,67	-	-	-	4
	AM	-	-	-	-	34,83	-	-	-	0,11
	L	-	-	-	-	C	-	-	-	C
	CD	-	-	-	-	147,13	-	-	-	4
	K	-	-	-	-	0,24	-	-	-	0,04
	IS	-	-	-	-	6,02	-	-	-	46,33
	D	-	-	-	-	AG	-	-	-	AG
<i>Strongyloides</i> <i>ratti</i>	P%	-	-	-	50	-	5,88	25	-	11,42
	IM	-	-	-	3	-	2	160	-	100,25
	AM	-	-	-	1,5	-	0,12	40	-	11,45
	L	-	-	-	ID	-	ID	ID	-	ID
	CD	-	-	-	3,78	-	2	160	-	219,50
	K	-	-	-	0,54	-	0,12	0,25	-	0,05
	IS	-	-	-	4,60	-	33,00	4,02	-	35,09
	D	-	-	-	AG	-	AG	AG	-	AG



ESPECIE		<i>M. t</i>	<i>D. m</i>	<i>D. h</i>	<i>D. n</i>	<i>E. s</i>	<i>Ch. ve</i>	<i>Ch. vi</i>	<i>C. c</i>	<i>T. m</i>
		N=1	N=1	N=9	N=4	N=6	N=17	N=4	N=4	N=35
<i>Strongyloides</i> sp.	P%	-	-	11,11	-	-	-	-	-	-
	IM	-	-	211	-	-	-	-	-	-
	AM	-	-	23,44	-	-	-	-	-	-
	L	-	-	ID	-	-	-	-	-	-
	CD	-	-	211	-	-	-	-	-	-
	K	-	-	0,11	-	-	-	-	-	-
	IS	-	-	9,04	-	-	-	-	-	-
	D	-	-	AG	-	-	-	-	-	-
<i>Trichoeliox</i> <i>tuberculata</i>	P%	-	-	-	-	100	47,06	75	25	17,14
	IM	-	-	-	-	412,17	189,5	175	1	23,33
	AM	-	-	-	-	412,17	89,17	131,5	0,25	4
	L	-	-	-	-	ID	ID	ID	ID	ID
	CD	-	-	-	-	522,90	904,26	172,53	1	76,15
	K	-	-	-	-	0,79	0,10	0,77	-	0,05
	IS	-	-	-	-	6,00	17,01	4,01	-	35,24
	D	-	-	-	-	AG	AG	AG	-	AG

Análisis de distribución de las especies dentro del hospedador

Patrones generales de distribución

En la Tabla 6.2.14 se muestran las longitudes promedio del intestino delgado en cada especie hospedadora, como podemos observar, las longitudes son distintas entre especies, por lo que la segmentación se estandarizó en 20 secciones de igual longitud, independientemente de la longitud total del intestino. Y luego se transformó a una variable continua (porcentaje) donde el píloro corresponde al valor 0% y la unión ileocecal al 100%.



Tabla 6.2.14. Longitudes promedio de los intestinos delgados de las especies hospedadoras analizadas.

Especie Hospedadora	Longitud Promedio ID (cm)
<i>C. chacoensis</i>	104,05
<i>E. sexcinctus</i>	263,8
<i>Ch. vellerosus</i>	109
<i>D. novemcinctus</i>	319
<i>M. tridactyla</i>	725
<i>D. hybridus</i>	113
<i>T. matacus</i>	127,03

La distribución de las secciones vacantes, o sin parásitos, fue distinta en todas las especies de hospedadores analizadas (Fig. 6.2.12).

En *C. chacoensis* y *D. novemcinctus*, se observa el mismo patrón: cuando los individuos están parasitados, los parásitos se distribuyen a lo largo de todo el intestino menos en la última sección.

En *E. sexcinctus*, cuando los individuos están parasitados, los parásitos ocupan toda la longitud del intestino delgado menos las últimas 3 secciones, además en dos individuos, la sección N° 12 también se encontró vacante.

En el único individuo de *M. tridactyla* analizado, todas las secciones del intestino se encontraron vacantes, menos las secciones 6 y 7.

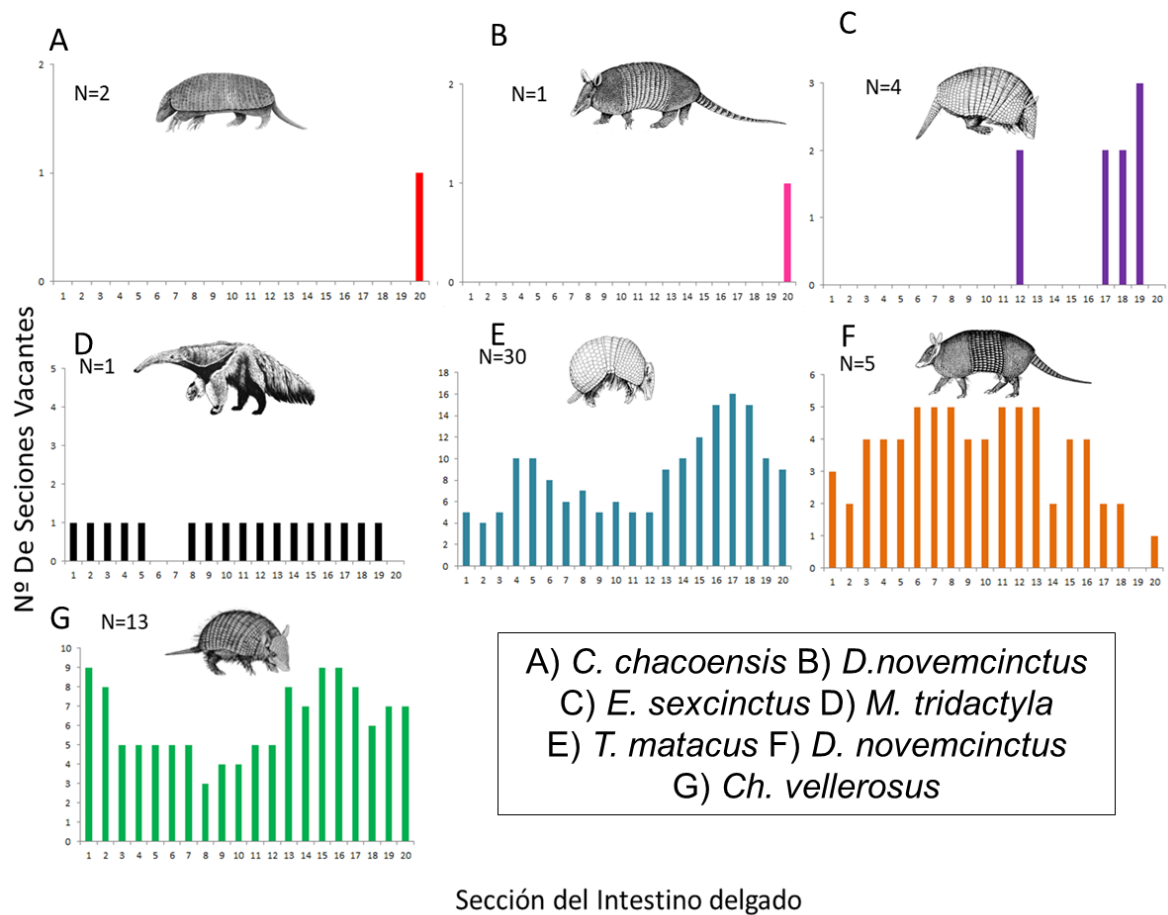
En *T. matacus*, los parásitos tienden a ocupar más las primeras tres cuartas partes del intestino y a partir de la sección 15 los sitios vacantes se hacen más frecuentes y vuelven a disminuir en las últimos 2 secciones.

En *D. hybridus*, las secciones vacantes abundan a lo largo de todo el intestino, con más frecuencia en los secciones 6 a 8 y luego 11 a 13.

En *Ch. vellerosus*, las secciones vacantes abundan a lo largo de todo el intestino, con mas frecuencia en las 2 primeras y luego de la 13 a17.



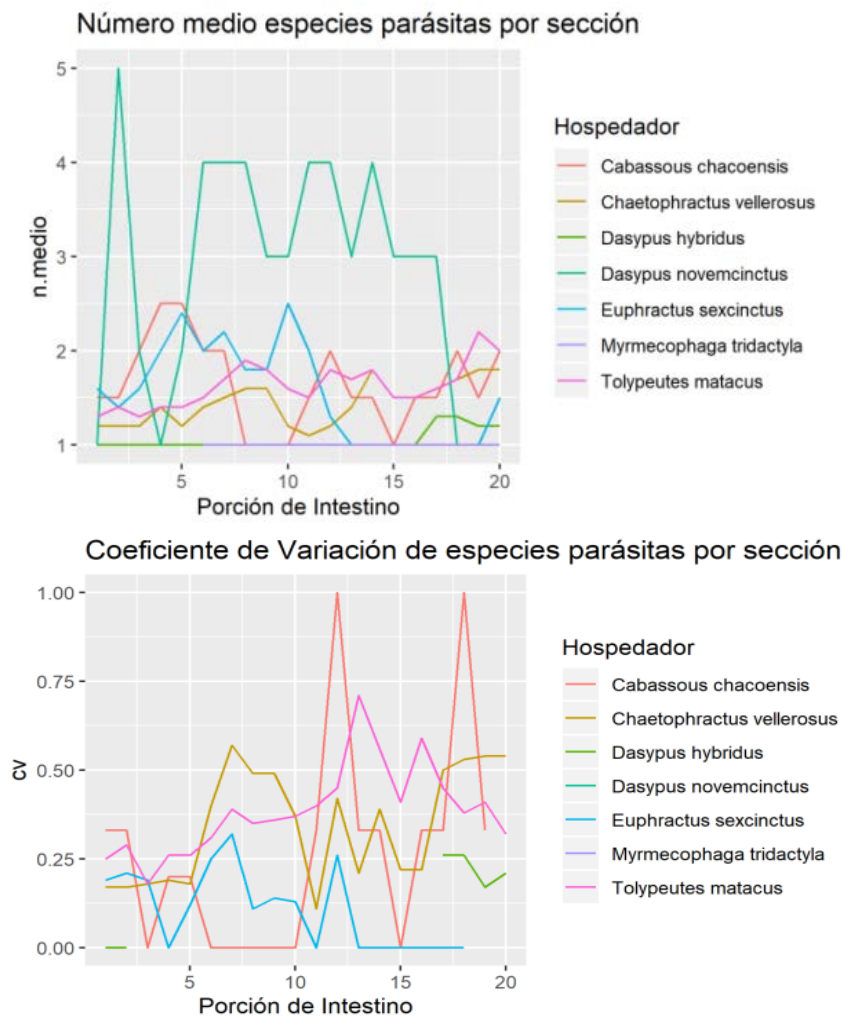
Fig. 6.2.12. Frecuencia de las secciones vacantes en las 7 especies hospedadoras analizadas. Dibujos modificados: Diaz y Bárquez, 2002; Canevari y Vaccaro, 2007.



El número medio máximo de especies parásitas por sección ocurrió en *D. novemcinctus* con un pico de 5 especies en los primeros 5 segmentos, *C. chacoensis* tuvo un patrón similar, mientras que *E. sexcinctus* tuvo su pico máximo en la mitad del intestino. Por otro lado, *D. hybridus*, *T. matacus* y *Ch. vellerosus* mostraron picos más difusos, por lo que la distribución de las especies de helmintos es más homogénea en todo el intestino (Fig. 6.2.13).



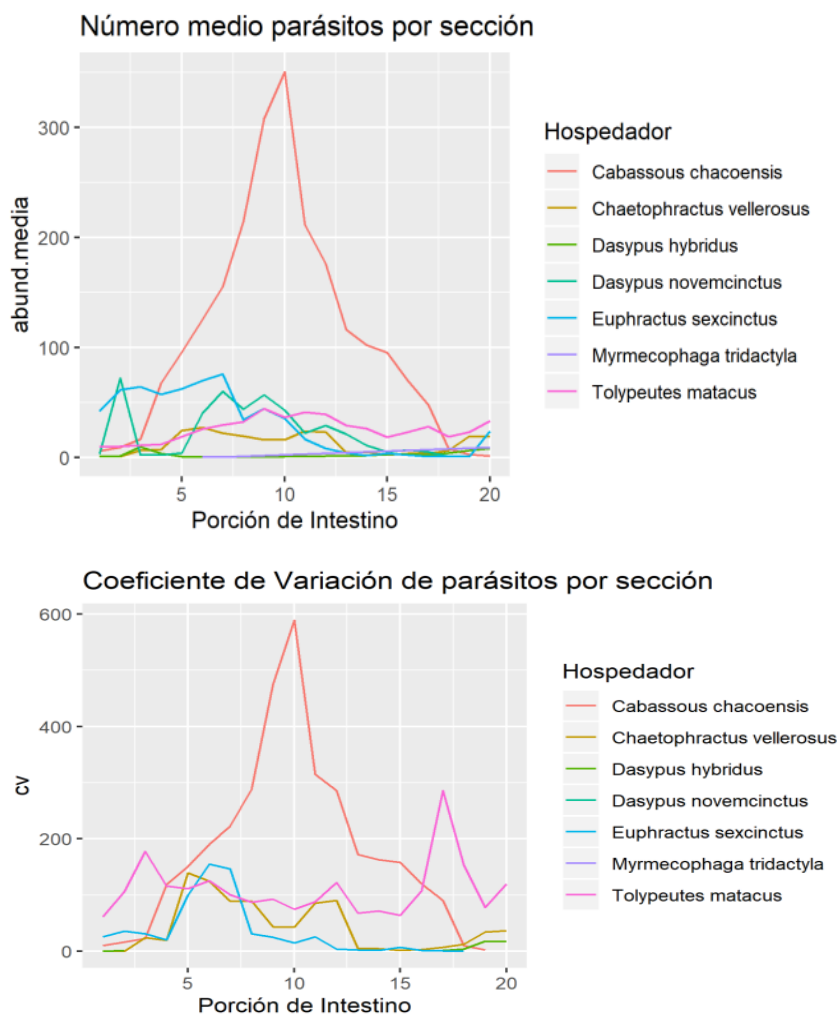
Fig. 6.2.13. Número medio de especies parásitas por porción/sección con su correspondiente coeficiente de variación.



Cuando observamos el número medio de parásitos por sección/porción (Fig. 6.2.14), el patrón general consiste en números más altos en la primera mitad del intestino delgado y luego hay una tendencia a disminuir en la segunda mitad del intestino, excepto en *C. chacoensis*, donde se da un pico bien marcado en la mitad del intestino y disminuye tanto hacia la parte anterior como a la parte posterior.



Fig. 6. 2.14. Número medio de parásitos por porción/sección con su correspondiente coeficiente de variación.



Desde la Tabla 6.2.15 hasta la Tabla 6.2.21 y en la Fig. 6.2.15 se resumen las posiciones medias anteriores, medias y posteriores transformadas a variable continua (%) de los helmintos en cada hospedador estudiado. El desvío estándar sólo se expresa en los casos en los que fue posible calcularlo (entre paréntesis). Los especímenes pertenecientes a los géneros *Pterygodermatites*, *Strongyloides* y *Mathevotaenia* no se diferenciaron en especies por cuestiones prácticas.

Tabla 6.2.15. Localizaciones de helmintos en *Cabassous chacoensis*.

Especie parásita	Posición media (%)	Posición media anterior (%)	Posición media posterior (%)	Rango medio (%)
<i>Aspidodera fasciata</i>	95	90	100	10
<i>Delicata uncinata</i>	51 (1,75)	5 (0)	97,5 (6,54)	92,5 (3,54)
<i>Mathevotaenia</i> sp. 1	40	20	60	40
<i>Oligacanthorhynchus carinii</i>	57,5	25	90	65
<i>Pterygodermatites</i> sp.	12,5	5	20	15
<i>Trichohelix tuberculata</i>	65	60	70	10

Tabla 6.2.16. Localizaciones de helmintos en *Chaetophractus vellerosus*.

Especie parásita	Posición media (%)	Posición media anterior (%)	Posición media posterior (%)	Rango medio (%)
<i>Ancylostoma caninum</i>	31 (6,3)	17,5 (10,41)	45 (12,25)	27,5 (18,93)
<i>Ancylostoma paraduodenale</i>	57,5	55	60	5
<i>Aspidodera fasciata</i>	91 (0,87)	82,5 (8,66)	100(0)	17.5 (8,66)
<i>Aspidodera scoleciformis</i>	92,5 (4,35)	85 (13,23)	100(0)	15(13,23)
<i>Cyclobulura superinae</i>	87,5	75	100	25
<i>Delicata ransomi</i>	47,5	5	90	85
<i>Mathevotaenia</i> spp.	43,5 (8,8)	36,7 (7,64)	50 (10)	13.3 (2,89)
<i>Moennigia virilis</i>	50	30	70	40
<i>Oligacanthorhynchus carinii</i>	9(0)	40 (0)	50(0)	10 (0)
<i>Pterygodermatites</i> sp,	18,5 (11)	9 (5,48)	28(18,23)	19 (15,57)
<i>Rodentolepis</i> sp. 1	20	15	25	10
<i>Strongyloides ratti</i>	95	90	100	10
<i>Trichohelix tuberculata</i>	54,5 (20,35)	32,1(28,85)	77,1 (21,38)	45 (30,41)

Tabla 6.2.17. Localizaciones de helmintos en *Dasypus hybridus*

Especie parásita	Posición media (%)	Posición media anterior (%)	Posición media posterior (%)	Rango medio (%)
<i>Aspidodera fasciata</i>	92,5 (6,24)	86 (10,25)	99 (2,24)	13 (10,37)
<i>Pterygodermatites</i> sp.	19 (15,9)	7,5(3,54)	30(28,28)	22,5 (24,75)
<i>Strongyloides</i> sp.	52,5	5	100	95

Tabla 6.2.18. Localizaciones de helmintos en *Dasypus novemcinctus*

Especie parásita	Posición media (%)	Posición media anterior (%)	Posición media posterior (%)	Rango medio (%)
<i>Delicata abbai</i>	50	10	90	80
<i>Echinocoleus</i> sp. 1	45	5	85	80
<i>Moennigia celinae</i>	45	10	80	70
<i>Moennigia moennigi</i>	52,5	10	95	85
<i>Strongyloides ratti</i>	10	10	10	0

Tabla 6.2.19. Localizaciones de helmintos en *Euphractus sexcinctus*.

Helminto	Posición media (SD)	Posición Media Anterior (SD)	Posición Media Posterior (SD)	Rango Medio (SD)
<i>Ancylostoma caninum</i>	44,5 (17,35)	21,2 (4,79)	67,5 (34,28)	46,2 (34,49)
<i>Aspidodera fasciata</i>	94 (12,5)	87,5 (25)	100 (0)	12,5 (25)
<i>Aspidodera scoleciformis</i>	100	100	100	0
<i>Mathevotaenia</i> spp.	44 (19,45)	32,5 (3,54)	55 (35,36)	22,5 (31,82)
<i>Mazzia bialata</i>	5	5	5	0
<i>Moennigia celinae</i>	31 (11,25)	15 (17,32)	46,7 (10,41)	31,7 (17,56)



<i>Moennigia virilis</i>	22,5	20	25	5
<i>Trichohelix tuberculata</i>	35 (9,85)	5 (0)	65 (19,61)	60 (19,69)

Tabla 6.2.20. Localizaciones de helmintos en *Myrmecophaga tridactyla*.

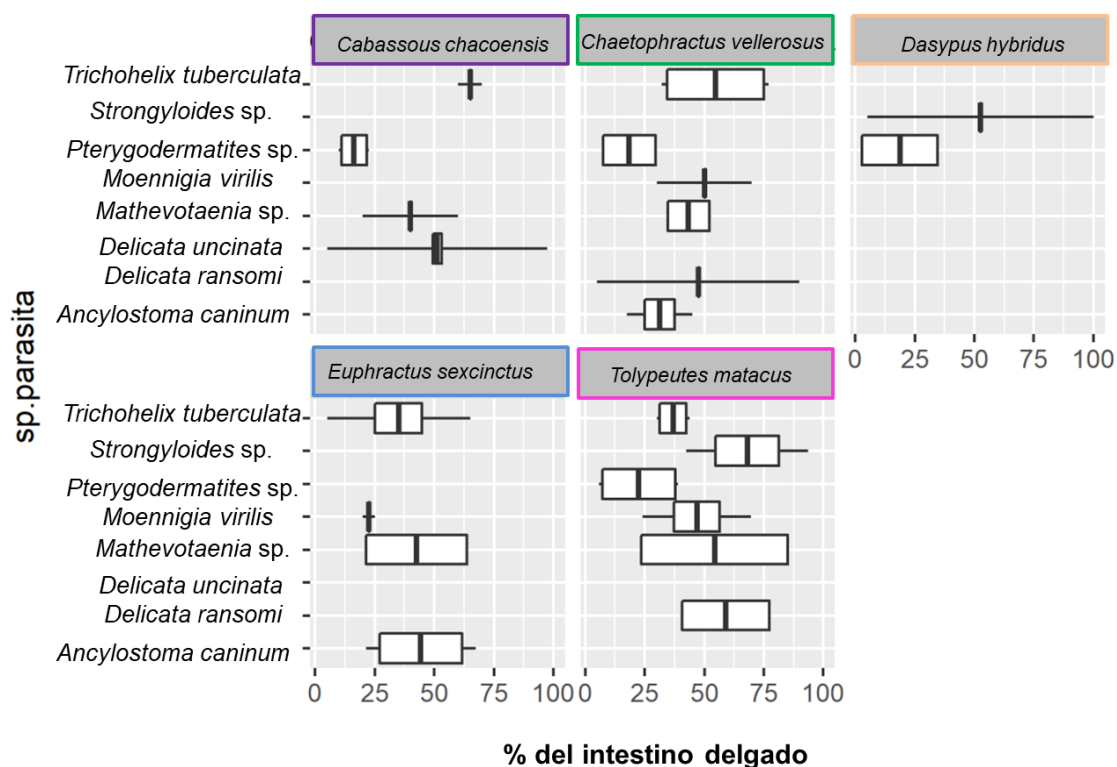
Especie parásita	Posición media (%)	Posición media anterior (%)	Posición media posterior (%)	Rango medio (%)
<i>Aspidodera fasciata</i>	100	100	100	0
<i>Mathevotaenia</i> spp.	32,5	30	35	5

Tabla 6.2.21. Localizaciones de helmintos en *Tolypeutes matacus*

Especie parásita	Posición media (%)	Posición media anterior (%)	Posición media posterior (%)	Rango medio (%)
<i>Aspidodera fasciata</i>	94,5 (10,5)	90 (20,58)	99,5 (2,24)	9,5 (20,45)
<i>Aspidodera scoleciformis</i>	96,5 (3,35)	93,4 (6,47)	99,7 (1,15)	6,3 (6,42)
<i>Cyclobulura superinae</i>	77,5	75	80	5
<i>Delicata ransomi</i> .	59 (17,65)	46,2 (21,1)	71,2 (19,1)	25 (19,41)
<i>Macielia elongata</i>	21,5 (19,9)	10 (11,18)	33 (37,01)	23 (37,52)
<i>Mathevotaenia</i> spp.	54,5 (30,45)	43,8 (33,24)	65,4 (35,58)	21,7 (32,15)
<i>Moennigia virilis</i>	46,5 (9,5)	23,9 (11,28)	69,3 (17,27)	45,4 (22,15)
<i>Oligacanthorhynchus carinii</i>	39 (5,2)	35 (5)	43,3 (5,77)	8,3 (2,89)
<i>Pterygodermatites</i> sp.	23 (16,25)	7(5,59)	39,4 (31)	32,4 (30,49)
<i>Strongyloides</i> sp.	70,5 (17,7)	45(35,36)	96,2 (2,5)	51,2 (35,44)
<i>Trichohelix tuberculata</i>	35,5(7,2)	28,8 (7,5)	42,5 (8,66)	13,8 (7,5)



Fig. 6.2.15. Localizaciones de las especies más abundantes de helmintos en las distintas especies hospedadoras estudiadas. La posición media está graficada con una línea vertical, con un desvío estándar a cada lado graficado con barras blancas, la posición media anterior y la posición media posterior están representadas por las líneas negras horizontales. Para este gráfico solo se tuvieron en cuenta las especies con un N mayor a 1.



Las especies con mayor rango de ocupación fueron *D. uncinata* en *C. chacoensis*, ocupando un 92,5% del intestino delgado; *Delicata ransomi* en *Ch. vellerosus*, ocupando un 95%, *Strongyloides sp.* en *D. hybridus* ocupando un 95%, *Moennigia moennigi* en *D. novemcinctus* ocupando un 85%, *Trichohelix tuberculata* en *E. sexcinctus* ocupando un 60%, *Strongyloides sp.* en *T. matacus* con un rango del 51% y *Mathevotaenia spp.* en *M. tridactyla* con un rango del 5% y. En todos los casos la posición media de estas especies se aproxima al 50% del intestino (Ver columna de posición media), excepto en el caso de *T. matacus*, donde la especie con mayor rango tiene su posición media a una altura del 70% del intestino. En todos los hospedadores, las especies de mayor rango fueron los tricostrongílidos, a excepción de *D. novemcinctus* y *T. matacus* en donde fue *Strongyloides sp.*



6.3. DISCUSIÓN

La prevalencia de parasitosis total fue alta (91,57 %) e incluso en las especies hospedadoras en las que sólo un individuo fue analizado se encontraron helmintos, con excepción de *Tamandua tetradactyla*. Esta especie de xenartro en Argentina ha sido poco estudiada, pero a pesar de ello, se han registrado especies de tricostrongílidos en individuos de la provincia de Misiones (Rios et al., 2013), por lo tanto se tiene que seguir trabajando con la población argentina de *T. tetradactyla* para conocer su fauna parásita.

En general, el grupo parásito más representado y con una alta dominancia es el de los nematodos, seguido por los cestodes y por último los acantocéfalos. Este patrón de predominancia de nematodos y la ausencia de digeneos, coincide con estudios previos realizados en Argentina (Navone, 1990; Ezquiaga, 2013).

Las especies hospedadoras que registraron las mayores riquezas específicas fueron *Tolypeutes matacus* (19), *Chaetophractus vellerosus* (17), *Dasypus novemcinctus* (11) y *Euphractus sexcinctus* (10). Estos cuatro armadillos son especies omnívoras, comunes, abundantes y ampliamente distribuidas.

Tolypeutes matacus, la especie de xenartro que mostró mayor riqueza parasitaria en este trabajo, posee una dieta muy variada como los otros armadillos, pero con una notable tendencia a alimentarse de larvas de coleópteros Scarabeidae (Bolkovic et al. 1995, Gallo et al. 2018). Este grupo de artrópodos es reconocido como hospedador intermediario de diversos parásitos de ciclo heteroxeno (Navone, 1990, Anderson, 2000), por lo cual su dieta estaría influenciando en su alta diversidad parasitaria.

Chaetophractus vellerosus si bien tiene una menor diversidad, posiblemente refleje el hecho de no haberse alcanzado el número adecuado de individuos analizados (ver Curva de acumulación, Fig. 6.2.4), por lo tanto se esperaría que la diversidad de este hospedador sea similar a la de *T. matacus*.

Dasypus novemcinctus presentó una alta riqueza específica (11) a pesar del número bajo de individuos analizados (N=4), lo cual podría explicarse por la diversidad de ambientes que explora, ya que esta especie suma a los pajonales a diferencia de las otras especies de armadillos (McDonough y Loughry, 2018). Esto posibilitaría una mayor amplitud de dieta y por ende una mayor ingesta de hospedadores intermediarios. En cambio, el resto de las especies de xenartros estudiadas posee hábitos principalmente terrestres, por lo que estarían expuestos a una menor cantidad



y diversidad de potenciales especies hospedadoras intermediarias.

Por otra parte, *E. sexcinctus* registró una riqueza específica media (10), lo cual podría explicarse con su amplia distribución y sus hábitos alimentarios generalistas (Redford y Wetzel, 1985).

La dominancia de tricostrongílidos y aspidodéridos en las comunidades de helmintos podría relacionarse a que son específicos de los armadillos y al tipo de ciclo de vida de estos parásitos. Ambas taxa poseen ciclos directos, independiente de la dieta del hospedador y su presencia se debe a la ingesta de estadios infectivos directamente desde el ambiente.

En cuanto a la estructura de las comunidades de helmintos, en *Ch. vellerosus* y *T. matacus* se registra un cambio en la población reciente dado por el pasaje de especies secundarias a satélites. Este fenómeno podría deberse a la degradación y pérdida de ambientes y este proceso estaría generando la ausencia de potenciales hospedadores intermediarios. Esto estaría relacionado con la aplicación de insecticidas y la tendencia a monocultivos dados por el proceso de agriculturización que está sufriendo la región (ver Introducción).

Cuando analizamos los parásitos de ciclo directo en *Ch. vellerosus* y *T. matacus* se observó que *T. tuberculata* disminuye sus intensidades y prevalencias. Por su ciclo de vida los estadios de J1 a J3 desarrollan en el ambiente, y las características de éste impactan positiva o negativamente en el éxito de su desarrollo. Las diferencias observadas podrían estar indicando que alguno de sus requerimientos ambientales (temperatura y humedad relativa) ya no está presente al ser afectados en el ambiente deforestado y agriculturizado (Savioli et al., 1992) e impactan en el desarrollo de los estados evolutivos (J1-J3) de la especie parásita en el ambiente que ocupa la población reciente.

Por otro lado, el hecho de que las especies centrales estén conformadas por nematodos del género *Aspidodera* y por *T. tuberculata*, coincide con una serie de estudios previos, en los cuales la estructura de las comunidades parasitarias está dominada por *T. tuberculata* en armadillos eufractinos y tolypeutinos, principalmente en las especies *Ch. villosus* y *Ch. vellerosus* en gran parte de Sudamérica (Navone, 1983, 1990; Fujita et al. 1995, Hoppe et al. 2006, 2009; Ezquiaga, 2013) e incluso en la isla de Tierra del Fuego (Ezquiaga et al., 2016). En el caso de los aspidodéridos, nematodos que constituyen una fauna helmíntica habitual en los xenartros, se observó



que *A. fasciata* fue la especie más frecuente (Navone, 1983, 1990; Ezquiaga, 2013). Asimismo, estudios moleculares han demostrado que los Aspidoderidae han evolucionado en los armadillos y luego se diversificaron colonizando hospedadores de características similares, como marsupiales, con quienes comparten características metabólicas, o roedores histicognatos y sigmodontinos con quienes comparten hábitos fosoriales y alimenticios respectivamente (Jimenez Ruiz, 2004). Por lo tanto, los resultados obtenidos en esta tesis confirman que los aspidodéridos son un sello en la fauna helmíntica de los xenartros.

Con respecto al tipo de distribución que presentaron los helmintos, en todos los casos se registró una distribución agregada, excepto en los acantocéfalos (distribución normal), de acuerdo con los coeficientes de distribución calculados. La distribución agregada es una de las más comunes en la naturaleza, los individuos se agregan (se juntan) debido a que las condiciones del medio son discontinuas o heterogéneas (Poulin, 1998). En este caso, los parásitos van a tender a agruparse en aquellos individuos hospedadores cuyas estrategias para defenderse de las infecciones parasitarias son insuficientes para prevenir una infección, este tipo de distribución además, facilita el encuentro de los individuos parásitos y así estos pueden completar sus ciclos de vida (Anderson y Gordon, 1982). Por otro lado, la distribución normal de los acantocéfalos podría explicarse por la poca representatividad de este grupo parásito.

Por último, en cuanto a la distribución de los helmintos en tracto digestivo, se observó que las especies con mayores rangos de ocupación en el intestino delgado coinciden en gran parte con las especies más dominantes de cada población hospedadora. A su vez, la posición media de estas especies se acerca al segmento 10 (mitad del intestino) y los solapamientos se dan principalmente con otras especies emparentadas. Es decir, tricostrongílidos solapan mayormente con otros tricostrongílidos en la mayor parte del intestino, *A. fasciata* solapa con *A. scoleciformis* en la última porción del intestino delgado y las especies pertenecientes a otros grupos taxonómicos suelen aparecer con poco solapamiento con los grupos dominantes. Esto puede explicarse mediante la competencia interespecífica por el mismo nicho ecológico dentro del intestino, en donde especies que ocupan nichos similares van a estar explotando las mismas porciones del intestino, mientras que especies que poseen un nicho ecológico distinto, van a presentarse con menos solapamiento entre sí (Holmes y Price 1986;). En xenartros, sólo se estudió la distribución de las abundancias de especies de tricostrongílidos en los segmentos intestinales de un



Tamandua tetradactyla (Durette-Desset et al., 1977) donde, a diferencia de este estudio, se observa el mayor número de especies en los segmentos de la segunda mitad del intestino, sin embargo, existe una alta superposición entre las especies del mismo grupo (tricostrongílicos), al igual que lo observado en esta tesis.

En resumen, la ubicación de los parásitos a lo largo del intestino delgado no es azarosa sino que intervienen diversos factores que hacen que cada especie parásita tenga su sitio de preferencia, existiendo una competencia por estos sitios entre especies similares, como fue observado en otros estudios de mamíferos y aves (Stock y Holmes, 1988; Stancampiano, 2010; Capasso, 2019).



CAPÍTULO 7. CONSIDERACIONES FINALES

- ❖ En la presente tesis se estudiaron por primera vez los parásitos de especies hospedadoras como *Dasytus mazzai* y *Cabassous chacoensis*. Por lo cual, todas las asociaciones parásito-hospedador de estos armadillos son nuevas para la ciencia y nuevos registros para Argentina.
- ❖ Se amplió el rango hospedatorio de *Olygacanthorhynchus carinii* al registrarse por primera vez este parásito en *C. chacoensis* y a *Chaetophractus villosus*.
- ❖ Se describieron dos nuevas especies y un nuevo morfotipo del género *Mathevotaenia*.
- ❖ Se amplió el rango hospedatorio y la distribución geográfica de *Orihelia anticlava* al registrarse por primera vez este parásito en *E. sexcinctus* de Salta y Formosa.
- ❖ Se amplió la distribución geográfica para *Macielia elongata*, ya que se registra por primera vez en las provincias de Salta y Chaco.
- ❖ Se aportaron nuevos caracteres morfológicos incluido el synlophe de *Macielia chagasi*, además nuevos hospedadores (*D. mazzai*, *D. hybridus* y *Ch. vellerosus*) y se registra por primera vez para Argentina.
- ❖ Se aportaron nuevos datos del synlophe a distintas alturas del cuerpo de *Macielia macieli*, y se registró por primera vez en la región chaqueña.
- ❖ Se amplió la distribución y el rango hospedatorio de *Delicata abbai* al registrarse por primera vez asociado a *Dasytus novemcinctus* de Formosa.
- ❖ Se amplió la distribución de *Delicata ransomi* y se registró por primera vez en *Tolypeutes matacus*.
- ❖ Se aportaron nuevos caracteres morfológicos y el synlophe de *Delicata uncinata*, se registró por primera vez para Argentina y para *C. chacoensis*.
- ❖ Se registraron dos morfotipos de tricostrongílicos desconocidos hasta el momento (*Delicata* sp. 1 y *Moennigia* sp. 1), que en un futuro serán descritos como nuevas especies.
- ❖ Se amplió la distribución geográfica y el rango hospedatorio de *Moennigia celinae* al registrarse en *D. novemcinctus* y *Euphractus sexcinctus* de Formosa.
- ❖ Se aportaron nuevos datos morfométricos y el primer registro de *Moennigia*



moennigi en Argentina.

- ❖ Se amplió el rango hospedatorio y la distribución de *Moennigia virilis* al registrarse por primera vez de las provincias de Formosa, La Rioja y Salta y en *D. mazzai*.
- ❖ Se amplió el rango hospedatorio de *Trichoelixa tuberculata* registrándose en *C. chacoensis* y *T. matacus* por primera vez.
- ❖ Se amplió el rango hospedatorio de *Strongyloides ratti*, sumando como nuevos hospedadores a *Ch. villosus* y *Ch. vellerosus*
- ❖ Se amplió el rango hospedatorio de *Strongyloides dasypodis* sumando a *E. sexcinctus* y *T. matacus* como hospedadores y también se amplió la distribución geográfica, sumando a Formosa como nueva localidad para esta especie.
- ❖ *Cyclobulura superinae* fue hallada en Tucumán por primera vez y también se amplió el rango de hospedadores al sumarse *T. matacus*.
- ❖ Se reportó por primera vez la asociación de *Echinocoleus* sp. 1 con xenartros.
- ❖ Se reportó por primera vez la asociación de *Aspidodera fasciata* con *Myrmecophaga tridactyla* de Argentina.
- ❖ Se reportó a *Aspidodera scoleciformis* en nuevas localidades de Salta, Santiago del Estero y Chaco.
- ❖ Se registró por primera vez en Argentina a *Lauroia bolivari* y *Aspidodera ansirupta*.
- ❖ Se registró por primera vez a *Aspidodera vazi* en *T. matacus* de Argentina.
- ❖ Se hallaron especies de helmintos de importancia veterinaria y/o zoonótica como *Oncicola canis*, *Ancylostoma caninum* y *Strongyloides* spp.
- ❖ Se registraron por primera vez anticuerpos específicos contra *Toxoplasma gondii* en *T. matacus*.
- ❖ Se registraron por primera vez anticuerpos específicos contra *T. gondii* en *D. novemcinctus* mediante la técnica de Inmuno Fluorescencia Indirecta (IFI).
- ❖ Se confirmó la asociación de *D. novemcinctus* y *T. matacus* con *Sarcocystis* spp.
- ❖ Se reportó el primer hallazgo de formas compatibles con quistes de



Cryptosporidium en *T. matacus*.

- ❖ Se comparó por primera vez la fauna parasitaria de poblaciones pasadas (*circa* 1930) vs. poblaciones actuales, destacando la importancia de las colecciones científicas.
- ❖ Los helmintos parásitos hallados en cada población analizada estuvieron estrechamente asociados con los factores ambientales y ecológicos de cada grupo hospedador, destacando el efecto modulador dado por la agriculturización de la región chaqueña.
- ❖ El grupo parásito más representado y con una alta dominancia sobre los demás es el de los nematodos (especialmente tricostrongílicos y aspidoderidos), seguido por los cestodos y por último los acantocéfalos.
- ❖ Las especies hospedadoras que registraron las mayores riquezas específicas fueron *T. matacus* y *Ch. vellerosus* con 19 y 17 taxa respectivamente, seguidas por *D. novemcinctus* (11) y *E. sexcinctus* (10).
- ❖ Por primera vez se estudió la disposición de los parásitos en el intestino delgado de armadillos.
- ❖ Luego de más de 40 años de estudios parasitológicos en xenartros de Argentina, esta tesis confirma una alta riqueza de especies parásitas en armadillos del chaco argentino y destaca el rol de estos hospedadores como reservorio de parásitos de importancia zoonótica y/o veterinaria.



BIBLIOGRAFÍA CITADA

Abba, A.M.; M. Cassini y S.F. Vizcaíno. 2007. Effects of land use on the distribution of three species of armadillos (Mammalia, Dasypodidae) in the pampas, Argentina. *Journal of Mammalogy* 88: 502-507.

Abba, A.M. y M.H. Cassini. 2010. Ecological differences between two sympatric species of armadillos (Xenarthra, Mammalia) in a temperate region of Argentina. *Acta Theriologica* 55: 35-44.

Abba, A.M. y S.F. Vizcaíno. 2011. Distribución de los armadillos (Xenarthra: Dasypodidae) en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Mastozoología Neotropical* 18: 185-206.

Abba, A.M.; M.F. Tognelli; V.P. Seitz; J.B. Bender y S.F. Vizcaíno. 2012. Distribution of extant xenarthrans (Mammalia: Xenarthra) in Argentina using species distribution models. *Mammalia* 76: 123-136.

Abba, A.M. y E. González. 2014. *Dasypus hybridus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T6288A47440329.

Abba, A.M. y S.F. Vizcaíno. 2014. *Dasypus yepesi*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T61924A47444043.

Abba, A.M. y M. Superina. 2016. *Dasypus hybridus*. *Mammalian Species* 48: 10-20.

Abba, A.M.; G.H. Cassini; J.I. Túnez y S.F. Vizcaíno. 2018. The enigma of the Yepes' armadillo: *Dasypus mazzai*, *D. novemcinctus* or *D. yepesi*? *Revista Museo Argentino Ciencias Naturales* 20: 83-90.

Abba, A.M.; J.P. Jayat; S. Albanesi y M. Superina. 2019. *Dasypus mazzai*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Abba, A.M.; M. Camino; R.M. Torres; A.M. Ferreiro; D.M. Tamburini; J. Decarre; E. Soilbelzon; L.B. Castro; T.G. Rogel; A.J. Agüero; C.D. Albrecht y M. Superina. 2019. *Chaetophractus vellerosus*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Abba, A.M.; M. Superina y D. Varela. 2019. *Euphractus sexcinctus*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Abba, A.M.; R.M. Torres y M. Superina. 2019. *Dasypus hybridus*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de



Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Acha, P. y B. Szyfres. 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. En: Parasitosis. Publicación Científica y Técnica N° 580. OPS. 3ª ed. Vol III, pp. 413.

Ahmad, T.A.; B.A. El-Sayed y L.H El-Sayed. 2016. Development of immunization trials against *Eimeria* spp. *Trials in Vaccinology* 5: 38-47.

Aiello, S.E. y A. Mays. 2000. El Manual Merck de Veterinaria. Océano Grupo Editorial, S. A. 5ª edición, 2558 pp.

Almería, S.; D. Ferrer; M. Pabon; J. Castella y S. Manas. 2002. Red foxes (*Vulpes vulpes*) are a natural intermediate host of *Neospora caninum*. *Veterinary Parasitology* 107: 287-294.

Almería, S. y F. López-Gatius. 2013. Bovine neosporosis: clinical and practical aspects. *Research in Veterinary Science* 95:303-309.

Altrichter, M. 2006a. Wildlife in the life of local people of the semi-arid Argentine Chaco. *Biodiversity and Conservation* 15: 2719-2736.

Altrichter, M. 2006b. Interacciones entre la gente y la fauna en el Chaco Argentino. Dirección de Fauna Silvestre (SAyDS). Buenos Aires, Argentina. 76 pp.

Alvarado-Otegui, J.A.; L.A. Ceballos; M.M. Orozco; G.F. Enriquez; M.V. Cardinal; C. Cura; A.G. Schijman; U. Kitron y R.E. Gürtler. 2012. The sylvatic transmission cycle of *Trypanosoma cruzi* in a rural area in the humid Chaco of Argentina. *Acta Tropica* 124: 79-86.

Anderson, R.C. y O. Bain. 1982. Keys to genera of the superfamilies Rhabditoidea, Dioctophymoidea, Trichinelloidea and Muspiceoidea. En *CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates*, N° 9, Commonwealth Agricultural Bureaux, Farnham Royal, England, U.K.R.C. Anderson; A.G. Chabaud y S. Willmott (Eds.), pp. 1-26.

Anderson, R. y D. Gordon. 1982. Processes influencing the distribution of parasites within host populations with special emphasis on parasite induced host mortalities. *Parasitology* 85: 373-398.

Anderson, R.C. 2000. *Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission*. CABI Publishing, Farnham Royal, U.K., 2ª edición, 650 pp.

Anderson, R.C. y O. Bain. 2009. Spirurida. Diplotriaeoidea, Aprocotoidea and Filarioidea. En: *Keys to the nematode parasites of vertebrates*, CAB International, Wallingford, U.K R.C. Anderson, A.G. Chabaud y S. Willmott (Eds.), pp. 391-448.

Anderson, R.C.; A.G. Chabaud y S. Willmott. 2009. *Keys to the Nematode parasites of*



Vertebrates. Archival Volume. CAB International, UK, 463 pp.

Anderson, R.M. y R.M. May. 1991. Infectious diseases of humans: dynamics and control. Oxford University Press, Oxford, USA, 768 pp.

Andresiuk, M.V.; F. Rodríguez; G.M. Denegri; N.H. Sardella y P. Hollmann. 2004. Relevamiento de parásitos zoonóticos en materia fecal canina y su importancia para la salud de los niños. Archivos Argentinos de Pediatría 102: 325-329.

Antunes, J.M.A.P.; F.E.L. Pereira; L.C. Demoner; I.V.F. Martins; M.S. Zanini y P. Deps. 2012. *Sarcocystis* spp. in nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus*) from Brazil. Revista Portuguesa de Ciencias Veterinarias 107 (581-582): 119-120.

Appelbee, A.J.; R.C.A. Thompson y M.E. Olson. 2005. *Giardia* and *Cryptosporidium* in mammalian wildlife e current status and future needs. Trends in Parasitology. 21: 339-341.

Bagagli, E. y S. Moraes Gimenes Bosco. 2008. 9 Armadillos and dimorphic pathogenic fungi, ecological and evolutionary aspects. En: The Biology of the Xenarthra. 2008 University Press of Florida, Florida, EE UU Vizcaíno, S.F. y W.J. Lougry (Eds.). pp. 103-110.

Bain, O. y G. Wertheim. 1981. Helminthes d'Oiseaux et de Mammifères d'Israël. IX. Complements morphologiques sur quelques *Capillaria* (Nematoda, Trichinelloidea). Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle, 3: 1061-1075.

Baker, M.R. 1987. Synopsis of the nematode parasitic in amphibians and reptiles. St. Johns, Newfoundland, Occasional papers in biology 11. Memorial University of Newfoundland, Canadá, 325 pp.

Baldursson, S. y P. Karanis. 2011. Waterborne transmission of protozoan parasites: 2004-2010. Water Resources. 45: 6603-6614.

Barr, B.C.; M.L. Anderson; J.P. Dubey y P.A. Conrad. 1991. *Neospora*-like protozoal infections associated with bovine abortions. Veterinary Pathology 28:110-116.

Basso, W., L.; Venturini, M.C. Venturini; D.E. Hill; O.C.H Kwok; S.K Shen y J.P. Dubey. 2001. First isolation of *Neospora caninum* from the feces of a naturally infected dog. Journal of Parasitology 87: 612-618.

Basso, W.U. y M. Venturini. 2009. Capítulo 39. Toxoplasmosis en los animales domésticos y silvestres criados en cautiverio: Aspectos epidemiológicos y diagnóstico. En: Temas de zoonosis IV 2005 Asociación Argentina de Zoonosis. Cacchione, R.A.; R. Durlach y P. Martino (Eds.) pp. 355-361.

Basso, W.; G. Moré; M.A. Quiroga; D. Balducchi; G. Schares y M.C. Venturini. 2014. *Neospora caninum* is a cause of perinatal mortality in axis deer (*Axis axis*). Veterinary Parasitology



199:255-258.

Bautista-Hernandez, C.E.; S. Monks; G. Pulido-Flores y A.G. Rodríguez Ibarra. 2015. Revisión Bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología y su aplicación en estudios de caso. En: Estudios en Biodiversidad Vol.I. Pulido-Flores, G.; Monks S. y M. López Herrera (Eds), pp. 11-19.

Baylis, H. 1944. A new species of *Ascaris* from an armadillo. *Annals and Magazine of Natural History*. 11: 793-804

Begon, M.; C.R. Townsend y J.L. Harper. 2006. *Ecology: from individuals to Ecosystems*. Blackwell Science Ltd. 4ª Edición, 738 pp.

Beldomenico, P.M. y M. Begon. 2009. Disease spread, susceptibility and infection intensity: vicious circles? *Trends in Ecology and Evolution* 25: 21-27.

Benenson, A.S. 1997. *Manual para el control de las enfermedades transmisibles*. Informe Oficial de la Asociación Estadounidense de Salud Pública. OPS. 16ª edición. Washington. Publicación Científica N° 564. 541 pp.

Berger, W.H. y F.L. Parker. 1970. Diversity of planktonic Foraminifera in deep sea sediments. *Science* 168: 1345-1347.

Bertasoni, A. 2018. Myrmecophagidae. En: *Handbook of the mammals of the world. Volume 8 Insectivores, Sloths and Colugos*. 2018. Lynx Editions en asociación con Conservation International and IUCN. Wilson D.E. y R. A. Mittermeier (EDS), pp. 74-90.

Biocca, E. 1951. On *Ancylostoma paraduodenale*, a New Species from Felines, closely related to *A. duodenale*. *Journal of Helminthology* 15: 11-18.

Bjerkås, I.; S.F. Mohn y J. Presthus. 1984. Unidentified cyst-forming sporozoon causing encephalomyelitis and myositis in dogs. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 70: 271-274.

Bolkovic, M.L.; S.M. Caziani y J.J. Protomastro. 1995. Food Habits of the Three-banded Armadillo (*Xenarthra: Dasypodidae*) in the Dry Chaco of Argentina. *Journal of Mammalogy* 76: 1199-1204.

Bolzoni, L. y G.A. De Leo. 2013. Unexpected consequences of culling on the eradication of wildlife diseases: the role of virulence evolution. *American Naturalist* 181: 301-313.

Bordes, F.; S. Morand; S. Pilosof; J. Claude; B.R. Krasnov; J.F. Cosson; Y. Chaval; A. Ribas; K. Chaisiri; K. Blasdel; V. Herbreteau; S. Dupuy y A. Tran. 2015. Habitat fragmentation alters the properties of a host-parasite network: rodents and their helminths in South-East Asia. *Journal of Animal Ecology* 84: 1253-1263.



- Bucher, E.H. y J.C. Schofield. 1981. Economic Assault on Chagas Disease. *New Scientific* 29: 321-325.
- Bucher, E.H. y P.C. Huszar. 1999. Sustainable management of the Gran Chaco of South America: Ecological promise and economic constraints. *Journal of Environmental Management* 57: 99-108.
- Bush, A.O. y J. C. Holmes. 1986. Intestinal helminths of lesser scaup ducks: Patterns of association. *Canadian Journal of Zoology* 64: 132-141.
- Bush, A.O.; K.D. Lafferty; J.M. Lotz y A.W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology* 83: 575-583.
- Bush, A.O.; J.C. Fernández; G.W. Esch y J.R. Seed. 2001. Parasitism. The diversity and ecology of animals parasites. Cambridge University Press, UK, 566 pp.
- Bush, S.E.; M. Reed y S. Maher. 2013. Impact of forest size on parasite biodiversity: implications for conservation of hosts and parasites. *Biodiversity and Conservation* 22: 1391-1404.
- Brown A.D. y S. Pacheco 2005. Propuesta de actualización del mapa ecorregional de Argentina. En: Situación Ambiental Argentina, 2005, FVSA. Brown, A.D., U. Martínez Ortiz, M. Acerbi y J. Corcuera (Eds.), Buenos Aires, pp. 28-31.
- Burridge, M.J.; W.J. Bigler; D.L. Forrester y J.M. Hennemann. 1979. Serologic survey for *Toxoplasma gondii* in wild animals in Florida. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 175: 964-967.
- Butterworth, E.W. y M. Beverly-Burton. 1980. The taxonomy of *Capillaria* spp. (Nematoda: Trichuroidea) in carnivorous mammals from Ontario, Canada. *Systematic Parasitology* 1: 211-236.
- Caballero, E. 1955. Estudios helmintológicos de la región oncocercosa de México y de la república de Guatemala. Nematoda. 9a parte. *Acta Zoologica Mexicana* 1: 1-5.
- Cabral, A.D.; S.R.N. D'Auria; M.C.G.O. Camargo; A.R. Rosa; M.M. Sodr e; M.A. Galvão-Dias; L.R. Jord o; J.P. Dubey; S.M. Gennari y H.F.J. Pena. 2014. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* infection in bats from São Paulo city, Brazil. *Veterinary Parasitology*. 206: 293-296.
- Cabrera, A.L. 1971. Fitogeografía de la República Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 14: 1-42.
- Cameron, J.W.M. 1939. Studies on the endoparasitic fauna of Trinidad mammals. II. Parasites of Edentates. *The Canadian Journal of Research* 17: 249-264.



Campbell, M.L.; S.L. Gardner y G.T. Navone. 2003. A new species of *Mathevotaenia* (Cestoda: Anoplocephalidae) and other tapeworms from marsupials in Argentina. *Journal of Parasitology* 89: 1181-1185.

Capasso, S. 2019. Las comunidades de helmintos de aves playeras migratorias neárticas en humedales costeros e interiores de la Patagonia argentina Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata. 222 pp.

Cardona-Castro, N.; J.C. Beltran; A. Ortiz-Bernal y V. Vissa. 2007. Detection of *Mycobacterium leprae* DNA in nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus*) from the Andean region of Colombia. *Leprosy Review* 80: 424-431.

Carlini, A.A. y S.F. Vizcaíno. 1987. A new record of the armadillo *Chaetophractus vellerosus* in the Buenos Aires Province of Argentine: Possible causes for the disjunct distribution. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 22: 53-56.

Carme B.; Aznar C.; Motard A.; Demar M.; de Thoisy B. 2002. Serologic survey of *Toxoplasma gondii* in noncarnivorous free-ranging neotropical mammals in French Guiana. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*. 2:11-17.

Carminati, A. 2002. Propuesta de zonificación del Parque Nacional Chaco. Tesis de Maestría. Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba. 162 pp.

Cauchie, H.M.; J.B. Burnet; C. Penny y L. Ogorzalya. 2014. Spatial and temporal distribution of *Cryptosporidium* and *Giardia* in a drinking water resource: implications for monitoring and risk assessment. *Science of the Total Environment* . 47: 1023-1035.

Chabaud, A.G. 1959. Remarques sur la systématique des nematodes Trichostrongyloidea. *Bulletin de la Société Zoologique de France* 84: 473-483.

Chabaud, A.G. y O. Bain. 1976. La ligneé *Dipetalonema*. Nouvel essai de classification. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 51: 365-397.

Chabaud, A.G. 1978. Keys to genera of the Superfamilies Cosmocercidae, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea (No.6) En: CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. 1st. Commonwealth Agricultural Bureaux International, Farnham Royal, U.K., 71 pp.

Chabaud, A.; G.T. Navone y O. Bain. 1983. Description du *Mazzia bialata* n.sp. parasite du Dasypodidés. Attribution du genre aux Nematodes Spirocercidae. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris*. 4ta. sér. 5ta. Section A No.1: 175-179.

Chandler, A.C. 1946. Helminths of Armadillos, *Dasypus novemcinctus*, in Eastern Texas. *Journal of Parasitology* 32: 237-241.

Cheadle, M.A.; S.M. Tanhauserb; J.B. Damea; D.C. Sellonc; M. Hinesc; P.E. Ginna; R.J.



MacKay y E.C. Greinera. 2001. The nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus*) is an intermediate host for *Sarcocystis neurona*. *International Journal for Parasitology* 31: 330-335.

Cirignoli, S.; A.M. Abba; D.M. Tamburini; J. Decarre; L.B. Castro; M. Superina; T.G. Rogel; A.J. Agüero y C.D. Albrecht. 2019. *Cabassous chacoensis*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Chabaud, A.G. 1978. Keys to genera of the Superfamilies Cosmoceroidea, Seuratoidea, Heterakoidea and Subuluroidea (No.6) En: CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates. 1st. Commonwealth Agricultural Bureaux International, Farnham Royal, U.K., 71 pp.

Colwell, R.K. 2013. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 9. Persistent URL <purl.oclc.org/estimates>.

Colwell, R.K.; R.R. Dunn y N.C. Harris. 2012. Coextinction and persistence of dependent species in a changing world. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 43:183-203.

Costa da Silva, R.; C. Ballarini Zetun; S. de Moraes Gimenes Bosco; E. Bagagli; P. Sanmarco Rosa y H. Langoni. 2008. *Toxoplasma gondii* and *Leptospira* spp. infection in freeranging armadillos. *Veterinary Parasitology* 157: 291-293.

Cotruva, J.A.; A. Dufour; G. Rees; J. Bartram; R. Carr; D.O. Cliver; G.F. Craun; R. Fayer y V.P.J. Gannon. 2004. En: World Health Organisation (Ed.), *Waterborne Zoonoses: Identification Causes and Control*. IWA Publishing, London. pp. 485.

Crespo, J.A. 1974. Comentarios sobre nuevas localidades para mamíferos de Argentina y Bolivia. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia", Ciencias Zoológicas* 11:1-31.

Crompton, D.W.T. 1973. The sites occupied by some parasitic helminths in the alimentary tract of vertebrates. *Biological Reviews* 48: 27-83.

Crompton, D.W.T. y M.C. Nesheim. 1976. Host-parasite relationships in the alimentary tract of domestic birds. *Advances in Parasitology* 14: 95-194.

Cuéllar, E. 2000. Automonitoreo de la cacería de armadillos en el Izozog, Gran Chaco Boliviano. En: *Manejo de fauna silvestre en Amazonía y Latinoamérica, 2000*. CITES Paraguay, Fundación Moises Bertoni, University of Florida, Asunción Cabrera, E.; C. Mercolli y R. Resquin (Eds.), pp. 113-118.

Current, W.L. 1990. Techniques and laboratory maintenance of *Cryptosporidium*. En: *Cryptosporidiosis of Man and Animals*. 1990, CRC Press Boca Raton, Fla, Dubey, J.P.; C.A.



Speer y R. Fayer (Eds.). 31-49 pp.

Daszak, P.; A.A. Cunningham y A.D. Hyatt. 2001. Anthropogenic environmental change and the emergence of infectious diseases in wildlife. *Acta Tropica* 78: 103-116.

De Thoisy, B.; M. Demar; C. Aznar y B. Carme. 2003. Ecologic correlates of *Toxoplasma gondii* exposure in free-ranging Neotropical Mammals. *Journal of Wildlife Diseases* 39:456-459.

Decarre, J. 2015. Diversity and structure of bird and mammal communities in the Semi-arid Chaco Region: response to agricultural practices and landscape alterations. Tesis doctoral. Division of Ecology and Evolution, Department of Life Sciences Imperial College London. 191 pp.

Deem, S.L., A.J. Noss; C.V. Fiorello; A.L. Manharth; R.G. Robbins y W.B. Karesh. 2009. Health Assessment of Free-ranging Three-banded (*Tolypeutes matacus*) and Nine-banded (*Dasybus novemcinctus*) Armadillos in the Gran Chaco, Bolivia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 40: 245-256.

Delsuc, F.; M. Scally; O. Madsen; M.J. Stanhope; W.W. de Jong; F.M. Catzeflis; M.S. Springer y E.J.P. Douzery. 2002. Molecular Phylogeny of Living Xenarthrans and the Impact of Character and Taxon Sampling on the Placental Tree Rooting. *Molecular Biology and Evolution* 19: 1656-1671.

DeLucia, P.M.; M.A. Cheadle y E.C. Greiner. 2002. Prevalence of *Sarcocystis sarcocysts* in nine-banded armadillos (*Dasybus novemcinctus*) from Florida. *Veterinary Parasitology* 103: 203-205.

Demar, M.; D. Ajzenberg; B. Serrurier; M.L. Dardé y B. Carme. 2008. Case report: atypical *Toxoplasma gondii* strain from a free-living Jaguar (*Panthera onca*) in French Guiana. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 78:195-197.

Di Blanco, Y.E.; D. Varela y A.M. Abba. 2019. *Myrmecophaga tridactyla*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Díaz, P.; A. Paineira; V. Dacal; L. Vázquez; S. Cienfuegos; M.S. Arias; F.J. Pato; A. Paz-Silva; R. Panadero; R. Sánchez-Andrade; C. López; P. Díez-Baños y P. Morrondo. 2010. *Eimeria* infections in wild (*Capreolus capreolus*) and extensive-reared domestic ruminants from Galicia (NW Spain). *Revista Ibero-latinoamericana de parasitología* 69(1): 83-89.

Diniz, L.S.M.; E.O. Costa y P.M.A. Oliveira. 1995. Clinical disorders observed in anteaters (Myrmecophagidae, Edentata) in captivity. *Veterinary Research Communications* 19: 409-415.

Diniz, L.S.M.; E.O. Costa y I.M.A. Oliveira. 1997. Clinical disorders in armadillos (Dasypodidae,



Edentata) in captivity *Journal of Veterinary Medicine* 44: 577-582.

Dixon, B.R.; L.J. Parrington; M. Parenteau; D. Leclair; M. Santín y R. Fayer. 2008. *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. in the intestinal contents of ringed seals (*Phoca hispida*) and bearded seals (*Erignathus barbatus*) in Nunavik, Quebec, Canada. *Journal of Parasitology* 94: 1161-1163.

Dorny, P. y J. Fransen. 1989. Toxoplasmosis in a siberian tiger (*Panthera tigris altaica*). *Veterinary Record* 125:647.

Dubey, J.P.; C.W. Leathers y D.S. Lindsay. 1989. *Neospora caninum* -like protozoon associated with fatal myelitis in newborn calves. *Journal of Parasitology* 75:146-148.

Dubey, J.P. y D.S. Lindsay. 1996. A review of *Neospora caninum* and neosporosis. *Veterinary Parasitology* 67:1-59.

Dubey, J.P. y D.S. Lindsay. 1999. *Sarcocystis speeri* n. sp. (Protozoa: Sarcocystidae) from the opossum (*Didelphis virginiana*). *Journal of Parasitology* 85: 903-909.

Dubey, J.P.; G. Schares y L.M. Ortega-Mora. 2007. Epidemiology and control of neosporosis and *Neospora caninum*. *Clinical Microbiology Reviews* 20: 323-367.

Dubey, J.P. y J.L. Jones. 2008. *Toxoplasma gondii* infection in humans and animals in the United States. *International Journal for Parasitology* 38: 1257-1278.

Dubey, J. y M. Lappin. 2008. Cap. 80. Toxoplasmosis y Neosporosis. En: *Enfermedades Infecciosas del perro y el gato*. Greene, C.E. (Ed.), Tercera edición, Editorial Intermédica, Buenos Aires, Argentina, 1560 pp.

Dubey, J.P. 2009. History of the discovery of the life cycle of *Toxoplasma gondii*. *International Journal for Parasitology* 39: 877-882.

Dubey, J.P.; M.C. Jenkins; C. Rajendran; K. Miska; L.R. Ferreira; J. Martins; O.C. Kwok y S. Choudhary. 2011. Gray wolf (*Canis lupus*) is a natural definitive host for *Neospora caninum*. *Veterinary parasitology* 181: 382-387.

Dubey, J.P.; M.C. Jenkins; L.R. Ferreira; S. Choudhary; S.K. Verma; O.C.H. Kwok; R. Fetterer; E. Butler y M. Carstensen. 2014. Isolation of viable *Neospora caninum* from brains of wild gray wolves (*Canis lupus*). *Veterinary Parasitology* 201:150-153.

Dubey, J.P.; D.K. Howe; M. Furr; W.J. Saville; A.E. Marsh; S.M. Reed y M.E. Griggf. 2015. An update on *Sarcocystis neurona* infections in animals and equine protozoal myeloencephalitis (EPM). *Veterinary Parasitology* 209: 1-42.

Durette-Desset, M.C. 1970. Nématodes Trichostrongyloidea, parasites d'edentés sud-



américains. Bulletin de la Société Zoologique de France 95: 105-129.

Durette-Desset, M.C.; A.G. Chabaud y J. Cassone. 1977. Neuf Nématodes Trichostrongyloïdes (don't sept nouveaux) coparasites d'un Fourmilier brésilien. Bulletin du Museum national d'histoire naturelle Paris, 3° sér., n°428, Zoologie 298: 133-158.

Durette-Desset, M.C. 1983. Keys to the genera of the superfamily Trichostrongyloidea. En: CIH keys to the nematode parasites of vertebrates. Commonwealth Agricultural Bureaux, No. 10, Farnham Royal, Bucks, U.K Anderson, R.C. y A.G. Chabaud (Eds.) 86 pp.

Durette-Desset, M.C. 1985. Trichostrongyloid nematodes and their vertebrate hosts: reconstruction of the phylogeny of a parasitic group. Advances in Parasitology 24: 239-306.

Durette-Desset, M.C. y M.C. Digiani. 2012. The caudal bursa in the Heligmonellidae (Nematoda: Trichostrongylina). Characterization and hypothesis on its evolution. Parasite 19: 3-18.

Emmons, L.H. 1999. Mamíferos de los Bosques Húmedos de América Tropical. Editorial FAN, Santa Cruz. 268 pp.

Enserink, M. 2007. Initiative aims to merge animal and human health science to benefit both. Science 316: 1553.

Esch, G.W. y J.C. Fernández. 1993. A Functional Biology of Parasitism. Ecology and Evolutionary Implications. Chapman y Hall (Eds.) 337 pp.

Estrada Rodríguez, A.C. 2007. Identificación de los parásitos de *Bradypus variegatus* y *Choloepus hoffmanni* (Xenarthra: Bradypodidae y Magalonychidae) en vida libre en Guácimo de Limón. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, C.R. 35 pp.

Ezquiaga, M.C.; M. Lareschi; A.M. Abba y G.T. Navone. 2008. Nuevos registros de pulgas (Siphonaptera) parásitas de dasipódidos (Mammalia: Xenarthra) en el noreste de la provincia de Buenos Aires, Argentina. Mastozoología Neotropical 15: 193-196.

Ezquiaga, M.C.; M. Superina y G.T. Navone. 2009. Parásitos intestinales de *Zaedyus pichiy* (Xenarthra: Dasypodidae) de Mendoza, Argentina. Mastozoología Neotropical 16: 309-319.

Ezquiaga, M.C.; M.C. Digiani y G.T. Navone. 2012. A new Molineid (Trichostrongylina) parasite of *Dasypus hybridus* (Xenarthra: Dasypodidae) from Argentina. Journal of Parasitology 98: 1156-1160.

Ezquiaga, M.C. 2013. Estudios parasitológicos en Dasypodidae (Mammalia, Xenarthra) de Argentina: el valor de la diversidad en la interpretación de las asociaciones parásito-hospedador-ambiente. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad



Nacional de La Plata. 220 pp.

Ezquiaga, M.C. y G.T. Navone. 2013. Trichostrongyline parasites of Dasypodidae (Xenarthra) from Argentina; a new species of *Macielia* (Molineidae: Anoplostrongylineae) in *Chaetophractus vellerosus* and Redescription of *Trichohelix tuberculata*. Journal of Parasitology 99: 821-826.

Ezquiaga, M.C.; A.M. Abba; G.H. Cassini y G.T. Navone. 2014. Evidencias de parásitos internos en animales vivos: una población de *Chaetophractus vellerosus* (Xenarthra: Dasypodidae) como modelo de estudio coproparasitológico Revista Mexicana de Biodiversidad 85: 845-853.

Ezquiaga, M.C. y G.T. Navone. 2014. A new species of Moennigia (Trichostrongylinea, Molineidae) A parasite of *Chaetophractus* spp. (Xenarthra: Dasypodidae) from Argentina. Journal of Parasitology 100: 500-503.

Ezquiaga, M.C.; A.M. Abba; G.T. Navone. 2016. Loss of helminth species diversity in the large hairy armadillo *Chaetophractus villosus* on the Tierra del Fuego Island, Argentina Journal of Helminthology 90: 245-248.

Ezquiaga, M.C.; T.A. Rios; A.M. Abba y G.T. Navone. 2017. A new Rictulariid (Nematoda: Spirurida) in xenarthrans from Argentina and new morphological data of *Pterygodermatites (Paucipectines) chaetophracti*. Journal of Parasitology 103: 727-735.

Ezquiaga, M.C.; A.M. Abba y G.T. Navone. 2019. Helminth fauna of the screaming hairy armadillo *Chaetophractus vellerosus* from Argentina: the consequence of host isolation on parasite diversity. 5:51-65.

Farrell, M.J.; P.R. Stephens; L. Berrang-Ford; J.L. Gittleman y T.J. Davies. 2015. The path to host extinction can lead to loss of generalist parasites. Journal of Animal Ecology 84: 978-984.

Feijó, A.; B.D. Patterson y P. Cordeiro-Estrela. 2018. Taxonomic revision of the long-nosed armadillos, Genus *Dasypus* Linnaeus, 1758 (Mammalia, Cingulata). PLoS ONE 13: e0195084.

Feng, Y. 2010. *Cryptosporidium* in wild placental mammals. Experimental Parasitology 124: 128-137.

Ferreira J.R.V. y I.T. Navarro. 1994. Prevalência da infecção por *Toxoplasma gondii* em animais selvagens: revisão. Semina-Ciências Agrárias 15: 94-100.

Ferreira, L.F.; A. Araújo; U. Confalonieri y M. Chame. 1989. Acanthocefalan eggs in animal coprolites from archaeological sites from Brazil. Memorias Instituto Oswaldo Cruz 84: 201-203.

Ferreiro, A.M.; A.M. Abba; M. Camino; D.M. Tamburini; J. Decarre; E. Soilbelzon; L.B. Castro; T.G. Rogel; A.J. Agüero; C.D. Albrecht y M. Superina. 2019. *Tolypeutes matacus*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de



los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Freitas, F.L.D.C.; K.D.S. Almeida; A.S. Zanetti; A.A. Do Nascimento; C.R. Machado y R.Z. Machado. 2006. Espécies do gênero *Eimeria* (Apicomplexa: Eimeriidae) em tamanduás bandeira (*Myrmecophaga tridactyla* Linnaeus, 1758) em cativeiro Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, 1: 29-32.

Freitas, J.F. y H. Lent. 1936. Estudo sobre os Capillarinae parasitos de mammiferos. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz 31: 85-160.

Fujita, O.; L. Sanabria; A. Inchausti; A.R. De Arias; Y. Tomizawa y Y. Oku. 1994. Animal reservoirs for *Trypanosoma cruzi* infection in an endemic area in Paraguay. Journal of Veterinary Medical Science 56: 305-308.

Fujita, O.; N. Abe; Y. Oku; L. Sanabria; A. Inchausti y M. Kamiya. 1995. Nematodes of armadillos in Paraguay: a description of a new species *Aspidodera esperanzae* (Nematoda: Aspidoderidae). Journal of Parasitology 81: 936-941.

Gallo, J.A.; A.M. Abba; L. Elizalde; D. Di Nucci; T.A. Ríos. y M.C. Ezquiaga. 2017. First study on food habits of anteaters, *Myrmecophaga tridactyla* and *Tamandua tetradactyla*, at the southern limit of their distribution. Mammalia 81: 1-4.

Gallo, J.A.; A.M. Abba y L. Fasola. 2019. Armadillos as natural pests controls: food habits of five armadillos in Argentina. Mastozoología Neotropical 26: 117-127

Gallo, J.A.; S. Poljak; A.M. Abba; D.E. Udrizar Sauthier; M. Camino; R.M. Torres; D.M. Tamburini; J. Decarre; E. Soilbelzon; L.B. Castro y M. Superina. 2019. *Chaetophractus villosus*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

García Carrillo, C.; D.M. Meyers y B. Szyfres. 1972. Bataviae group Leptospirae isolated from armadillos in Argentina. Tropical and Geographical Medicine 24: 377-381.

Gardner, S.L.; S.J. Upton; C.R. Lambert y O.C. Jordan. 1991. - Redescription of *Eimeria escomeli* (Rastegaieff, 1930) from *Myrmecophaga tridactyla*, and a first report from Bolivia Journal of the Helminthological Society of Washington 58: 16-18.

Gardner, S.L. y F.A. Jimenez-Ruiz. 2003. Aspidoderid Nematodes from Bolivian Armadillos, with the Description of a New Species of *Lauroia* (Heterakoidea: Aspidoderidae). Journal of Parasitology, 89: 978-983.

Gasparri, N.I. y H.R. Grau. 2006. Patrones regionales de deforestación en el subtrópico argentino y su contexto ecológico y socio-económico. En Situación Ambiental en Argentina 2005, Fundación Vida Silvestre Argentina Brown A., U. Martinez Ortiz, M. Acerbi y J. Corcuera



(Eds) 442-446 pp.

Gibb, C.G.; F.L. Condamine; M. Kuch; J. Enk; N. Moraes-Barros; M. Superina; H.N. Poinar y F. Delsuc. 2016. Shotgun Mitogenomics Provides a Reference Phylogenetic Framework and Timescale for Living Xenarthrans. *Molecular Biology and Evolution* 33: 621-642.

Ginzburg, R. y J. Adámoli. 2005. Situación ambiental en el chaco húmedo. En: La situación Ambiental Argentina 2005, FVSA. Brown A., U. Martinez Ortiz, M. Acerbi y J. Corcuera (Eds) 75-82.pp.

Gómez-Puerta, L.A. 2011. Algunos acantocéfalos de la familia Oligacanthorhynchidae del Perú. *Revista Peruana de Biología* 18: 383-385.

Gondim L.F.; M.M. McAllister; W.C. Pitt y D.E. Zemlicka. 2004. Coyotes (*Canis latrans*) are definitive hosts of *Neospora caninum*. *International Journal for Parasitology* 34: 159-161.

Graczyk, T.K.; J.B. Bozso-Nizeyi; B. Ssebide; R.C.A. Thompson; C. Read y M.R. Cranfield. 2002. Anthropozoonotic *Giardia duodenalis* genotype (assemblage) A infections in habitats of free-ranging human-habituated gorillas, Uganda. *Journal of Parasitology* 88: 905-909.

Grandía, G.R.; G.A. Entrena y H.J. Cruz. 2013. Toxoplasmosis in *Felis catus*: etiology, epidemiology and disease. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú* 24: 131-149.

Gregory, M.; L. Joyner, L.; J. Catchpole y C. Norton. 1980. Ovine coccidiosis in England and Wales 1978-1979 *Veterinary Record* 106: 461-462.

Guerreiro Martins, N.B.; M.R. Robles y G.T. Navone. 2014. Distribución geográfica de cestodes Hymenolepididae de *Oxymycterus rufus* (Rodentia - Cricetidae) en Argentina;; *Revista Argentina de Parasitología* 2: 14-22.

Hart, B.L. 1990. Behavioural adaptations to pathogens and parasites: five strategies. *Neuroscience Biobehavioral Reviews* 14: 273-294.

Henriksen, S.A. y J.F.L. Pohlenz. 1981. Staining of *Cryptosporidia* by a modified Ziehl-Neelsen technique. *Acta Veterinaria Scandinavica* 22: 594-596.

Hill, D.E y J.P. Dubey. 2002. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. *Clinical Microbiology and Infection* 8: 634-640.

Hill, D.E.; S. Chirukandoth y J.P. Dubey. 2005. Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. *Animal Health Research Reviews* 6:41-46.

Hill, D.E. y J.P. Dubey. 2014. Toxoplasmosis: Reston, Va., U.S. Geological Survey Circular. 84.pp.

Holmes, J. C. 1973. Site selection by parasitic helminths: Interspecific interactions, site



segregation, and their importance to the development of helminth communities. *Canadian Journal of Zoology* 51: 333-347.

Holmes, J.C. y P.W. Price. 1986. Communities of parasites. En *Community ecology: Pattern and process* 1986,. Blackwell Scientific Publications, Oxford, D. J Anderson y J. Kikkawa (eds.). pp. 187-213.

Hoppe, E.G.L. y A.A. Nascimento. 2007. Natural infection of gastrointestinal nematodes in long-nosed armadillos *Dasypus novemcinctus* Linnaeus, 1758 from Pantanal wetlands, Aquidauana subregion, Mato Grosso do Sul State, with the description of *Hadrostrongylus speciosum* n. gen. et n. sp. (Molineidae: Anoplostrongylinae). *Veterinary Parasitology* 144: 87-92.

Hoppe, E.G.L.; L.M. Pereira; L.S.C. Souto; J.H. Tebaldi y A.A. Nascimento. 2006. Nematódeos gastrintestinais de tatus-peba *Euphractus sexcinctus* (Linnaeus, 1758) provenientes do Pantanal Sul-Matogrossense, sub-região de Aquidauana, com registro de novo hospedeiro para *Hadrostrongylus speciosum* (Hoppe and Nascimento, 2006). *Biologico* 68: 29-321.

Hoppe, E.G.L.; R.C. Araújo de Lima; J.H. Tebaldi; A.C.R. Athayde y A.A. Nascimento. 2009. Helminthological records of six-banded Armadillos *Euphractus sexcinctus* (Linnaeus, 1758) from the Brazilian semi-arid region, Patos county, Paraíba state, including new morphological data on *Trichoelax tuberculata* (Parona and Stossich, 1901) Ortlepp, 1922 and proposal of *Hadrostrongylus ransomi* nov. comb. *Brazilian Journal of Biology* 69: 423-428.

Hotez, P.J.; C.M. Beaumier; P.M. Gillespie; U. Strych; T. Hayward y M.E. Bottazzi. 2016. Advancing a vaccine to prevent hookworm disease and anemia. *Vaccine* 34: 3001-3005.

Howells, R.E.; A.D.V. Carvalho; M.N. Mello y N.M. Rangel. 1975. Morphological and histochemical observations on *Sarcocystis* from the nine-banded armadillo, *Dasypus novemcinctus*, *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 69: 463-474.

Hueck, K. 1978. Los bosques de Sudamérica, ecología, composición e importancia económica. *Deutsche Gesellschaft fuer Technische Zusammenarbeit*, Eschborn Germany, F.R. 467 pp.

Huici, N.; M. Tesón; A. Macazaga y V. Loverde. 1999. Triquinelosis en algunos animales autóctonos argentinos. *Veterinaria Argentina* 16: 358-360.

Hunter, P.R.; S.J. Hadfield; D. Wilkinson; I.R. Lake; F.C.D. Harrison y R.M. Chalmers. 2007. Subtypes of *Cryptosporidium parvum* in humans and disease risk *Emerging Infectious Diseases* 13: 82-88.

Inglis, W.G. 1957. The comparative anatomy and systematic significance of the head in the nematode family Heterakidae. *Proceedings of the Zoological Society of London* 128: 133-143.



Jenkins, E.J.; L.J. Castrodale; S. De Rosemond; B.R. Dixon; S.A. Elmore; K.M. Gesy; E.P. Hoberg; L. Polley; J.M. Schurer; M. Simard y R.C.Thompson. 2013. Tradition and transition: parasitic zoonoses of people and animals in Alaska, northern Canada, and Greenland. *Advances in Parasitology* 82: 33-204.

Jiménez Pérez, I.; A. Delgado; Y.E Di Blanco; R. Abuin; B. Antunes; E. Galetto; M. Masat; J. Peña; R. Pernigotti; F. Pontón; G. Solís; K.L. Spørring y S. Heinonen. 2015. Reintroducción del hormiguero gigante (*Myrmecophaga tridactyla*) en la Reserva Natural Iberá (Argentina): ¿misión cumplida? *Edentata* 16: 11-20.

Jiménez Ruiz, F.A. y S.L. Gardner. 2003. Aspidoderid nematodes from Bolivian armadillos, with the description of a new species of *Lauroia* (Heterakoidea: Aspidoderidae). *Journal of Parasitology* 89: 978-983.

Jiménez Ruiz, F.A. 2004. Systematics of the Family Aspidoderidae Skrjabin and Schikhobalova, 1947 (Heterakoidea) parasites of neotropical mammals. Tesis Ph. D., University of Nebraska, Lincoln, Nebraska, 140 pp.

Jiménez Ruiz, F.A. y A. Varela-Stokes. 2006. Aspidoderidae from North America with the description of a new species of *Aspidodera* (Nematoda: Heterakoidea). *Journal of Parasitology* 92: 847-854

Jiménez Ruiz, F.A.; J.K Braun; M.I. Campbell y S.L. Gardner. 2008. Endoparasites of fat-tailed mouse opossums (*Thylamys*: Didelphidae) from Northwestern Argentina and Southern Bolivia, with the description of a new species of tapeworm. *Journal of Parasitology* 94: 1098-1102.

Johnson, P.T.J. y J.T. Hoverman. 2012. Parasite diversity and coinfection determine pathogen infection success and host fitness. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 109: 9006-9011.

Johnson, P.T.J.; Preston; D.L.; Hoverman, J.T. & Richgels, K.L.D. 2013. Biodiversity decreases disease through predictable changes in host community competence. *Nature* 494: 230-234.

Justine, J.L.; H. Ferte y O. Bain. 1987. Trois *Capillaria* (Nematoda) de l'intestin du lèrot en France. Rapports avec un *Capillaria* de l'estomac du sanglier. *Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle, section A* 9: 579-604

Justine, J.L. 1989a. Une nouvelle espece de *Capillaria* (Nematoda, Capillariinae) parasite de chauve-souris (Mammalia, Chiroptera) du Gabon. *Bulletin de Museum National d'Histoire Naturelle, Paris, 4th ser. 2:* 333-347.

Justine, J.L. 1989b. Quatre nouvelles espèces de *Capillaria* (Nematoda, Capillariinae) parasites de Chiroptères du Gabon. *Bulletin de Museum National d'Histoire Naturelle, Paris, 4th ser. 3:*



535-561.

Justine, J.L. 1990. *Capillaria dessetae* n. sp. (Nematoda, Capillariinae) parasite de Lagomorphe au Népal; intérêt de l'appareil reproducteur mâle interne pour la taxonomie des Capillariinae. *Systematic Parasitology* 17: 125-132.

Karesh, W.B.; R.A. Cook; M. Uhart y M.N. Lewis. 1995. Wildlife health in Argentinean conservation and coastal management planning. Pp. 361-365

Karesh, W.B.; A. Dobson; J.O. Lloyd-Smith; J. Lubroth; M.A. Dixon; M. Bennett; S. Aldrich; T. Harrington; P. Formenty; E.H. Loh; C.C. Machalaba; M.J. Thomas y D.L. Heymann. 2012. Ecology of zoonoses: natural and unnatural histories. *Lancet* 380: 1936-1945.

Kerr, L.R.S.; C. Kendall; C. A. Barros de Sousa; C. Cunha-Frota; J. Graham; L. Rodrigues; R. Lima; L. Fernandes; y M. Lima-Barreto. 2015. Human–armadillo interaction in Ceará, Brazil: Potential for transmission of *Mycobacterium leprae*. *Acta Tropica* 152:74-79

Khalil, L.F.; A. Jones y R.A. Bray. 1994. Keys to the Cestode Parasite of Vertebrates. CAB International, Albans, UK, 768 pp.

Kim, K y L.M. Weiss 2004 *Toxoplasma gondii*: the model apicomplexan. *International Journal of Parasitology* 34: 423-32.

Kin, M.S.; M. Fort; H.D. Giménez; S.T. De Echaide y E.B. Casanave. 2014a. *Brucella suis* in armadillos (*Chaetophractus villosus*) from La Pampa, Argentina *Veterinary Microbiology* 170: 442-445.

Kin, M. S.; M. Fort; H.D. Gimenez y E.B. Casanave. 2014b. First record of *Toxoplasma gondii* in *Chaetophractus villosus* in Argentina; de Gruyter; *Acta Parasitologica*; 60: 134-137.

Kin, M.S. 2015. *Chaetophractus villosus* reservorio y/o transmisor de algunas enfermedades infecto-contagiosas y/o zoonóticas que afectan a los rumiantes y al hombre. Tesis Doctoral. Universidad Nacional del Sur. 247 pp.

Kin, M.S.; B. Brihuega; M. Fort; F. Delgado; D. Bedotti y E.B. Casanave. 2015. Presence of antibodies against *Leptospira* serovars in *Chaetophractus villosus* (Mammalia: Dasypodidae), La Pampa province, Argentina. *Revista Argentina de Microbiología* 47: 41-46.

King, J.S.; J. Slapeta; D.J. Jenkins; S.E. Al-Qassab; J.T. Ellis y P.A. Windsor. 2010. Australian dingoes are definitive host of *Neospora caninum*. *International Journal for Parasitology* 40: 945-950.

Krivokapich, S.J.; V. Molina; H.F.J. Bergagna y E.A. Guarnera. 2006. Epidemiological survey of *Trichinella* infection in domestic, synanthropic and sylvatic animals from Argentina. *Journal of*



Helminthology 80: 267-269.

Kruse, H.; A.M. Kirkemo y K. Handeland. 2004. Wildlife as source of zoonotic infections. *Emerging Infectious Diseases* 10: 2067-2072.

Kugi, G. y I. Sawada. 1970. *Mathevotaenia brasiliensis* n. sp., a tapeworm from the squirrel monkey, *Saimiri sciureus*. *Japanese Journal of Parasitology* 19: 467-470.

Kutz, S.J.; R.A. Thompson; L. Polley; K. Kandola; J. Nagy; C.M. Wielinga y B.T. Elkin. 2008. *Giardia* assemblage A: human genotype in muskoxen in the Canadian Arctic. *Parasites and Vectors* 1: 32.

Kwon, I.H.; H.S. Kim; J.H. Lee; M.H. Choi; J.Y. Chai; J.Y.; F. Nakamura Uchiyama; Y. Nawa y K.H. Cho. 2003. A serologically diagnosed human case of cutaneous larva migrans caused by *Ancylostoma caninum*. *The Korean Journal of Parasitology* 41: 233-237.

Lafferty, K. D. y A.M. Kuris. 2005. Parasitism and environmental disturbances. En *Parasitism and Ecosystems 2005*, Oxford University Press. Oxford, United Kingdom. Thomas, F., F. Renaud, and J. F. Guégan, (Eds.) pp. 113-123.

Lafferty, K.D. 2012. Biodiversity loss decrease parasite diversity: theory and patterns. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B* 367: 2814-2827.

Lainson, R. y J.J. Shaw. 1968. Parasitological studies in British Honduras. 111 - Some coccidial parasites of mammals. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 62: 252-259.

Lainson, R. y J.J. Shaw. 1982. Coccidia of Brazilian edentates: *Eimeria cyclopei* n.sp. from the silky anteater, *Cyclopes didactylus* (Linn.) and *Eimeria choloepi* n.sp. from the two-toed sloth, *Choloepus didactylus* (Linn.) *Systematic Parasitology*, 4 269-278.

Lainson, R. y J.J. Shaw. 1990. Coccidia of Brazilian mammals: *Eimeria corticulata* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the anteater *Tamandua tetradactyla* (Xenarthra: Myrmecophagidae) and *Eimeria zygodontomyis* n. sp. from the cane mouse *Zygodontomys lasiurus* (Rodentia: Cricetidae). *The Journal of Protozoology* 37: 1-54.

Lainson, R. y J.J. Shaw. 1991. Coccidia of Brazilian Mammals: *Eimeria marajoensis* n. sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) from the Anteater, *Tamandua tetradactyla* (Xenarthra: Myrmecophagidae). *The Journal of Protozoology* 38: 28-30.

Lehrer, E.W.; S.L. Fredebaugh; R.L. Schooley y N.E. Mateus-Pinilla. 2010. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in woodchucks across an urban-rural gradient. *Journal of Wildlife Diseases* 46: 977-980.

Lindsay, D.S.; E.J. Kelly; R.D. McKown; F.J. Stein; J. Plozer; J. Herman; B.L. Blagburn y J.P. Dubey. 1996. Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* antibodies in coyotes



(*Canis latrans*) and experimental infections of coyotes with *Neospora caninum*. *Journal of Parasitology* 82: 657–659.

Lindsay, D.; J.P. Dubey y R. Duncan. 1999. Confirmation that the dog is a definitive host for *Neospora caninum*. *International Journal for Parasitology* 28: 327–333.

Little, M.D. 1966a. Comparative morphology of six species of *Strongyloides* (Nematoda) and redefinition of the genus. *Journal of Parasitology* 52: 69–84.

Little, M.D. 1966b. Seven new species of *Strongyloides* (Nematoda) from Louisiana. *Journal of Parasitology* 52: 85–97.

Lombardero, O.J. y R.A. Moriena. 1977. *Mazzia mazzia* in Dasipodida of Argentina (redescription). *Revista de Medicina Veterinaria* 58: 141–142.

Long, P.L. y L.P. Joyner. 1984. Problems in the identification of species of *Eimeria*. *The Journal of Protozoology* 31: 535–541.

Loughry, J.; C. McDonough y A.M. Abba. 2014. *Dasyopus novemcinctus*. The IUCN red list of threatened species 2014: e.T6290A47440785. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014-1.RLTS.T6290A47440785.en>. Downloaded on 03 December 2019.

Ludwig, R. y S. Marques. 2011. Occurrence of *Cryptosporidium* spp. oocysts in mammals at a zoo in southern Brazil. *Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología* 70: 122–128.

Lunaschi, L.I.; M.F. Lamas y F.B. Drago. 2012. A new species of *Mathevotaenia* (Cestoda, Anoplocephalidae) parasitizing *Tropidurus spinulosus* (Reptilia, Squamata) from northeastern Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 83: 583–590.

Lyang-Sheng, Y. 1957. On a filarial parasite, *Deraiphoronema freitaslenti* n. sp., from the giant anteater, *Myrmecophaga tridactyla* from British Guiana, and a proposed reclassification of *Dipetalonema* and related genera. *Parasitology* 47: 196–205.

Maccio, O.A.; M.I. Ortiz de Rott; E.H. Resoagli; S.G. De Millán; M.E.C. de Gallardo; M.M. Ramírez y J.P. Resoagli. 1988. Patología natural y adquirida en cautividad del armadillo. Análisis anatomopatológico. *Veterinaria Argentina* 5: 218–227.

Magurran, A.E. y B.J. McGill. 2011. Biological diversity: frontiers in measurement and assessment. Magurran, A.E. y B.J. McGill. (Eds) Oxford University Press. XVII .345 pp.

Martinez, F.A. 1986. Acantella de *Oncicola canis* Kraupp, 1909 en dasipódidos de la Argentina (Mammalia, Edentata) *Veterinaria Argentina* 23: 85-86.

Martinez F.A.; J.C. Troiano; L. Gauna Añasco; J. Juega Sicardi; J.A. Duchene; G. Solís; S. Arzuaga; S. Nuñez; ,M.R. Stancato; N. Fescina y D. Jara. 1999. Presencia de *Mathevotaenia*



sp. en Edentados (Mammalia: Dasypodidae y Mirmecophagidae). Cátedra de Zoología y R. Fáunicos "A". Facultad de Ciencias Veterinarias. U.N.N.E. 3pp.

Martínez, G. y M.A. Gutiérrez. 2004. Tendencias en la explotación humana de la fauna durante el Pleistoceno final y Holoceno en la Región Pampeana. En: Zooarchaeology of South America, British Archaeological Reports. Mengoni Goñalons, G.L. (Ed.), pp. 81–98.

Martínez-Mota, R.; G. Pozo-Montuy; Y.M. Bonilla Sánchez y T.R. Gillespie. 2018. Effects of anthropogenic stress on the presence of parasites in a threatened population of black howler monkeys (*Alouatta pigra*). *Therya*: 161–169.

Masí-Pallarés, R.G. y G. Vergara. 1970. Sobre más especies de Aspidoderinae Shrjabin & Shjkhobalova, 1947 (Heterakoidea: Nematoda), en Edentata y Marsupialia. *Revista Paraguaya de Microbiología* 5: 19–25.

May, R.M. 1988. Conservation and Disease. *Conservation Biology* 2: 28–30.

Mazza, S. y C. Anderson. 1925. Filarideos en el peritoneo (*Acanthocheilonema tatusi* n. sp.) y microfilarias en la sangre de la 'mulita' (*Tatus hybridus*). *Prensa Médica Argentina* 12: 761–765.

Mazza, S. 1930. Acerca de la infección espontánea de la tatú negro por el *Trypanosoma cruzi* en el Norte Argentino. Comprobación en el miocardio y pulmón de los "gigantocitos quísticos" de Magarinos Torres. *La Prensa Médica Argentina* 17: 49–54.

Mazza, S.; C. Romaña y K. Schürmann. 1931. Nuevas observaciones sobre la infección espontánea de armadillos del país por *Trypanosoma cruzi*. Hallazgo de este flagelado en *Dasypus novemcinctus* Lin. del chaco santafecino. *La Prensa Médica Argentina* 3: 20.

Mazza, S.; C. Romaña y A. Fiora. 1932. Algunos hemoparásitos de mamíferos del norte. Séptima Reunión de la Sociedad Argentina de Patología Regional del Norte, Tucumán, 990–997.

Mazza, S.; S. Miyara y H.E. Sanjurjo. 1936. Comprobación de animales domésticos y de nuevas especies de mamíferos silvestres portadores de *Schizotrypanum cruzi* en los alrededores de la Ciudad de Mendoza. En: Novena Reunión de la Sociedad Argentina de Patología Regional, Buenos Aires, pp. 548–558.

McAllister, M.M.; J.P. Dubey; D.S. Lindsay; W.R. Jolley; R.A. Wills y A.M. McGuire. 1998. Dogs are definitive hosts of *Neospora caninum*. *International Journal for Parasitology* 28: 1473–1478.

McCallum, H. y A. Dobson. 2002. Disease, habitat fragmentation and conservation. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B - Biological Sciences* 269: 2041–2049.

McDonough, C.M. y W.J. Loughry. 2018. Family Dasypodidae (long-nosed armadillos). En: *Handbook of the Mammals of the World - Volume 8: Insectivores, Sloths and Colugos*. Wilson,



D.E. y R.A. Mittermeier (Eds), pp. 30–47.

Meritt, D.A 2008. Xenarthrans of the Paraguayan Chaco. En: The Biology of the Xenarthra. Vizcaino, S.F. y W.J. Loughry (Eds), pp. 294–299.

Meritt, D.A.; M. Superina y A.M. Abba. 2014. *Cabassous chacoensis*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T3413A47437534. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014-1.RLTS.T3413A47437534.en>. Downloaded on 30 November 2019.

Miranda, F.; A. Bertassoni y A.M. Abba. 2014. *Myrmecophaga tridactyla*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T14224A47441961. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014.1.RLTS.T14224A47441961.en>. Downloaded on 30 November 2019.

Monferrán, M.C. y M.J. Silverio Reyes. 2014. Parásitos gastrointestinales de *Tolypeutes matacus* (Xenarthra; Dasypodidae), de Catamarca. *Biología en Agronomía* 4: 87–94.

Monis, P. y R.C.A. Thompson. 2003. *Cryptosporidium* and *Giardia* zoonoses: Fact or fiction?. Infection, genetics and evolution. *Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases* 3: 233–44.

Moore, J. 2002. Parasites and behaviour of animals. Oxford University Press, Oxford, New York, 315 pp.

Morales, G. y L.A. Pino. 1987. Parasitología cuantitativa. *Acta Científica Venezolana* (Eds.), 132 pp.

Morand, S.; B.R. Krasnov; R. Poulin y A.A. Degen. 2006. Who is who and how they interact? En: *Micromammals and Macroparasites*. Morand, S., B.R. Krasnov y R. Poulin (Eds.), pp. 3–9.

Moravec, F. 1982. Proposal of a new systematic arrangement of nematodes of the family Capillariidae. *Folia Parasitologica* 29: 119–132.

Moravec, F. 2000. Review of capillariid and trichomoidid nematodes from mammals in the Czech Republic and the Slovak Republic. *Acta Societas Zoologicae Bohemicae* 64: 271–304.

Moravec, F. 2001. Trichinelloid nematodes parasitic in cold-blooded vertebrates. Academia, Prague, 429 pp.

Moré, G.; D. Bacigalupe; W. Basso; M. Rambeaud; F. Beltrame; B. Ramirez; M.C. Venturini y L. Venturini. 2009. Frequency of horizontal and vertical transmission for *Sarcocystis cruzi* and *Neospora caninum* in dairy cattle. *Veterinary Parasitology* 160: 51–54.

Moré, G.; L. Pardini; W. Basso; M. Machuca; D. Bacigalupe; M.C. Villanueva; G. Schares; M.C. Venturini y L. Venturini. 2010. Toxoplasmosis and genotyping of *Toxoplasma gondii* in



Macropus rufus and *Macropus giganteus* in Argentina. *Veterinary Parasitology* 169: 57–61.

Moré, G.; P. Abrahamovich; S. Jurado; D. Bacigalupe; J.C. Marin; M. Rambeaud; L. Venturini y M.C. Venturini. 2011. Prevalence of *Sarcocystis* spp. in Argentinean cattle. *Veterinary Parasitology* 177: 162–165.

Moré, G.; C. Regensburger; M. Gos; L. Pardini; S. Verma; J. Ctibor y M.C. Venturini. 2016. *Sarcocystis masoni*, n. sp. (Apicomplexa: Sarcocystidae), and redescription of *Sarcocystis aucheniae* from llama (*Lama glama*), guanaco (*Lama guanicoe*) and alpaca (*Vicugna pacos*). *Parasitology* 143: 617–626.

Morello, J.; A. Rodríguez y W. Pengue. 2008. Dilemas de equidad territorial. Volviendo a un Chaco más pauperizado que hace medio siglo. *Fronteras* 7, 57 pp.

Morello, J.H. y C. Saravia-Toledo. 1959. El Bosque Chaqueño I. Paisaje primitivo, paisaje natural y paisaje cultural en el oriente de Salta. *Revista Agronómica del Noroeste Argentino* 3: 5–81.

Moro, D.; M.A. Lawson; R.P. Hobbs y R.C.A. Thompson. 2003. Pathogens of house mice on arid Boullanger Island and subantarctic Macquarie Island, Australia. *Journal of Wildlife Diseases* 39: 762–771.

Morris, R.J. 2010. Anthropogenic impacts on tropical forest biodiversity: a network structure and ecosystem functioning perspective. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences*, 365: 3709–3718.

Munson L. y W.B. Karesh. 2002. Disease monitoring for the conservation of terrestrial animals. En: *Conservation medicine: Ecological health in practice*. Aguirre A.A.; R.S. Ostfeld; G.M. Tabor, C.A. House y M.C. Pearl (Eds.), pp. 118–129.

Navone, G.T. y O. Lombardero. 1980. Estudios parasitológicos en edentados argentinos I. *Pterygodermatites* (*P*) *chaetophracti* sp. nov. en *Chaetophractus villosus* y *Dasyopus hybridus* (Nematoda-Spirurida). *Neotropica* 26: 65–70.

Navone, G.T. 1983. Estudios parasitológicos en edentados argentinos. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina, 106 pp.

Navone, G.T. 1986. Estudios parasitológicos en edentados argentinos II. Nematodes parásitos de armadillos: *Aspidodera fasciata* (Schneider, 1866); *A. scoleciformis* (Diesing, 1851) y *A. vazi* Proenca, 1937 (Nematoda-Heterakoidea). *Neotropica* 32: 71–79.

Navone, G.T. 1987. Estudios parasitológicos en edentados argentinos III. Nematodes trichostrongylidos *Macielia elongata* sp. nov.; *Moennigia virilis* sp. nov. y *Trichohelix tuberculata* (Parona y Stossich, 1901) Ortlepp, 1922 (Molineidae-Anoplostrongylinae) parásito de



Chaetophractus villosus Desmarest y *Tolypeutes matacus* Desmarest (Xenarthra-Dasyopodidae). *Neotropica* 33: 105–117.

Navone, G.T. 1988. Estudios parasitológicos en edentados argentinos IV. Cestodes pertenecientes a la familia Anoplocephalidae Cholodkosky, 1902, parásitos de dasipódidos. *Neotropica* 34: 51–61.

Navone, G.T. 1990. Estudio de la distribución, porcentaje y microecología de los parásitos de algunas especies de edentados argentinos. *Studies on Neotropical Fauna and Environment* 25: 199–210.

Navone, G.T.; M.I. Gamboa; L. Kozubsky; M.E. Costas; M.I. Cardozo; M.M. Sisiauskas y M. Gonzalez. 2005. Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. *Parasitología Latinoamericana* 60: 178–181.

Navone, G.T.; M.C. Ezquiaga; J. Notarnicola y A. Jimenez Ruiz. 2010. A new species of *Cyclobulura* (Nematoda: Subuluridae) from *Zaedyus pichiy* and *Chaetophractus vellerosus* (Xenarthra: Dasyopodidae) in Argentina. *Journal of Parasitology* 96: 1191–1196.

Navone, G.T.; M.F. Achinelly; J. Notarnicola y M.L. Zonta. 2017. Phylum Nematoda. En: *Macroparásitos: Diversidad y biología*. Drago, F. (Coord), pp. 119–146.

Nori J.; R. Torres; J.L. Lescano; J.M. Cordier; M.E. Periago y D. Baldo. 2016. Protected areas and spatial conservation priorities for endemic vertebrates of the Gran Chaco, one of the most threatened ecoregions of the world. *A Journal of Conservation Biogeography* 22: 1212–1219.

Noss, A.; M. Superina y A.M. Abba. 2014. *Tolypeutes matacus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T21974A47443233. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014-1.RLTS.T21974A47443233.en>. Downloaded on 30 November 2019.

Notarnicola, J. y G.T. Navone. 2003. Systematic and distribution of *Orihelia anticlava* (Molin, 1858) (Nematoda: Onchocercidae) from dasypodids of South America. *Acta Parasitologica* 48: 103–110.

Nunes Gomes, S.; T.C. Pesenti y G. Muller. 2012. Parasitism of *Mathevotaenia* sp. (Cestoda: Anoplocephalidae) and *Centrorhynchus* sp. (Acanthocephala: Centrorhynchidae) in *Dasyops novemcinctus* (Mammalia: Xenarthra) in Brazil. *Neotropical Helminthology* 6: 287–290.

Ojeda, R.A.; C.E. Borghi y V.G. Roig. 2002. Mamíferos de Argentina. En: *Diversidad y Conservación de los Mamíferos Neotropicales*. Ceballos, G. y J.A. Simonetti (Eds.), pp. 23–63.

One Health. 2008. *One Health: A New Professional Imperative*. American Veterinary Medical Association.

Optiz C. y D. Soldati. 2002. 'The glideosome': a dynamic complex powering gliding motion and



host cell invasion by *Toxoplasma gondii*. *Molecular Microbiology* 45:597-604.

Orozco, M.M. 2012. Circulación de múltiples agentes infecciosos entre mamíferos silvestres y domésticos del Chaco Argentino. Tesis doctoral, Universidad de Buenos Aires. 295 pp.

Orozco, M.M.; F.G. Enriquez; J.A. Alvarado-Otegui; M.V. Cardinal; A.G. Schijman; U. Kitron y R.E. Gurtler. 2013. New Sylvatic Hosts of *Trypanosoma cruzi* and their reservoir competence in the Humid Chaco of Argentina: A Longitudinal Study. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 88: 872–882.

Ortiz De Rott, M.I. y E.H. Resoagli. 2000. Infracomunidad de nematodos del armadillo de nueve bandas *Dasypus novemcinctus* (Edentata, Dasypodidae). *Comunicaciones Científicas y Tecnológicas, Universidad Nacional del Nordeste* <http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/cyt/cyt2000.htm>

Osofsky, S.A.; R.A. Kock; M.D. Kock; G. Kalema-Zikusoka y R. Grahn. 2005. Building support for protected areas using a “One Health” perspective. En: *Friends for life: New partners in support of protected areas*. McNeely J.A. (Ed.), pp. 65–79.

Pan, S; R.C.A. Thompson; M.E. Grigg; N. Sundar; A. Smith y A.J. Lymbery. 2012. Western Australian marsupials are multiply infected with genetically diverse strains of *Toxoplasma gondii* *PLoS One* 7: 45–147.

Pérez, J.E.; J.S. Villada Gómez; O.D. Naranjo Pérez y S.V. Castaño. 2011. Formas alternas de transmisión de *Toxoplasma gondii*. *Biosalud* 10:123–137.

Perez-Heydrich, C.; W.J. Loughry; C.D. Anderson y M.K. Oli. 2016. Patterns of *Mycobacterium leprae* infection in wild nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus*), in Mississippi, USA. *Journal of Wildlife Diseases* 52: 524–532

Petrochenko, V.I. 1956. *Acanthocephala* of domestic and wild animals. *Izdatelstvo Akademii Nauk SSSR, Moscow, Russia*, 465 pp.

Pisanu, B. y O. Bain. 1999. *Aonchotheca musimon* n. sp. (Nematoda: Capillariinae) from the mouflon *Ovis musimon* in the sub-Antartic Kerguelen archipelago, with comments on the relationships with *A. bilobata* (Bhalerao, 1933) Moravec, 1982 and other species of the genus. *Systematic Parasitology* 43: 17–27.

Pond, K. 2005. Protozoa and trematodes. En: *Water Recreation and Disease. Plausibility of Associated Infections: Acute Effects Sequelae and Mortality*. Organization, W.H. (Ed.), pp. 147–190.

Poulin, R. 1998. *Evolutionary ecology of parasites. From individual to communities*. Chapman y Hall, 212 pp.



Poulin, R. 2004. Macroecological patterns of species richness in parasite assemblages. *Basic and Applied Ecology* 5: 423–434.

Poulin, R. y S. Morand. 2004. *Parasite Biodiversity*. Smithsonian Books, Washington, 216 pp.

Pozio, E. 2005. The broad spectrum of *Trichinella* hosts: From cold-to warm-blooded animals. *Veterinary Parasitology* 132: 3–11

Proença, M.G. 1938. Sobre um novo tipo de Heterakinae Railliet et Henry, 1912 (Nematoda: Subuluroidea). En Livro Jubilar Professor Travassos, pp. 419–420.

Profeta F.; C.E. Di Francesco; F. Marsilio; W. Mignone; F. Di Nocera; E. De Carlo; G. Lucifora; G. Pietroluongo; M. Baffoni; C. Cocumelli; C. Eleni; G. Terracciano; N. Ferri; G. Di Francesco; C. Casalone; A. Pautasso; S. Mazzariol; C. Centelleghes y G. Di Guardo. 2015. Retrospective seroepidemiological investigations against *Morbillivirus*, *Toxoplasma gondii* and *Brucella* spp. in cetaceans stranded along the Italian coastline (1998–2014). *Research in Veterinary Science* 101: 89–92.

Ramírez, M.M.; E.H. Resoagli y A.R. Martínez. 1984. Detección de toxoplasmosis en armadillos (Comunicación previa). *Veterinaria Argentina* 1: 135–140.

Ramírez, M.M.; E.H. Resoagli; A.R. Martínez; S.G. de Millán; J.P. Resoagli, y M. Ortiz de Rott. 1985. Sarcosporidiosis en armadillos del nordeste Argentino. *Veterinaria Argentina* 2: 528–533.

Ramírez, M.M.; M.I. Ortiz de Rott; F.A. Martínez; O.A. Maccio y E.H. Resoagli. 1991. Lesiones producidas por los nematodos *Aspidodera fasciata* y *Macielia macieli* en *Euphractus sexcinctus* argentino. *Veterinaria Argentina* 8: 106–108.

Read, C.P. 1949. Studies on North American helminths of the genus *Capillaria* Zeder, 1800 (Nematoda): I. Capillarids from mammals. *Journal of Parasitology* 35: 223–229.

Redford, K.H. y R.M. Wetzel. 1985. *Euphractus sexcinctus*. *Mammalian Species* 252: 1–4.

Rego, A.A. 1963. Nova espécie do gênero *Mathevotaenia* Akhumián, 1946 parasita de quirópteros (Cestoda: Anoplocephalidae). *Revista Brasileira de Biologia* 23: 31–34.

Ribicich M.; H.R. Gamble; J. Bolpe; E. Scialfa; S. Krivokapich; N. Cardillo; A. Betti; M.L. Cambiaggi Holzmann; M. Pasqualetti; F. Fariña y A. Rosa. 2010. *Trichinella* infection in wild mammals from endemic regions of Argentina. *Parasitology Research* 107: 377–380.

Richard, E. y D.I. Contreras Zapata. 2010. Aportes al conocimiento de las estructuras de tráfico de fauna silvestre de Argentina. I. Relevamiento preliminar de la información y estructura interna del mercado. *Revista UNR Ambiental* 9: 197–214.

Richini-Pereira, V.B.; P.M. Marson; R. Costa da Silva y H. Langoni. 2016. Genotyping of



Toxoplasma gondii and *Sarcocystis* spp. in road-killed wild mammals from the Central Western Region of the State of São Paulo. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 49: 602–607.

Rios, T.A.; M.C. Ezquiaga; A.M. Abba y G.T. Navone. 2013. Primer estudio parasitológico en *Tamandua tetradactyla* de Argentina XXVI Jornadas Argentinas de Mastozoología Lugar: Mar del Plata; Libro de resúmenes, pp. 91.

Rios, T.A.; F.B. Drago; M.C. Ezquiaga; A.M. Abba y G.T. Navone. 2020. Cestodes parasites of armadillos (Mammalia: Xenarthra) from Argentina: Two new species of *Mathevotaenia* (Anoplocephalidae) in *Tolypeutes matacus*. *Journal of Parasitology* 106: 123–132.

Roberts, L.S. y J.J. Janovy. 2009. *Foundations of Parasitology*, 8ª Edición. 659 pp.

Robles, M.R.; O. Bain y G.T. Navone. 2012. Description of a new Capillariinae (Nematoda: Trichuridae) from *Scapteromys aquaticus* (Cricetidae: Sigmodontinae) from Buenos Aires, Argentina. *Journal of Parasitology* 98: 627–639.

Robles, M.R.; M.A.T. Eberhardt; O. Bain y P.M. Beldomenico. 2013. Redescription of *Echinocoleus hydrochoeri* (Travassos, 1916) (Nematoda: Trichuridae) from *Hydrochoeris hydrochaeris* Linnaeus, 1766 (Rodentia: Caviidae) from Argentina. *Journal of Parasitology* 99: 624–33.

Rojano, C.; L. Miranda y A.R. Ávila. 2015. Endoparasitos de *Myrmecophaga tridactyla* y *Tamandua tetradactyla* (Pilosa: Vermilingua) silvestres en Casanare, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencia Animal* 7:154–159.

Rose, M.E. 1987. Immunity to *Eimeria* infections. *Veterinary Immunology and Immunopathology* 17: 333–43.

Ryan, U. y M. Power. 2012. *Cryptosporidium* species in Australian wildlife and domestic animals. *Parasitology* 139: 1673e1688.

Ryan, U.; R. Fayer y L. Xiao. 2014. *Cryptosporidium* species in humans and animals: current understanding and research needs. *Parasitology* 141: 1667–1685.

Sánchez, E.L.; C.G. Náquira y E.S. Vega. 2002. Manual de procedimientos para el diagnóstico serológico de las zoonosis parasitarias. Serie de Normas Técnicas N° 32. Instituto Nacional de Salud. 57 pp.

Santos, C. P.; H. Lent y D.C.C. Gomes. 1990. The genus *Aspidodera* Railliet and Henry, 1912 (Nematoda: Heterakoidea): revision, new synonyms and key for species. *Revista Brasileira de Biologia*. 50: 1017–1031.

Savioli, L; D.A.P. Bundy y A. Tomkins. 1992. Intestinal parasitic infections: a soluble public



health problem. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 86: 353–354.

Sawada, I. y M. Harada. 1986. Bat cestodes from Bolivia, South America, with descriptions of six new species. Zoological Science 3: 367–377.

Scarpelli L.; W.D.Z. Lopes; M. Migani; K.D.S. Bresciani y A.J. Costa. 2009. *Toxoplasma gondii* in experimentally infected *Bos taurus* and *Bos indicus* semen and tissues. Pesquisa Veterinária Brasileira 29: 59–64.

Schafer da Silva, A.; C.D.M. Soares; L.T. Gressler; V.M. Lara; A.B. Carregaro y S. Gonzalez Monteiro. 2008. Criptosporidíase gastrointestinal em tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*). Revista Brasileira de Zootecias 10: 175–177.

Schenk, M.A.M.; F.A. Ávila; J.D. Lima y J.A.P. Schenk. 1976. Frecuencia de anticorpus anti-*Toxoplasma gondii* em tatus (*Dasypus novemcinctus*) capturados em Minas Gerais, Brasil. Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia 28: 33–35.

Schmidt, G.D. 1972. Revision of the class Archiacanthocephala Meyer, 1931 (Phylum Acanthocephala), with emphasis on Oligacanthorhynchidae Southwell et Macfie, 1925. Journal of Parasitology 58: 290–297.

Schmidt, G.D. y R.L. Martin. 1978. Tapeworms of the Chaco Boreal, Paraguay, with two new species. Journal of Helminthology 52: 205–209.

Scott, M.E. 1988. Populations: implications for conservation biology. Conservation Biology 2: 40–56.

Seguel, M. y N. Gottdenker. 2017. The diversity and impact of hookworm infections in wildlife. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 6: 177–194.

Serrano-Martínez, E.; E. Collantes- Fernández; A. Rodríguez-Bertos; E. Casas-Astos y G. Álvarez-García. 2004. *Neospora* species-associated abortion in alpacas (*Vicugna pacos*) and llamas (*Lama glama*). Veterinary Record 155: 748–749.

Shaw, J.J. y R. Lainson. 1964. Tr. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 58:287 En: Shaw, J.J. y R. Lainson. 1973. Toxoplasmosis of the two-toed sloth, *Choloepus didactylus*, in Brazil. Journal of Parasitology 59: 206–207.

Shaw, J.J. y R. Lainson. 1973. Toxoplasmosis of the two-toed sloth, *Choloepus didactylus*, in Brazil. Journal of Parasitology 59: 206–207.

Sibaja Morales, K.D. 2006. Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. Tesis de grado. Universidad Nacional Facultad de Ciencias de la Salud Escuela de Medicina Veterinaria Campus Presbítero Benjamín Núñez.



61pp.

Silvestre, R.; C.R.F. Brandão; R. Rosa y D. Silva. 2003. Grupos funcionales de hormigas: el caso de los gremios del Cerrado. En: Introducción a las hormigas de la región Neotropical. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. Fernandez, F. (Ed.), pp.113–148.

Skrjabin, K.I., N.P. Shikhobalova y I.V. Orlov. 1957. Trichocephalids and capillariids of animals and man and the diseases caused by them. Osnovy nematodologii 6. Izd. AN SSSR, Moscow, Russia, 597 pp.

Smales, L.R. 2007. Oligacanthorhynchidae (Acanthocephala) from mammals from Paraguay with the description of a new species of *Neonicicola*. Comparative Parasitology 74: 237–243.

Sogorb, S.F.; L.F. Jamra y E.C. Guimarães. 1977. Toxoplasmosis em animais de São Paulo, Brasil. Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo 19: 191–194.

Spasskii, A.A. 1951. Anoplocephalate Tapeworms of domestic and wild animals. In: Essentials of Cestodology. Vol. 1. Skrjabin, K.I. (Ed.), pp. 515–634.

Spratt, D.M. 2006. Description of capillariid nematodes (Trichinelloidea: Capillariidae) parasitic in Australian marsupials and rodents. Zootaxa 1348: 1–82.

Stancampiano, L.; L. Mughini Gras y G. Poglayen. 2010. Spatial niche competition among helminth parasites in horse's large intestine. Veterinary Parasitology 28: 88–95.

Stock, T.M. y J.C. Holmes. 1988. Functional relationships and microhabitat distributions of enteric helminths of grebes (Podicipedidae): The evidence for interactive communities. Journal of Parasitology 74: 214–227

Suarez, V.; M.L. Bolkovic y G.T. Navone. 1997 Los parásitos del aparato digestivo de *Tolypeutes matacus* Desmarest (Edentata, Dasypodidae) aporte preliminar al conocimiento taxonómico y ecológico de la helmintofauna. Libro de resúmenes XII XIII Jornadas Argentinas de Mastozoología, 120.

Suarez, V.; M.L. Bolkovic y G.T. Navone. 1998. Helmintos parásitos de dasipódidos del departamento de copo, provincia de Santiago del Estero, Argentina. Libro de resúmenes. XIII Jornadas Argentinas de Mastozoología, 152–153.

Sulaiman, I.M.; R. Fayer; C. Bern; R.H. Gilman; J.M. Trout; P.M. Schantz; P. Das; A.A. Lal y L. Xiao. 2003. Triosephosphate isomerase gene characterization and potential zoonotic transmission of *Giardia duodenalis*. Emerging Infectious Diseases journal 9, 1444–1452.

Superina, M. 2007. Natural history of the pichi (*Zaedyus pichiy*) in Mendoza Province,



Argentina. Ph.D., Graduate Faculty of the University of New Orleans, 147 pp.

Superina, M.; M. Garner y R. Aguilar. 2009. Health evaluation of free-ranging and captive pichis (*Zaedyus pichiy*; Mammalia, Dasypodidae), in Mendoza Province, Argentina. *Journal of wildlife diseases* 45: 174–183.

Superina, M. y A.M. Abba. 2018. Family Chlamyphoridae (Chlamyphorid armadillos). Handbook of the mammals of the world – volume 8. En: Insectivores, sloths and colugos. Wilson, D.E. y R.A. Mittermeier (Eds.), pp. 48–73.

Sures, B.; M. Nachev y C. Selbach. 2017. Parasite responses to pollution: what we know and where we go in 'Environmental Parasitology'. *Parasites & Vectors* 10: 65.

Tanhauser, S.M.; M.A. Cheadle; E.T. Massey; B.A. Mayer; D.E. Schroedter; J.B. Dame; E.C. Greiner y R.J. MacKay. 2001. The nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus*) is naturally infected with *Sarcocystis neurona*. *International Journal for Parasitology* 31: 325–329.

Taulman, J. y L. Robbins. 2014. Range expansion and distributional limits of the nine-banded armadillo in the United States: An update of Taulman & Robbins (1996). *Journal of Biogeography* 41: 1626–1630.

Teichroeb, J.A.; S.J. Kutz; U. Parkar; R.C.A. Thompson y P. Sicotte. 2009. Ecology of the gastrointestinal parasites of *Colobus vellerosus* at Boabeng-Fiema, Ghana: possible anthroponotic transmission. *American Journal of Physical Anthropology* 140: 498–507.

Tenter, AM. 2009. *Toxoplasma gondii* in animals used for human consumption. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 104: 364–369.

The Nature Conservancy. 2005. Evaluación Ecorregional del Gran Chaco Americano. Fundación Vida Silvestre Argentina. 587 pp.

Thompson, R.C.A. y P.T. Monis. 2004. Variation in *Giardia*: implications for taxonomy and epidemiology. *Advances in Parasitology* 58: 69–137.

Thompson, R.C.A.; M.E. Olson; G. Zhu; S. Enomoto; M.S. Abrahamsen y N.S. Hijawi. 2005. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis. *Advances in Parasitology* 59: 77–158.

Thompson, R.C.A.; D.D. Colwell; T. Shury; A.J. Appelbee; C. Read; Z. Njiru y M.E. Olson. 2009a. The molecular epidemiology of *Cryptosporidium* and *Giardia* infections in coyotes from Alberta, Canada, and observations on some cohabiting parasites. *Veterinary Parasitology* 159: 167–170.

Thompson, R.C.A.; S.J. Kutz y A. Smith. 2009b. Parasite zoonoses and wildlife: Emerging issues. *International Journal of Environmental Research and Public Health* 6: 678–693.



Thompson, R.C.A.; A.J. Lymbery y A. Smith. 2010a. Parasites, emerging disease and wildlife conservation. *International Journal for Parasitology* 40: 1163–1170.

Thompson, R.C.A.; A. Smith; A.J. Lymbery; S. Averis; K.D. Morris y A.F. Wayne. 2010b. *Giardia* in Western Australian wildlife. *Veterinary Parasitology* 170: 207–211.

Thompson, R.C.A. 2013. Parasite zoonoses and wildlife: One health, spillover and human activity. *International Journal for Parasitology* 43: 1079–1088.

Torrella, S.A. y J.M. Adamoli. 2006. Situación ambiental de la ecorregión del Chaco Seco. En: *La Situación Ambiental en Argentina 2005*. Brown, A. y Pacheco (Eds.), pp. 75–82.

Travassos, L. 1935. Alguns novos generos e especies de Trichostrongylida. *Revista Medica Cirurgica do Brasil* 43: 345–361.

Travassos, L. 1937. Revisão da família Trichostrongylidae Leiper, 1912. *Monographias do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brazil*. 807 pp.

Traversa, D.; A. Di Cesare y G. Conboy. 2010. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: Emerging and underestimated. *Parasites & Vectors* 3: 62.

Vallejos, M; J.N. Volante; M.J. Mosciaro; L.M. Vale; M.L. Bustamante y J.M. Paruelo. 2012. Transformation dynamics of the natural cover in the Dry Chaco ecoregion: A plot level geodatabase from 1976 to 2012. *Journal of Arid Environments* 123: 3–11.

Varela, D.; A.M. Abba y M. Superina. 2019. *Dasypus novemcinctus*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Varela, D.; S. Cirignoli; R.M. Torres y M. Superina. 2019. *Tamandua tetradactyla*. Categorización 2019 de los mamíferos de Argentina según su riesgo de extinción. Lista Roja de los mamíferos de Argentina. Versión digital: <http://cma.sarem.org.ar>.

Varela, N. 2001. La toxoplasmosis en los Primates del Nuevo Mundo. *Boletín GEAS* 2: 30–35.

Vicente, J.J.; H.O. Rodrigues; D.C. Gomes y R.M. Pinto. 1997. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. *Revista Brasileira de Zoologia* 14: 1–452.

Vieira da Silva, A.; S. Moraes Gimenes Bosco.; H. Langoni y E. Bagagli. 2006. Study of *Toxoplasma* infection in Brazilian wild mammals: serological evidence in *Dasypus novemcinctus* Linnaeus, 1758 and *Euphractus sexcinctus* Wagler, 1830. *Veterinary Parasitology* 135: 81–83.

Vizcaíno, S.F.; A.M. Abba y C.M. Garcia Esponda. 2006. Magnaorden Xenarthra. En: *Los mamíferos de Argentina: sistemática y distribución*. Barquez, R.M.; M.M. Díaz y R.A. Ojeda (Eds.), pp. 46–56.



Walton, B.C. y I. Arjona. 1968. J. Parasitol. 54:1243-1244. En Shaw J.J. y R. Lainson. 1973. Toxoplasmosis of the two-toed sloth, *Choloepus didactylus*, in Brazil. Journal of Parasitology 59:206-207.

Wapenaar, W; M.C. Jenkins; R.M. O'Handley y H.W. Barkema. 2006 *Neospora caninum*-like oocysts observed in feces of free-ranging red foxes (*Vulpes vulpes*) and coyotes (*Canis latrans*). Journal of Parasitology 92: 1270–1274.

Wendte, J.M; A.K. Gibson y M.E. Grigg. 2011. Population genetics of *Toxoplasma gondii*: new perspectives from parasite genotypes in wildlife. Veterinary Parasitology 24: 96–111.

Wetzel, R.M. 1985. Taxonomy and distribution of armadillos, Dasypodidae. En: The evolution and ecology of armadillos, sloths, and vermilinguas. Montgomery, G. (Ed.), pp. 23–46.

Woodroffe, R. 1999. Managing disease threats to wild mammals. Animal Conservation 2: 185–193.

World Health Organization. 2017. World health statistics 2017: monitoring health for the SDGs, sustainable development goals. World Health Organization. <https://apps.who.int/iris/handle/10665/255336>. Licencia: CC BY-NC-SA 3.0 IGO.

Xiao, L. 2010. Molecular epidemiology of cryptosporidiosis: an update. Experimental Parasitology 124: 80–89.

Yamaguti, S. 1963. Systema Helminthum. Parte V: Acanthocephala. Interscience Publishers, New York, 423 pp.

Yeo, M.; N. Acosta; M. Llewellyn; H. Sanchez; S. Adamson; G.A. Miles; E. Lopez; N. Gonzalez; J.S. Patterson; M.W. Gaunt; A.R. de Arias y M.A. Miles. 2005. Origins of Chagas disease: *Didelphis* species are natural hosts of *Trypanosoma cruzi* I and armadillos hosts of *Trypanosoma cruzi* II, including hybrids. International journal for parasitology 35: 225–233.

Zahedi, A; A. Papparini; F. Jian; I. Robertson y U. Ryan. 2016. Public health significance of zoonotic *Cryptosporidium* species in wildlife: Critical insights into better drinking water management. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 5: 88–109.

Zak, M.R.; M. Cabido y J.G. Hodgson. 2004. Do subtropical seasonal forests in the Gran Chaco, Argentina, have a future? Biological Conservation 120: 589–598.

Ziegler, P.E.; S.E. Wade; S.L. Schaaf; D.A. Stern; C.A. Nadeski y H.O. Mohammed. 2007. Prevalence of *Cryptosporidium* species in wildlife populations within a watershed landscape in southeastern New York State. Veterinary Parasitology 147: 176–184.