

**TAXONOMÍA Y BIOLOGÍA DE LAS FILARIAS DE
ANIMALES SILVESTRES
Y DE IMPORTANCIA SANITARIA EN LA
REPÚBLICA ARGENTINA**

Tesista: Lic. Juliana Notarnicola

Director: Dra. Graciela Teresa Navone

Tesis para optar por el Título de Doctor en Ciencias Naturales
Facultad de Ciencias Naturales y Museo- Universidad Nacional de La Plata
2004

Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores - CEPAVE

*A mi mamá,
por acompañarme en forma incondicional
en este camino*

Agradecimientos

En primer lugar quiero agradecer a mi familia: a mis padres y mi hermana por haberme brindado todo el apoyo y cariño en esta carrera y a Sergio H. Seipke por estar a mi lado en estos años.

A Graciela T. Navone por brindarme todo su apoyo, abrirme las puertas a nuevos horizontes y por despertar en mí esta pasión por el mundo de los parásitos.

A Odile Bain, del Museo de Historia Natural de París, con quien compartí un mes de trabajo y me ayudó a descubrir los detalles ocultos de las filarias.

A Juan J. García por las motivaciones y el permanente entusiasmo que generó en mí durante mi formación de postgrado.

Muy especialmente a Ulyses Pardiñas, Sebastián Cirignoli, Darío Podesta, Carlos Galliari, Florencia Cremonte, Hugo Merlo, Lía Lunaschi, Mariano Merino, Agustín Abba, Santiago Nava, Javier Udrizar, Fredy Carlini, Emma Casanave, Susana Merani, Sergio Vizcaíno, Valeria Corbalan y María Bush quienes colaboraron en las numerosas campañas e hicieron posible este trabajo.

Especialmente quiero agradecer a U. Pardiñas por las innumerables charlas acerca de los roedores, por la identificación del material, por la bibliografía facilitada y por la lectura crítica del Capítulo 3. A Darío Podesta, quién gentilmente me facilitó las fotos de los roedores y de sus ambientes. A ellos dos y a Sebastián Cirignoli y Carlos Galliari, por compartir juntos numerosas campañas.

Quiero destacar el excelente trabajo de ilustración de María Cristina Estivariz quien realizó todas las láminas y a el Kabe por ayudarme en la compaginación y retoque de láminas y mapas de esta tesis.

A Patricia Pereyra quien me aconsejó en la metodología estadística y leyó críticamente el Capítulo 2.

A Mariano Merino, curador de la Colección de Mastozoología del Museo de Ciencias Naturales de La Plata con quien compartí alguna campaña y horas de trabajo en la colección y a Cristina Damborenea, curador de la Colección de Helmintología del Museo de Ciencias Naturales de La Plata

A Gustavo Rossi y Victoria Miscieli por ayudarme con los muestreos e identificación de los mosquitos.

A Emilio Topa por colaborar en la tarea de prospección parasitológica y por realizar los cortes histológicos de los ectoparásitos.

Al Centro Antirrábico de Tolosa, el Centro de Zoonosis de Quilmes y a los médicos veterinarios de Villa Domínico, Bernal y La Plata y en especial a Daniel Arias, del Servicio de Cardiología de la Facultad de Ciencias Veterinarias de La Plata, por brindarme todo el apoyo en la toma de muestras de sangre.

Agradezco a mis compañeros del CEPAVE y a su Directora Alda González, por el constante apoyo y cariño que me brindaron en estos años. A las chicas "de atrás" por compartir numerosos mediodías.

En especial a Julia Díaz, María Inés Gamboa, Florencia Cremonte y Marcela Lareschi compañeras de laboratorio y quienes me aconsejaron y ayudaron en distintas etapas de la tesis.

A los estudiantes Cecilia Carballo, Rosario Robles, Lorena Zonta, Cecilia Ezquiaga, Nancy Bousas, Santiago Plischuk y Santiago Nava.

A mis compañeros de Cátedra de Zoología Invertebrados I que supieron comprenderme en las distintas etapas de este trabajo.

A mi amiga Paolina Pelichotti por estar desde que empezamos a estudiar Biología.

Resumen

El trabajo de tesis doctoral amplió el conocimiento de los filarideos en animales silvestres y abordó la dirofilariosis canina en la ribera del Río de la Plata por su importancia como enfermedad zoonótica en Argentina.

Se prospectaron 1.339 micromamíferos (roedores, murciélagos y marsupiales) y 192 dasypódidos (*Xenarthra*) provenientes de 14 provincias de la República Argentina y se contó con material procedente de la República Oriental del Uruguay.

Para evaluar el estado actual de la dirofilariosis se relevaron 265 perros de las localidades de Villa Domingo, Quilmes, La Plata y Berisso y 412 mosquitos, con el fin de detectar la presencia de microfilarias de *Dirofilaria immitis* Leidy, 1856 en sangre canina y conocer el rol de diferentes especies de mosquitos como posibles hospedadores intermediarios.

Entre las filarias silvestres se describieron siete nuevas especies del género *Litomosoides* Chandler, 1931 (Onchocercidae: Onchocercinae) en roedores múridos para la Argentina y una nueva especie para Uruguay. *Litomosoides bonaerensis* Notarnicola, Bain y Navone, 2000, *Litomosoides odilae* Notarnicola y Navone, 2002 y *Litomosoides pardiñasi* n. sp. pertenecieron al grupo *carinii* y *Litomosoides oxymycteri* Notarnicola, Bain y Navone, 2000, *Litomosoides anguyai* Notarnicola, Bain y Navone, 2002, *Litomosoides navonae* n. sp. y *Litomosoides nasuti* n. sp. pertenecieron al grupo *sigmodontis*, mientras que *Litomosoides* n. sp. de *Phyllotis xanthopygus* (Waterhouse) no pudo ser asignada a ningún grupo debido a que sólo fue descripta la hembra.

En la Provincia Biogeográfica Pampeana se encontró *L. bonaerensis* en *Oligoryzomys delticola* (Thomas) y *O. flavescens* (Waterhouse) de las localidades de Otamendi, Hudson, Punta Lara y La Balandra (Buenos Aires); *L. oxymycteri* en *Oxymycterus rufus* (Fischer) de Otamendi, Hudson y Punta Lara (Buenos Aires) y *L. nasuti* n. sp. en *Oxymycterus nasutus* (Waterhouse) de la localidad de Castillos, Departamento Rocha, República Oriental del Uruguay.

En la Provincia Biogeográfica Paranense se registraron: *L. anguyai* en *Oxymycterus misionalis* Sanborn; *L. odilae* en *Oligoryzomys nigripes* Olfers y a *L. navonae* n. sp. en *Nectomys squamipes* (Brants) todas halladas en la Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú, Aristóbulo del Valle (Misiones) y *L. oxymycteri* en *Oxymycterus rufus* de Loreto (Corrientes).

En la Provincia Biogeográfica Chaqueña se halló a *L. navonae* n. sp. en *Oligoryzomys chacoensis* (Myers y Carleton), *Holochilus chacarius* Thomas y *Akodon azarae bibianae* (Fischer) de Las Coloradas (Formosa) y en *Oligoryzomys fornesi* (Myers y Carleton) y *Holochilus chacarius* de Selvas del Río de Oro (Chaco).

En la Provincia Biogeográfica Subantártica se encontró a *L. pardiñasi* n. sp. en *Oligoryzomys longicaudatus* (Bennett) y *Litomosoides* n. sp. en *Phyllotis xanthopygus*, ambas en la provincia de Neuquén.

Todos los hospedadores y las localidades fueron nuevos registros y se amplió la distribución geográfica del género *Litomosoides* que ahora se extiende desde los 29° N a los 40° S, registrándose la distribución más austral.

Entre las especies descritas se observaron variaciones en los caracteres morfométricos (largos del cuerpo, del esófago, de la cola, de las espículas, de la vulva y de las microfilarias) para una misma especie de filaria. Los caracteres cuantitativos con mayor valor diagnóstico dentro del género *Litomosoides* son: el tamaño de la cápsula bucal y el largo de la espícula derecha e izquierda junto a los caracteres cualitativos (i.e. número de papilas, forma de la cápsula bucal). El resto de los caracteres cuantitativos están sujetos a variaciones, siendo el carácter más variable, el largo del cuerpo.

Las especies de filarias que parasitan a roedores con alta dominancia y que hacen uso de todo el hábitat, presentan prevalencias bajas (*L. bonaerensis*, *L. oxymycteri*, *L. odilae*), mientras que aquellas especies de filarias que parasitan a roedores poco dominantes y con un uso restringido del hábitat presentan prevalencias altas (*L. navonae*, *L. anguyai*). Respecto a las cargas parasitarias de estas especies, se observó que las Intensidades Medias a lo largo del tiempo estarían influenciadas por el ciclo de vida del hospedador.

En referencia a la distribución geográfica y hospedatoria del género *Litomosoides* se observó que las especies que parasitan a quirópteros (14 especies) todas comparten al menos una especie hospedadora, excepto *Litomosoides leonilavazquezae*, *L. molossi*, *L. serpicula* y *L. solarii*. *Litomosoides brasiliensis*, *L. guiterasi* y *L. chandleri* son las especies con mayor distribución geográfica y más baja especificidad hospedatoria. Entre las filarias de roedores y marsupiales (25 especies), *L. navonae* fue hallada en cinco especies de roedores, seguida por *L. sigmodontis*, *L. bonaerensis* y *L. hoplomyis* que parasitaron a dos especies de roedores. El resto de las filarias sólo fueron halladas cada una, en una especie hospedadora.

Entre las filarias que parasitan a murciélagos presentan una baja diversidad específica, tienen baja especificidad hospedatoria y amplia distribución geográfica, mientras que aquellas que parasitan a roedores y marsupiales presentan una alta diversidad, tienen alta especificidad y una limitada distribución geográfica. Estas observaciones permiten sugerir que la distribución de las diferentes especies de filarias estaría relacionada al comportamiento de los hospedadores que parasitan.

Ornithonyssus bacoti (Acarii: Dermansoidea) es el vector en el laboratorio de *L. sigmodontis*, *L. galizai*, *L. petteri* y *L. scotti* y fue hallada como ectoparásito de la mayoría de las especies hospedadoras de filarias descritas en el presente trabajo.

El género *Litomosoides* probablemente se haya especiado por fenómenos de "host-switching" y de coespeciación parásito-hospedador. Ello se fundamenta en que algunas especies hospedadoras estuvieron parasitadas indistintamente, por filarias pertenecientes al grupo *carinii* y *sigmodontis* (i.e. *L. hamletti*, *L. brasiliensis*, *L. chagasfilhoi*, *L. silva*) y en que, en roedores Akodontini emparentados filogenéticamente, se hallaron sólo filarias del grupo *sigmodontis* con caracteres morfológicos compartidos, los cuales pueden ser considerados como derivados de una misma línea evolutiva.

Se estudio a *Orihelia anticlava* (Molin, 1858) (Onchocercidae: Onchocercinae), parásita de dasypódidos (Xenathra: Dasypodidae). Los caracteres cuali y cuantitativos de esta especie fueron similares a los observados por otros autores, a pesar de parasitar a diferentes especies hospedadoras en localidades muy distantes, pero se detectaron diferencias respecto al tamaño de las microfilarias.

Las microfilarias uterinas mostraron un considerable rango de variación y las microfilarias sanguíneas fueron más grandes que las uterinas.

Orihelia anticlava se halló en *Dasyus novemcinctus*, *Euphractus sexcinctus*, *Tolypeutes matacus*, *Chaetophractus vellerosus* y *C. villosus*. La distribución geográfica de las cinco especies hospedadoras sugiere que esta filaria podría tener una distribución mayor que la actual (desde los 16° a 26° S y en el centro de Argentina).

Orihelia anticlava presentó los caracteres más primitivos en el seno de la línea *Dipetalonema* y constituye una especie paleoendémica en América del Sur. Desde el punto de vista filogenético, probablemente *Orihelia* se haya especiado en los antiguos dasypódidos, ya que está presente en taxa distantes como *Euphractus* y *Dasyus*.

Dirofilaria immitis Leidy, 1856 (Onchocercidae: Dirofilarinae) tuvo una prevalencia del (2,26%) en perros de la ribera del Río de la Plata. Probablemente esta estimación sea más certera cuando se realicen muestreos más abarcativos y que consideren muestras procedentes de consultorios veterinarios, de centros de zoonosis y de perros callejeros. Este estudio sugiere que el método de Knott es una técnica eficiente en el diagnóstico de microfilarias en sangre canina. Respecto a la captura de mosquitos para evaluar las preferencias alimentarias de los posibles vectores, se propone el uso de aspiradores manuales sobre cebo humano y trampas con perros como cebo. Para evaluar la susceptibilidad de los vectores en laboratorio, se aconseja el empleo de perros microfilarémicos con cargas mayores a 400 mf/ml.

ÍNDICE

	Pag.
Resumen	I
Introducción General	1
Capítulo 1: Taxonomía del género <i>Litomosoides</i>	4
Introducción	4
Caracterización morfológica del género <i>Litomosoides</i>	5
Materiales y métodos	9
Resultados	9
Grupo <i>carinii</i>	9
<i>Litomosoides bonaerensis</i> Notarnicola, Bain y Navone, 2000	9
Comentarios	11
Otros hospedadores y localidades	12
<i>Litomosoides odilae</i> Notarnicola y Navone, 2002	17
Comentarios	18
<i>Litomosoides pardiñasi</i> n. sp.	22
Comentarios	23
Grupo <i>sigmodontis</i>	27
<i>Litomosoides oxymycteri</i> Notarnicola, Bain y Navone, 2000	27
Comentarios	28
Otros hospedadores y localidades	29
<i>Litomosoides anguyai</i> Notarnicola, Bain y Navone, 2002	33
Comentarios	34
<i>Litomosoides navonae</i> n. sp.	40
Comentarios	41
Otros hospedadores y localidades	45
Estadios larvales de <i>Litomosoides navonae</i> n. sp.	50
Comentarios	50
<i>Litomosoides nasuti</i> n. sp.	53
Comentarios	54
<i>Incertae sedis</i>	58
<i>Litomosoides</i> n. sp. en <i>Phyllotis xanthopygus</i> (Waterhouse)	58
Comentarios	58
Discusión	61
Capítulo 2: Morfometría del género <i>Litomosoides</i>	65
Introducción	65
Materiales y métodos	65
Resultados	69
Comparaciones de los caracteres cuantitativos entre especies hospedadoras y entre localidades	69
Caracteres cuantitativos intraespecíficos asociados al crecimiento de las filarias	79
Caracteres cuantitativos interespecíficos asociados al tamaño de las filarias	83

Discusión	88
Capítulo 3: Aspectos ecológicos del género <i>Litomosoides</i>	92
Introducción	92
Materiales y métodos	92
1) Ribera del Río de la Plata	92
2) Nordeste de Argentina	93
Metodología de muestreo	94
Indices ecológicos	95
Resultados	97
Ribera del Río de la Plata	97
Características generales de la comunidad de hospedadores	97
Proporción de sexos en las diferentes especies hospedadoras	100
Las poblaciones componentes de las filarias de <i>Oligoryzomys</i> sp. y <i>Oxymycterus rufus</i>	100
Variación temporal de la Abundancia e Intensidad medias de las filarias	103
La intensidad de las filarias en relación al peso del hospedador	103
Disposición espacial de las filarias	107
Nordeste de Argentina	107
Características generales de la comunidad de hospedadores	107
Proporción de sexos en las diferentes especies hospedadoras	108
Las poblaciones componentes de las filarias en el nordeste de Argentina	108
Discusión	113
Capítulo 4: Distribución geográfica del género <i>Litomosoides</i>	119
Introducción	119
Materiales y métodos	120
Resultados	120
Áreas prospectadas en la República Argentina	120
Generalidades de la biología y ecología de los hospedadores parasitados por <i>Litomosoides</i> en Argentina	129
Distribución geográfica de las especies de <i>Litomosoides</i> en América y sus hospedadores	134
Discusión	145
Capítulo 5: Taxonomía y ecología del género <i>Orihelia</i>	149
Introducción	149
Materiales y métodos	150
Resultados	150
Taxonomía	150
Morfología	152
Aspectos Ecológicos	156
Distribución	156
Discusión	159
Capítulo 6: Filarias de Importancia Sanitaria: <i>Dirofilaria immitis</i>	162
Introducción	162
Materiales y métodos	163

Prospecciones en los hospedadores definitivos: Los perros	163
Prospección en los hospedadores intermediarios: Los mosquitos	164
A) Prospecciones de posibles vectores a campo	164
B) Infestaciones experimentales en vectores de laboratorio	166
Resultados	166
Prospecciones en los hospedadores definitivos: Los perros	166
Descripción de las microfilarias halladas en los casos positivos	172
Los vectores en zonas suburbanas del Gran Buenos Aires	172
Infestaciones experimentales: Susceptibilidad de potenciales especies vectoras en laboratorio	173
Discusión	173
Conclusiones generales	176
Bibliografía citada	179

INTRODUCCIÓN GENERAL

Las filarias se localizan en los tejidos y en la cavidad del cuerpo de sus hospedadores y parasitan a todas las clases de vertebrados, excepto peces.

Comprenden la Superfamilia Filarioidea del Orden Spirurida. Son nematodos delgados y largos, vivíparos, con un primer estadio larval llamado microfilaria. Las estructuras cefálicas son simples o están ausentes, carecen de pseudolabios y llevan papilas cefálicas bien desarrolladas en número de cuatro. Al compararlos con otros Spirurida, la cavidad bucal generalmente está reducida. Las espículas son disímiles, tanto en tamaño como en morfología (Anderson y Bain, 1976).

Por la ubicación de la microfilaria en el hospedador, han desarrollado un modo especial de transmisión: a través de artrópodos hematófagos. La Familia Filariidae incluye aquellas filarias que producen lesiones en la piel del hospedador que atraen a los vectores, principalmente múscidos. En la Familia Onchocercidae, los adultos se localizan en tejidos o cavidades por lo que desarrollaron larvas (las microfilarias) que circulan por la sangre o en la piel y los vectores son los que producen las lesiones al succionar sangre (Anderson, 2000). Esta familia incluye alrededor de 80 géneros distribuidos en 8 subfamilias y es la más importante desde el punto de vista sanitario, encontrándose aproximadamente 34 géneros de alta patogenicidad para el hombre y animales domésticos (Anderson, 2000).

La filariosis es la enfermedad parasitaria causada por filarias, tiene una amplia distribución geográfica y se desarrolla especialmente en áreas con alta temperatura y humedad (Miyazaki, 1991).

En un ciclo generalizado, los nematodos adultos, una vez que se reproducen, eliminan hacia el torrente sanguíneo el primer estadio larval L1 o microfilaria, las cuales permanecen por largo tiempo en la circulación del hospedador definitivo a la espera de ser ingeridas por un artrópodo hematófago. Las L1, una vez ingeridas por el vector, se desarrollan en su interior, ya sea en el hemocel, en células musculares o en los túbulos de Malpighi, pasando por los estadios larvales segundo (L2) y tercero (L3). Esta última larva es el estadio infestivo que se transmite a un nuevo hospedador cuando el vector pica nuevamente.

Desde el punto de vista ecológico, las filarias han evolucionado de manera exitosa, presentando adaptaciones fisiológicas especiales con respecto a sus hospedadores, de manera que les permitieron aumentar la probabilidad de transmisión. Así, muchas especies de filarias muestran comportamientos de periodicidad, como *Wuchereria bancrofti* (Cobbold, 1877) transmitida por mosquitos. La superposición temporal de los estadios infecciosos de esta filaria se acoplan al biorritmo del vector, permitiendo incrementar el éxito de la transmisión (Manson, 1881; Laurence, 1989). De esta manera, la distribución de las filarias en el ambiente va a depender, no sólo de sus hospedadores, sino también de sus vectores.

En lo que respecta al conocimiento de las filarias en Sudamérica, numerosas especies han sido descritas. Los géneros *Orihelia* (Molin, 1858), *Dasympylaria* (Eberhard, 1982), *Chabfilaria* Bain,

Purnomo y Dedet, 1983, *Skrjabinofilaria* Travassos, 1925, *Molinema* Freitas y Lent, 1939 y *Litomosoides* Chandler, 1931 presentan sólo una distribución americana, en tanto que *Litomosa* Yorke y Mapleatone, 1926, *Onchocerca* Diesing, 1841, *Dirofilaria* Raillet y Henry, 1911, entre otros, se encuentran también en otros continentes. Entre los géneros netamente americanos, *Orihelia*, *Dasyapifilaria* y *Chabfilaria* parasitan a Xenarthros, *Skrjabinofilaria* a marsupiales, *Molinema* a roedores Echimyidae y *Litomosoides* principalmente a roedores Muridae, quirópteros y marsupiales (Bain y Durette Desset, 1973; Bain et al, 1980; Eberhard, 1982; Brant y Gardner, 1997; Guerrero y Bain, 2001).

En Colombia, Bolivia, Venezuela y Estados Unidos se realizaron estudios sobre filarias de murciélagos y roedores que permitieron dar a conocer numerosas especies. Esslinger (1973) describió siete especies de *Litomosoides* para Colombia; Brant y Gardner (1997) describieron otras dos especies del mismo género en roedores Ctenomyidae de Bolivia; Guerrero y Bain (2001) encontraron cuatro especies de *Molinema* en roedores Echimyidae de Venezuela, y Gardner y Schmidt (1986) dos especies de *Litomosa* en roedores Geomyidae de Colorado (EEUU). Todos estos aportes contribuyeron a ampliar la riqueza de especies conocidas y el rango de hospedadores en el continente americano.

En relación al estudio de los estadios larvales y sus posibles vectores, Bain y Chabaud (1986) recopilaron y describieron los estadios larvales infestivos y sus vectores para 34 especies pertenecientes a la Familia Onchocercidae. El ciclo de vida de *Skrjabinofilaria* y el de *Molinema* fueron desarrollados experimentalmente en mosquitos pertenecientes a los géneros *Culex* y *Aedes* respectivamente (Bain y Durette Desset, 1973; Bain, 1974), en tanto que en *Ornithonyssus bacoti*, un ácaro Dermanyssoidea, se describieron los estadios larvales de *Litomosoides sigmodontis*, *L. galizai*, *L. petteri* y *L. legerae* (Williams, 1945; Bain et al., 1980; Diagne et al., 1990).

En Argentina, los conocimientos acerca de las filariosis que afectan tanto a los animales domésticos como silvestres y sus vectores, son escasos. Mazza y Anderson (1925) describieron los adultos y las microfilarias de la especie *Orihelia anticlava* (Onchocercinae), una filaria de la cavidad del cuerpo de *Chaetophractus vellerosus* (Xenarthra: Dasypodidae) en el noroeste del país. En Tabacal, provincia de Salta, se describió a *Litomosoides patersoni* en la cavidad abdominal de la rata de los cañaverales, *Holochilus vulpinus* (Rodentia: Muridae) (Mazza, 1928). Navone (1983, 1990) observó la presencia de *O. anticlava* en *C. villosus* y en *Tolypeutes matacus* (Xenarthra: Dasypodidae) en las provincias de Santiago del Estero y Buenos Aires. Por otra parte, Mancebo et al. (1992) mencionaron a *Dirofilaria immitis* como parásito del coatí *Nasua solitaria* (Carnivora: Procyonidae) en la provincia de Formosa.

Si bien los estudios taxonómicos y biológicos permiten conocer un aspecto de la relación parásito-hospedador, es interesante abordar esta relación desde una perspectiva ecológica. En este sentido, la distribución de los parásitos difiere de la de los organismos de vida libre. Los hospedadores (tanto definitivos como intermediarios) representan el hábitat del parásito y se distribuyen en el macroambiente en forma de islas o parches (Poulin, 1998). El concepto de población, definido como un grupo de organismos de la misma especie que coexiste en un espacio y tiempo determinados, es

aplicado a los organismos libres, pero en parasitología, el concepto del espacio determina una terminología específica (Esch y Fernández, 1993). Entre los parásitos, los estadios larvales pueden ocupar hábitats completamente distintos a los del adulto, entonces surgen nuevas definiciones para la población parasitaria:

Infrapoblación: todos los individuos de una especie parásita que se localizan en un individuo hospedador;

Población componente: el conjunto de individuos en el mismo estadio de desarrollo de una especie de parásito en una población hospedadora o ambiente y en un tiempo en particular; y

Suprapoblación: todos los individuos de una especie parásita en todos los estadios de desarrollo, incluyendo los de vida libre, en un ecosistema en particular (Esch y Fernández, 1993; Wisnivesky, 2003).

Estos conceptos permiten abordar los estudios parasitológicos en sus diferentes niveles poblacionales, tomando a la entidad parasitaria como eje central y tratando de inferir luego, los factores intrínsecos y extrínsecos que determinan su estructuración.

Teniendo en cuenta el estado actual del conocimiento de los Filarioidea y la importancia de abordar su estudio, el presente trabajo de tesis amplía el conocimiento de las filarias de animales silvestres y de importancia zoonótica en el cono sur de América del Sur, prestando atención a los aspectos sistemáticos, biológicos y ecológicos de las filarias que parasitan roedores mórvidos, quirópteros, marsupiales y xenarthros y de *Dirofilaria immitis* causante de la dirofilariosis canina.

Los cuatro primeros capítulos tratan acerca de las filarias del género *Litomosoides*. En el Capítulo 1 se describen siete especies nuevas para la Argentina y una especie para Uruguay.

En los Capítulos 2 a 4 se abordan los aspectos ecológicos del género *Litomosoides*, como el análisis de las variaciones morfológicas intra e interespecíficas, modelos de distribución en la población hospedadora, grado de especificidad hospedatoria y distribución geográfica.

En el Capítulo 5 se dan a conocer nuevos aportes al género *Orihelia*, parásito de Xenarthros y se discuten los aspectos ecológicos del mismo.

El Capítulo 6 está referido a *Dirofilaria immitis*, una filaria de importancia zoonótica que parasita perros.

Finalmente, en las conclusiones generales se sintetizan los aportes originales de este trabajo.

CAPÍTULO 1: TAXONOMÍA DEL GÉNERO *LITOMOSOIDES*

INTRODUCCIÓN

El género *Litomosoides* Chandler, 1931 (Onchocercidae: Onchocercinae) parasita roedores (Rodentia: Muridae, Octodontidae, Echimyidae, Sciuridae), murciélagos (Chiroptera: Phyllostomidae, Vespertilionidae, Molossidae) y marsupiales (Marsupialia: Didelphidae).

Chandler (1931) fue quien creó el género y describió a *L. sigmodontis* Chandler, 1931, parásito de la cavidad torácica de *Sigmodon hispidus* (Muridae: Sigmodontinae) en Houston, Texas (EEUU) y consideró a *Filaria circularis* von Linstow, 1899, hallada en *Hesperomys* sp. (Porto Alegre, Brasil) como representante del género *Litomosoides*.

Otras filarias habían sido descritas en roedores, como *Filaria carinii* Travassos, 1919 en *Sciurus* sp. (*phyrhonotus* ?) (Sciuridae) en el Estado de Sao Paulo, Brasil; *Filaria patersoni* Mazza, 1928 en *Holochilus vulpinus* (Sigmodontinae) en la provincia de Salta, Argentina; *Micropleura sigmodoni* Ochoterena y Caballero, 1932 en *S. hispidus* en México y *Vestibuloseitaria patersoni* (Mazza, 1928) Vogel y Gabaldon, 1932 en *Mus decumanus* (= *Rattus norvegicus*) en Caracas, Venezuela. Posteriormente, Vaz (1934) encontró filarias en la cavidad abdominal de *Nectomys squamipes* (Sigmodontinae) en Sao Paulo, Brasil y las comparó con material cedido por Travassos concluyendo que todas estas especies eran sinónimos de *L. carinii* (Travassos, 1919).

En la década del 70 se describieron numerosas especies que aumentaron la riqueza de hospedadores. No sólo se hallaron en roedores múridos y sciúridos, sino también en equimidos y en quirópteros (Esslinger, 1973; Forrester y Kinsella, 1973; Padilha y Faria, 1977). Finalmente, Bain et al. (1989) realizaron una revisión completa del género y clarificaron algunos problemas referentes a la sinonimia y al material tipo.

El género *Litomosoides* es netamente americano, distribuido en las regiones neártica y neotropical, siendo su límite norte Houston, Texas (EEUU) y el más austral conocido hasta el momento, Tabacal, Salta (Argentina). Se han descrito alrededor de 30 especies que parasitan la cavidad torácica y abdominal, tanto en roedores y murciélagos como en marsupiales. El ciclo de vida fue desarrollado en laboratorio para *Litomosoides sigmodontis*, *L. galizai* Bain, Petit y Diagne, 1989, *L. legerae* Bain, Petit y Berteaux, 1980, *L. petteri* Bain, Petit y Berteaux, 1980 y para *L. scotti* Forrester y Kinsella, 1973, utilizando roedores y un ácaro, *Ornithonyssus bacoti* (Acarii: Dermanysoidea), como hospedador intermediario (Wakasigi, 1958; Forrester y Kinsella, 1973; Bain et al., 1980; Diagne et al., 1990). En éste se desarrollan las L2 y L3. Si bien aún no se conoce en la naturaleza la o las especies de vectores que actúan como transmisores de esta filaria (Williams, 1948), se ha observado la presencia de *O. bacoti* entre la fauna de ectoparásitos de sus hospedadores (Hughhins, 1951; Forrester y Kinsella, 1973; Notarnicola et al., 2000; Lareschi et al., 2003).

Caracterización morfológica del género *Litomosoides*

Presenta una cutícula con finas estrías transversales. La extremidad cefálica es redondeada o levemente truncada. Las papilas cefálicas son pequeñas, a veces con disposición asimétrica. La cavidad bucal es tubular, rodeada por una cápsula cilíndrica con paredes engrosadas. El esófago es moderadamente largo, con una porción anterior muscular y una posterior glandular, levemente diferenciada; la región anterior envuelve la cápsula bucal. La vulva se localiza a nivel del esófago o bien posterior a la unión esofágico-intestinal. El ovijector es muscular y los ovarios pueden extenderse hasta la región del ano. Vivíparos. La cola de la hembra es larga y aguzada. Presenta cordones hipodérmicos laterales anchos. La cola del macho es larga, con papilas precloacales que pueden estar presentes y postcloacales variables en número, a veces poco conspicuas. Gubernáculo ausente. Espículas disímiles; la izquierda al menos dos veces más larga que la derecha. La espícula izquierda presenta una porción anterior o mango bien cuticularizado y una porción posterior o lámina membranosa. La espícula derecha está formada por una porción anterior cuticularizada y un talón distal dorsal. Las microfilarias son pequeñas, fusiformes, con extremos anterior y posterior aguzados; la extremidad cefálica lleva un gancho prominente y se puede observar la vaina.

Dentro del género, las especies se pueden reunir en dos grupos, definidos principalmente por la morfología de las espículas (Bain et al., 1989). El grupo *sigmodontis* se define por la espícula derecha poco cuticularizada, con la región distal afilada, sostenida por dos finas varillas cuticulares y terminadas en una corta lengüeta membranosa, generalmente replegada sobre la espícula; el talón es a menudo saliente (Fig. 1.1 A). La espícula izquierda tiene una lámina cuticularizada más larga que el mango, la cual presenta en la porción proximal dos alas membranosas anchas bien visibles luego de la disección (Fig. 1.1 B). Este grupo está representado por *L. sigmodontis*, *L. galizai* y *L. hamletti* Sandground, 1934 entre otros (Tabla 1.1). El grupo *carinii* se define porque la espícula derecha está cuticularizada en su extremo distal, con un burlete subterminal bien marcado en la faz dorsal, el cual delimita un capuchón terminal; el talón es fuerte (Fig. 1.1 C). La espícula izquierda presenta una lámina simple, bien cuticularizada, más corta que el mango (Fig. 1.1 D). A este grupo pertenecen *L. carinii*, *L. scotti*, *L. brasiliensis* Lins de Almeida, 1936, entre otras (Tabla 1.2).

Existen cinco especies descritas sólo en base a las hembras o por las microfilarias que parasitan el Orden Chiroptera. Estas no pueden ser asignadas al grupo *carinii* o *sigmodontis* debido a que el macho no se conoce. Entre ellas se encuentra *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938), *L. artibei* Esslinger, 1973 y *L. solari* Guerrero, Martin, Gardner y Bain, 2002 basadas en descripciones de hembras y microfilarias, mientras que *L. caliensis* Esslinger, 1973 y *L. colombiensis* Esslinger, 1973 sólo fueron descritas por sus microfilarias (Tabla 1.3) (Esslinger, 1973; Guerrero et al., 2002).

En este capítulo se describen las especies de filarias halladas en los hospedadores prospectados provenientes de diferentes localidades de la República Argentina y de Uruguay, y se discuten algunos aspectos sistemáticos del género *Litomosoides*.

Tabla 1.1. Lista de las especies de *Litomosoides* del grupo "*sigmodontis*" y sus hospedadores.

Especies	Hospedadores	Familia
<i>Litomosoides sigmodontis</i> Chandler, 1931	<i>Sigmodon hispidus</i> Say <i>Rattus norvegicus</i> (= <i>Mus decumanus</i>)	Muridae
<i>Litomosoides legerae</i> Bain, Petit y Berteaux, 1980	<i>Oxymycterus quaestor</i>	Muridae
<i>Litomosoides galizai</i> Bain, Petit y Diagne, 1989	<i>Oecomys trinitatis tapajinus</i> Thomas	Muridae
<i>Litomosoides kohnae</i> Bain, Petit y Diagne, 1989	<i>Nectomys squamipes</i> Brants	Muridae
<i>Litomosoides circularis</i> (Linstow, 1899)	<i>Hesperomys</i> sp.	Muridae
<i>Litomosoides patersoni</i> (Mazza, 1928)	<i>Holochilus vulpinus</i> Brant	Muridae
<i>Litomosoides esslinger</i> (Esslinger, 1973)	<i>Melanomys caliginosus</i> (Tomes) (= <i>Oryzomys caliginosus</i>)	Muridae
<i>Litomosoides chagasfilhoi</i> Moraes Neto, Lanfredi y De Souza, 1997	<i>Akodon cursor</i> Winge	Muridae
<i>Litomosoides hoplomyis</i> Esslinger, 1973	<i>Hoplomys gymnurus</i> Allen <i>Proechimys semispinosus</i> Allen	Echimyidae Echimyidae
<i>Litomosoides ctenomyos</i> Brant y Gardner, 1997	<i>Ctenomys opimus</i> Wagner	Octodontidae
<i>Litomosoides hamletti</i> Sandground, 1934	<i>Glossophaga soricina</i> (Pallas)	Phyllostomidae
<i>Litomosoides leonilavasquezae</i> Caballero, 1939	<i>Macrotus mexicanus</i> Saussure	Phyllostomidae
<i>Litomosoides fosteri</i> Caballero, 1947	<i>Glossophaga soricina leachi</i> Gray	Phyllostomidae
<i>Litomosoides teshi</i> Esslinger, 1973	<i>Carollia perspicillata</i> Linnaeus	Phyllostomidae
<i>Litomosoides barretti</i> Muller, 1980	<i>Micoureus demararae</i> Thomas (= <i>Marmosa cinerea</i> Temminck)	Didelphidae

Tabla 1.2. Lista de las especies de *Litomosoides* del grupo "*carinii*" y sus hospedadores.

Especies	Hospedadores	Familia
<i>Litomosoides carinii</i> (Travassos 1919)	<i>Sciurus</i> sp. (<i>phyrhnotus</i> ?) Linnaeus	Sciuridae
<i>Litomosoides scotti</i> Forrester y Kinsella, 1973	<i>Oryzomys palustris</i> (Harlan)	Muridae
<i>Litomosoides silvai</i> Padilha y Faria, 1977	<i>Necromys lasiurus</i> Lund (= <i>Akodon arviculoides</i> Wagner)	Muridae
	<i>Akodon cursor</i> Winge	Muridae
	<i>Ctenomys opimus</i> Wagner	Octodontidae
<i>Litomosoides guiterasi</i> (Pérez, 1934)	<i>Artibeus jamaicensis</i> Leach	Phyllostomidae
	<i>Glossophaga soricina</i> (Pallas)	Phyllostomidae
	<i>Tadarida laticauda</i>	Molossidae
	<i>Tadarida brasiliensis</i> (Geoffroy)	Molossidae
<i>Litomosoides brasiliensis</i> Lins de Almeida, 1936	<i>Myotis</i> sp. Kaup	Vespertilionidae
	<i>Carollia perspicillata</i> Linnaeus	Phyllostomidae
	<i>Glossophaga soricina</i> (Pallas)	Phyllostomidae
	<i>Anoura caudifer</i> (Geoffroy)	Phyllostomidae
	<i>Sturnira lilium</i> (Geoffroy)	Phyllostomidae
	<i>Lionycteris spurrelli</i> Thomas	Phyllostomidae
	<i>Phyllostomus</i> sp. Lacepede	Phyllostomidae
<i>Litomosoides molossi</i> Esslinger, 1973	<i>Molossus molossus</i> (Pallas)	Molossidae
<i>Litomosoides chandleri</i> Esslinger, 1973	<i>Artibeus jamaicensis</i> Leach	Phyllostomidae
	<i>Artibeus planirostris</i> (Spix)	Phyllostomidae
	<i>Phyllonycteris poeyi</i> Gundland	Phyllostomidae
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (E. Geoffroy)	Molossidae
	<i>Micoureus demararae</i> Thomas (= <i>Marmosa cinerea</i> Temminck)	Didelphidae
<i>Litomosoides wilsoni</i> Guerrero, Martin, Gardner y Bain, 2002	<i>Monodelphis emiliae</i> Thomas	Didelphidae

Tabla 1.3. Lista de las especies de *Litomosoides* descritas en base a hembras y/o microfilarias y de sus hospedadores.

Especies	Hospedadores	Familia
<i>Litomosoides</i> sp. Chitwood, 1938	<i>Artibeus jamaicensis yucatanicus</i> Allen	Phyllostomidae
<i>Litomosoides artibeii</i> Esslinger, 1973	<i>Artibeus cinereus</i> Gervais	Phyllostomidae
<i>Litomosoides caliensis</i> Esslinger, 1973	<i>Sturnira lilium</i> Geoffroy	Phyllostomidae
<i>Litomosoides colombiensis</i> Esslinger, 1973	<i>Platyrrhinus dorsalis</i> Thomas (= <i>Vampyrops dorsalis</i> Thomas)	Phyllostomidae
	<i>Artibeus jamaicensis</i> Leach	Phyllostomidae
	<i>Trachops cirrhosus</i> Spix	Phyllostomidae
<i>Litomosoides solaris</i> Guerrero, Martin, Gardner y Bain, 2002		

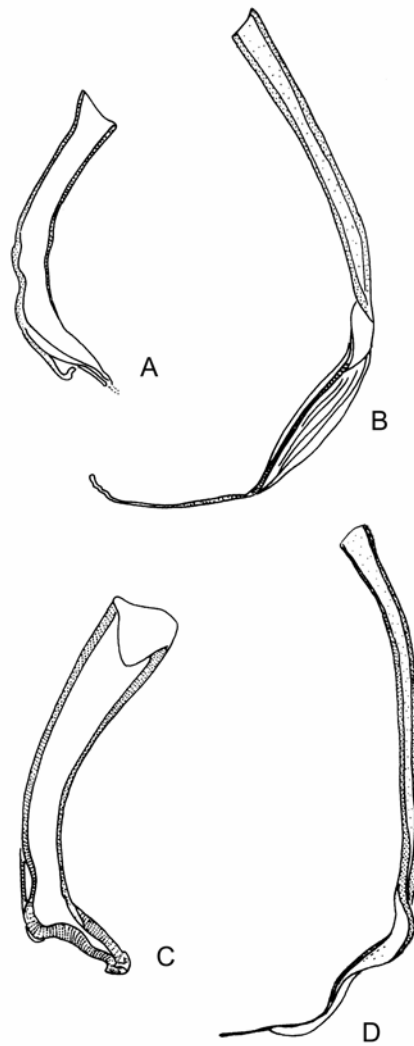


Figura 1.1. Morfología de las espículas: A, B: Espículas derecha e izquierda del tipo *sigmodontis*. C, D: Espículas derecha e izquierda del tipo *carinii*

MATERIALES Y MÉTODOS

Se revisó la cavidad del cuerpo de roedores, murciélagos y marsupiales en busca de parásitos. Los gusanos fueron colectados de la cavidad torácica y/o abdominal, fijados en formol 10% y preservados en alcohol 70%. Para su observación al microscopio óptico fueron aclarados en alcohol glicerinado o lactofenol. Se realizaron cortes transversales del extremo anterior de los nematodos para su observación en vista apical y cortes transversales posteriores a la vulva en hembras para la observación de los cordones hipodérmicos laterales. Cuando el material fue escaso se intentó observar el extremo anterior sostenido entre dos cubreobjetos. En algunos casos, las espículas de los machos fueron disecadas para su mejor observación. Las microfilarias se obtuvieron del útero de las hembras y en algunos casos de muestras de sangre conservadas en una solución de formol 2%, y teñidas con Azul de metileno.

Se observó material de las siguientes especies: *Litomosoides silvai* y *L. chagasfilhoi*, depositadas en el Museo de Historia Natural de París, Francia, y de *L. sigmodontis* y *L. scotti* cedidas por Kinsella J.M. de la Universidad de Florida, Gainesville, EEUU.

Las ilustraciones fueron realizadas con cámara clara. Todas las medidas son dadas en micras, excepto aquellas en las cuales se indica. Se muestran los valores de la media muestral y el desvío estándar, seguidos del rango entre paréntesis. En el caso de contar con pocos individuos, se dan las medidas de cada espécimen separadas por guiones. La terminología y la caracterización morfológica siguen a Bain et al. (1989).

RESULTADOS

Grupo "*carinii*"

Litomosoides bonaerensis Notarnicola, Bain y Navone, 2000

Descripción (Figs. 1.2 A-F, 1.3 A-H, 1.4 A-H.)

Morfología general (basado en 3 machos y 11 hembras). Extremidad cefálica aguzada. Cuatro papilas externo-labiales formando un rectángulo alargado dorsoventralmente, 2 papilas cefálicas dorsales, cercanas a los ánfidos, canal anfidial conspicuo. Cavidad bucal tubular, asimétrica y en algunas hembras ensanchada posteriormente. Cápsula bucal con un segmento anterior transparente y el posterior fuertemente cuticularizado, con un engrosamiento anular con los bordes dirigidos hacia atrás. Esófago no diferenciado o bien con una porción posterior levemente glandular.

Macho: región posterior del macho enroscada en 2 o 3 vueltas, esta región se presenta más ensanchada que la porción inmediatamente anterior. Área rugosa anterior a la cloaca, compuesta por hileras transversales de pequeñas crestas longitudinales. Cola con 1 papila precloacal y 4 a 5 pares de papilas postcloacales, el tercer par postcloacal desplazado lateralmente. Los fásquidos son subterminales y paralelos. La espícula izquierda con el mango más largo que la lámina; la lámina con

un eje esclerosado que lleva un ala angosta y después de la disección se observa la parte distal membranosa. Espícula derecha fuertemente cuticularizada, 1/5 de la parte distal con bordes membranosos, fuerte talón dorsal con un capuchón terminal formando un gancho con una membrana bifida.

Holotipo: largo 21 mm; ancho 150; largo de la cápsula bucal 16 y 10 de diámetro externo; largo del esófago 520; largo de la cola 180; largo de la espícula izquierda 230, mango 140; largo de la espícula derecha 106. Radio espicular 2,16. Largo del área rugosa 1.870, extendiéndose desde 3.070 hasta 1.200 del extremo de la cola; hileras de 70 de ancho aproximadamente, distancia entre dos hileras consecutivas aproximadamente 7. *Paratipos* (n=2): largo 19-18,69 mm; ancho 170-147; largo de la cápsula bucal 18-21 y 10-6 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 160-240; largo del esófago 642; largo de la cola 132-150; largo de la espícula izquierda 235-183, mango 145-114; largo de la espícula derecha 102-90; área rugosa 1.200-1.250 de largo, extendiéndose hasta 1.100-1.000 del extremo de la cola.

Hembra: vulva localizada posteriormente a la unión esofágico-intestinal; vagina globular. Cola curvada ventralmente o recta, con fásquidos paralelos o divergentes. En sección transversal a nivel de la vulva, los cordones hipodérmicos laterales son anchos (Fig. 1.2 B), el borde interno de la cutícula es semicircular.

Alotipo: largo 74 mm; ancho 250; largo de la cápsula bucal 23 y 8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 430; largo del esófago 980; distancia de la vulva al extremo anterior 1.500; largo de la cola 800. *Paratipos* (n=10): largo $68,8 \pm 0,6$ (62-78) mm; ancho $242 \pm 22,4$ (210-282); largo de la cápsula bucal $23,5 \pm 1,3$ (21-25) y $10 \pm 0,6$ (9-10) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $481 \pm 99,4$ (315-649); largo del esófago $716,3 \pm 124,8$ (591-943); distancia de la vulva al extremo anterior $1.756,6 \pm 218,6$ (1.482-2.173); largo de la cola $618,5 \pm 107$ (453-746).

Microfilaria: vaina presente, sólo observada en extendidos de sangre; cuerpo fusiforme con un gancho cefálico; extremidad caudal aguzada y sin núcleos en el extremo. Medidas basadas en microfilarias uterinas (n=5): largo del cuerpo $71 \pm 4,3$ (66-76), todos los especímenes 3,5 de ancho.

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Oligoryzomys delticola* (Thomas) (Rodentia: Muridae). Material depositado en la Colección de Mastozoología del Museo de La Plata (CMMLP), Argentina, N° 08.IV.97.77, otros hospedadores N°: 8.VIII.00.10; 1.VIII.00.33; 8.IV.97.58; 1.VIII.00.30 y 1.VIII.00.27, 20 de septiembre de 1995

Sitio de infección: cavidad abdominal

Localidad tipo: Hudson (34° 45' S, 58° 06' O) partido de Berazategui, provincia de Buenos Aires, Argentina

Especímenes depositados: holotipo (macho), alotipo (hembra), 2 paratipos en Muséum National d'Histoire Naturelle (MNHN) collections, París 312 ES; 10 paratipos en la Colección de Helminología del Museo de La Plata, Argentina (CHMLP) Nos: 4610

Prevalencia e Intensidad media: en 1995, 8/10 *O. delticola* parasitados (80%) en Hudson; 5,6 (2-14) filarias por hospedador

COMENTARIOS

Los especímenes de *L. bonaerensis* pertenecen al grupo *carinii* (Bain et al., 1989). Las especies incluidas en este grupo son parásitas de murciélagos, marsupiales y roedores.

Existen cuatro especies que parasitan murciélagos y difieren de *L. bonaerensis*: *L. guiterasi* (Pérez, 1934), redesignada por Sandground (1934), Rego (1961) y Esslinger (1973), es una especie de menor tamaño, con la cola tres veces más corta en ambos sexos (50-59 µm en machos y 121-130 µm en hembras); presenta dos a tres pares de papilas cloacales; la vulva a nivel del esófago y las microfilarias más chicas con núcleos en el extremo de la cola (Esslinger, 1973). *Litomosoides brasiliensis* Lins de Almeida, 1936 se diferencia de *L. bonaerensis* porque es una especie de mayor tamaño (Rego, 1961; Esslinger, 1973), con tres a cuatro pares de papilas cloacales sobre la línea medio ventral (Díaz-Ungria, 1963), las espículas dos veces más largas, la espícula derecha con un talón fuerte y un capuchón que forma un gancho subterminal y las microfilarias son más largas (media de 90 µm en Esslinger, 1973) y aguzadas posteriormente. Tanto *L. molossi* Esslinger, 1973 como *L. chandleri* Esslinger, 1973 son especies de menor tamaño con respecto a *L. bonaerensis*, las hembras llevan en el extremo posterior una ornamentación lateral de pequeñas "papilas", además de pequeños apéndices caudales y microfilarias con núcleos en el extremo de la cola. Los machos de *L. molossi* carecen de papilas cloacales y las microfilarias son más largas (media de 92 µm), mientras que en *L. chandleri* la cavidad bucal es más ancha, la vulva está a nivel del esófago, los machos poseen tres pares de papilas cloacales, un talón de la espícula derecha cercano al capuchón y la cola de las microfilarias son poco atenuadas (Esslinger, 1973; Guerrero et al., 2002).

Otras cinco especies de *Litomosoides* que parasitan murciélagos y no pueden ser ubicadas en el grupo *carinii* o en el *sigmodontis* debido a que el macho no fue descrito, también difieren de *L. bonaerensis*. *Litomosoides artibeii* hallada en *Artibeus cinereus* Gervais tiene una cápsula bucal sin el anillo medio, la vulva localizada más posteriormente y las microfilarias con el extremo posterior más largo y delgado con núcleos terminales (Esslinger, 1973). *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938) que parasita a *A. jamaicensis yucatanicus* Allen tiene la cápsula bucal delgada con paredes regulares. *Litomosoides solari*, parásita de *Trachops cirrhosus* Spix, presenta la vulva a la altura de la unión esofágico-intestinal y las microfilarias tienen una cola atenuada y con un extremo puntiagudo (Guerrero et al., 2002). Por otra parte, las microfilarias de *L. colombiensis* halladas en *Platyrrhinus dorsalis* (Thomas) y en *A. jamaicensis*, llevan un núcleo terminal elongado y las de *L. caliensis*, halladas en *Sturnira lilium* Geoffroy, son más cortas (53-65 µm) (Esslinger, 1973).

En marsupiales, *L. petteri* Bain, Petit y Berteaux, 1980, parásito de *Micoureus demararae* Thomas, difiere de *L. bonaerensis* por tener la vulva a nivel del esófago, cuatro papilas cefálicas simétricas, tres pares de papilas cloacales y la espícula izquierda con una parte distal membranosa, del mismo largo que la parte anterior de la lamina (Bain et al., 1980). *Litomosoides wilsoni* Guerrero, Martin, Gardner y Bain, 2002, hallada en la cavidad de *Monodelphis emiliae* Thomas, difiere de *L. bonaerensis* por presentar las paredes de la cápsula bucal de forma irregular, diferente disposición de las papilas caudales y las microfilarias de menor tamaño (Guerrero et al., 2002).

Las tres especies que parasitan a roedores, también difieren de *L. bonaerensis*: *L. carinii* (Travassos, 1919), parásito de *Sciurus* sp. Linnaeus (Sciuridae) en Brasil, presenta una cápsula bucal más corta (13-16 μ m) y una cavidad relativamente ancha, la región posterior enroscada del macho no se ensancha como en *L. bonaerensis*, el área rugosa es angosta y las hileras están más espaciadas (Bain et al., 1989). *Litomosoides scotti* Forrester y Kinsella, 1973, parásito del múnido *Oryzomys palustris* (Harlan) en Florida (EEUU), tiene una cápsula bucal más corta (13 μ m) con un amplio anillo a nivel medio y ánfidos protruídos (Forrester y Kinsella, 1973; Bain et al., 1989). *Litomosoides silvai* Padilha y Faria, 1977, del múnido *Necromys lasiurus* Lund (= *Akodon arviculoides*) en Río de Janeiro, es una especie similar a *L. bonaerensis*, pero la cavidad bucal no es tubular y presenta dos ensanchamientos, la cápsula bucal no tiene engrosamientos (Fig. 1.3 G), la cola de la hembra presenta una constricción abrupta en el extremo, las hileras transversales del área rugosa son más cercanas y la espícula izquierda y las microfilarias son más largas (Fig. 1.3 H) (Padilha y Faria, 1977).

Otros hospedadores y localidades

Litomosoides bonaerensis ha sido hallada en la cavidad abdominal de *Oligoryzomys delticola* de la localidad de Otamendi, Partido de Campana, provincia de Buenos Aires (34° 09' S 58° 57' O). Se observó una prevalencia de 2/17 individuos (11,76%) y una intensidad media de 9 (1-17).

Macho (n=6): largo 20,6 \pm 3,3 (16,51-25,48) mm; ancho 157 \pm 11,6 (138-174); largo de la cápsula bucal 16 \pm 1,5 (15-18) y 9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 327 \pm 36 (273-372); largo del esófago 483 \pm 42 (408-528); largo de la cola 147 \pm 14 (120-162); largo de la espícula izquierda 192 \pm 19 (165-214), mango 122 \pm 15,5 (105-143); largo de la espícula derecha 83 \pm 9 (72-95).

Hembra (n=12): largo 80,79-108,735 mm; ancho a nivel de la vulva 169 \pm 18,5 (144-210); largo de la cápsula bucal 21,3 \pm 2,4 (18-24) y 9,8 \pm 1,1 (9-12) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 446 \pm 72 (348-606); largo del esófago 657,2 \pm 67,5 (570-807); distancia de la vulva al extremo anterior 1.509,9 \pm 310,7 (915-1.989); largo de la cola 515,4 \pm 151 (345-666).

Microfilarias uterinas (n=9): largo 90,27 \pm 11 (68,9-104), ancho 4,6 \pm 0,63 (3,9-5,2).

Para la localidad de Punta Lara, Partido de Ensenada, provincia de Buenos Aires (34° 47' S 58° 01' O) se registró en *Oligoryzomys flavescens* (Waterhouse) (CMMLP N°: 5.XIII.01.33 y 10.VIII.00.10) con una prevalencia de 2/9 individuos (22,2%) e intensidad media de 5,5 (5-6).

Macho (n=2): largo 14,67-15,47 mm; ancho 126-138; largo de la cápsula bucal 15 y 9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 288-345; largo del esófago 330-285; largo de la cola 180-150; largo de la espícula izquierda 213-240, mango 135; largo de la espícula derecha 93-90.

Hembra (n=3): largo 50,55-48,57-56,10 mm; ancho a nivel de la vulva 156-165-168; largo de la cápsula bucal 19,5-15-18 y 10,5-10,5-9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 378-240-336; largo del esófago 480-330-345; distancia de la vulva al extremo anterior 1.155-1.197-1.200; largo de la cola 423-600-510.

En La Balandra, Partido de Berisso, provincia de Buenos Aires (34° 56' S 57° 43' O), se registró en 1995 a *L. bonaerensis* en la cavidad abdominal de *Oligoryzomys flavescens* (CMMLP N°: 08.IV.97.52) con una prevalencia de 1/2 e intensidad de 10.

Macho (n=3): largo 20,88-22,80 mm; ancho 114-132; largo de la cápsula bucal 18 y 9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 375-456; largo del esófago 435-438-420; largo de la cola 144-126-138; largo de la espícula izquierda 207-210-180, mango 147-135-114; largo de la espícula derecha 84-96-93.

Hembra (n=6): Largo $71,31 \pm 15,4$ (46,62-88,53) mm; ancho a nivel de la vulva $161 \pm 17,8$ (141-186); largo de la cápsula bucal $20,2 \pm 2,6$ (18-24) y $8,2 \pm 1,2$ (7,5-10,5) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 385 ± 79 (270-477); largo del esófago 530 ± 100 (390-630); distancia de la vulva al extremo anterior 1.389 ± 345 (1.011-1.770); largo de la cola 466 ± 96 (354-588).

Microfilarias uterinas (n=8): largo $70,2 \pm 4,5$ (62,4-75,4), ancho $3,9 \pm 0,2$ (3,9-4,5).

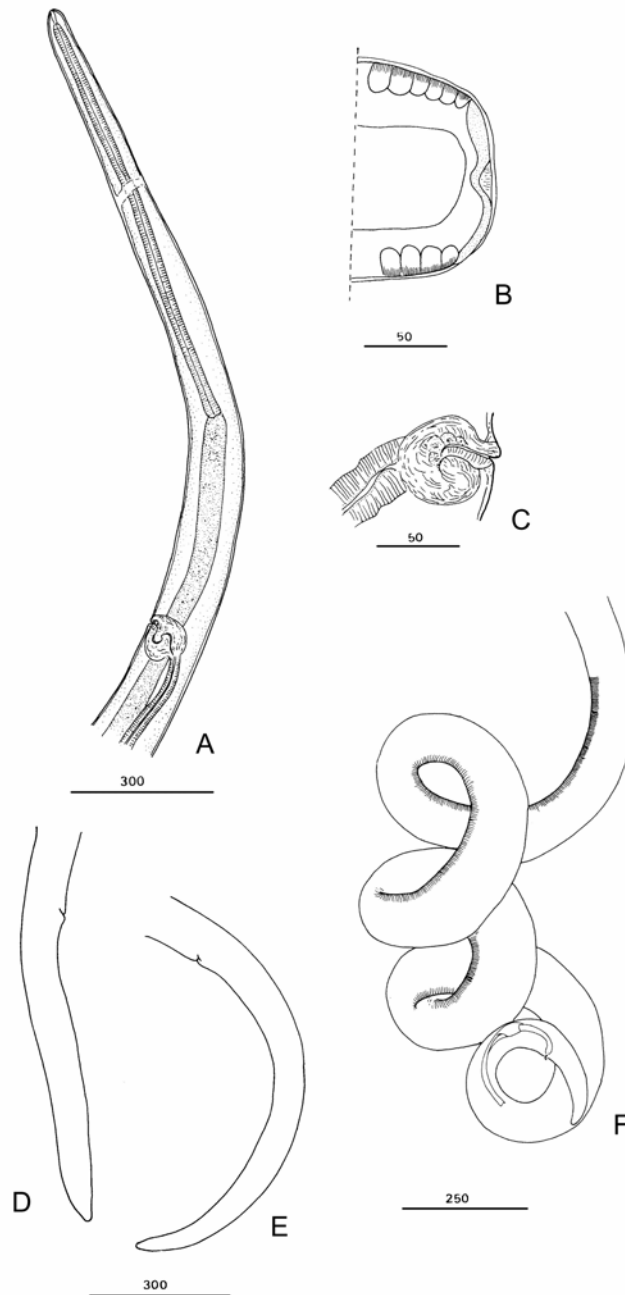


Figura 1.2. A-F: *Litomosoides bonaerensis*. A: Región anterior de la hembra. B: Corte transversal posterior a la vulva. C: Vagina. D, E: Cola de la hembra, vista lateral y ventral. F: Región posterior del macho. (A, D, E: 300 μ m; B, C: 50 μ m; F: 250 μ m)

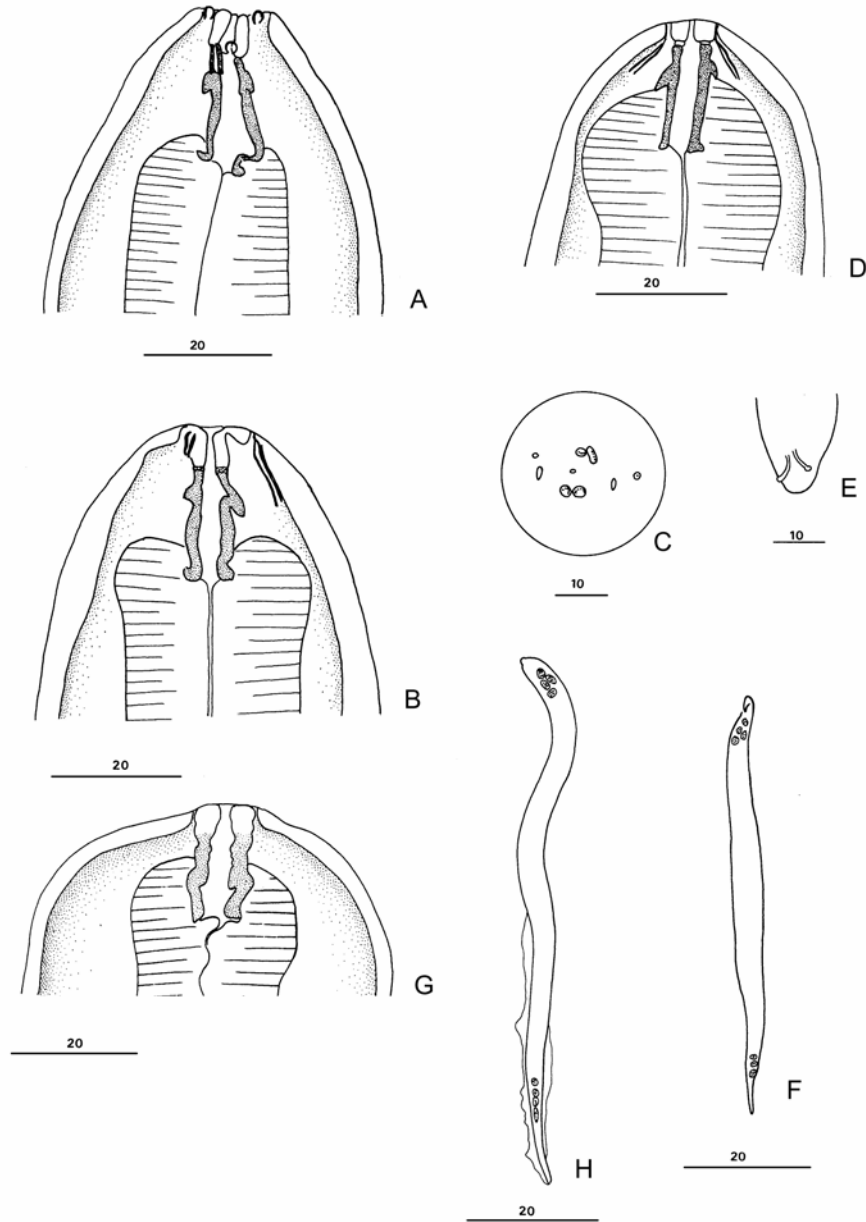


Figura 1.3. A-F: *Litomosoides bonaerensis*. **G, H:** *Litomosoides silvai* Padilha y Faria, 1977. A, B, C: Cabeza de la hembra, vista lateral, mediana y apical. D: Cápsula bucal del macho, vista mediana. E: Detalle del extremo posterior de la hembra. F: Microfilaria uterina. G: Cápsula bucal de la hembra, vista lateral. H: Microfilaria uterina. (A, B, D, F, G, H: 20 μ m; C, E: 10 μ m)

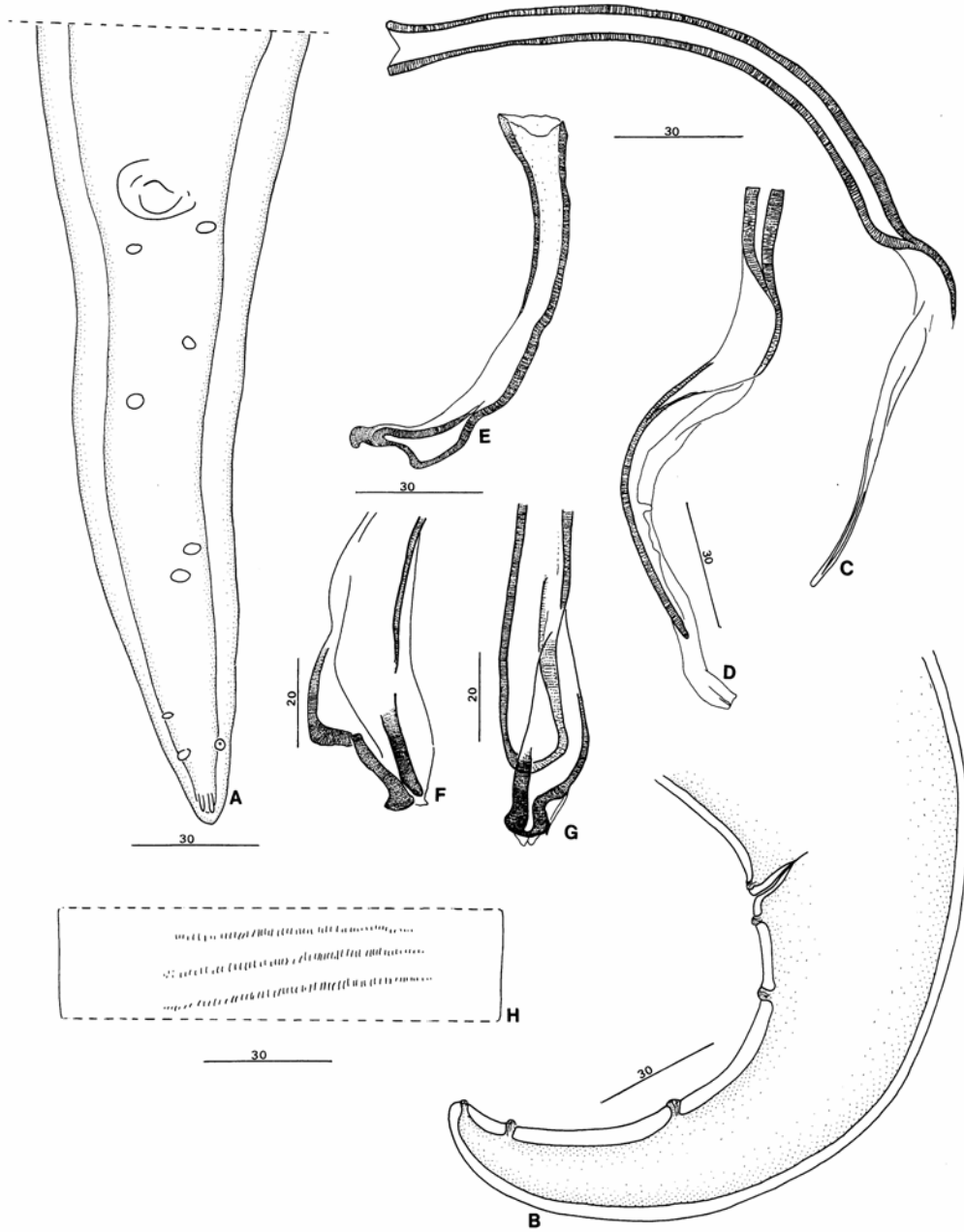


Figura 1.4. A-H: *Litomosoides bonaerensis*. A, B: Cola del macho, vista ventral y lateral. C: Espícula izquierda. D: Idem, lámina luego de la disección. E: Espícula derecha, vista lateral. F, G: Extremo de la espícula derecha, vista lateral y dorsal luego de la disección. H: Area rugosa a nivel medio. (A, B, C, D, E, H: 30 μ m; F, G: 20 μ m)

***Litomosoides odilae* Notarnicola y Navone, 2002**

Descripción (Figs. 1.5 A-H, 1.6 A-H)

Morfología general (basada en 4 machos y 12 hembras). Machos 1/4 a 1/3 del largo de las hembras. Extremidad cefálica atenuada. Anfidos desplazados dorsalmente, 4 papilas externo-labiales formando un rectángulo alrededor de la boca y 2 papilas cefálicas: 1 dorsal al ánfido derecho y la otra ventral al ánfido izquierdo (Fig. 1.5 B). Cavidad bucal tubular, levemente ensanchada hacia el extremo posterior. Cápsula bucal con un segmento anterior transparente y la parte posterior fuertemente cuticularizada; presenta un engrosamiento anular a nivel medio con el borde dirigido hacia atrás, en vista lateral es asimétrico. El esófago está dividido en una porción glandular posterior, levemente más ancha que la porción muscular anterior. La cola de las hembras es aguzada. La apertura cloacal de los machos es protruída. Fásmidos conspicuos en ambos sexos.

Macho: región posterior enroscada en cuatro vueltas. Espícula izquierda con la lámina más corta que el mango; lámina con un eje cuticularizado. Espícula derecha fuertemente cuticularizada, con un talón dorsal terminado en un capuchón. Apertura cloacal fuertemente protruída; 4 pares de papilas postcloacales conspicuas y de disposición simétrica. El área rugosa comienza anterior a la cloaca y está compuesta por hileras transversales de crestas longitudinales, generalmente se extiende a lo largo de la región enroscada.

Holotipo: largo 17,42 mm; ancho 141; largo de la cápsula bucal 20 y 7,5 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 243; largo del esófago 435; largo de la cola 145; largo de la espícula izquierda 245, mango 140; largo de la espícula derecha 110. Radio espicular 2,22. Largo del área rugosa 2.040, extendiéndose desde 3.060 hasta 1.020 del extremo de la cola; crestas de 1-2 de largo; distancia entre dos hileras consecutivas entre 2-4. *Paratipos* (n=3): largo 18,62-15,36-15,12 mm; ancho 159-156-149; largo de la cápsula bucal 22-20-18 y 7-7-8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 693-300-293; largo del esófago 750-456-613; largo de la cola 104-120-138; largo de la espícula izquierda 228-230-260, mango 130-160-155; largo de la espícula derecha 104-120-115. Largo del área rugosa 1.590-1.700-1.350, extendiéndose desde 2.445-2.800-1.800 hasta 855-600-450 del extremo de la cola.

Hembra: región anterior robusta. Vulva localizada posterior a la unión esofágico-intestinal; vagina globular. Ovíjector enroscado. Cola curvada ventralmente, con fásmidos paralelos o divergentes. Cordones hipodérmicos laterales prominentes (Fig. 1.5 E).

Alotipo: largo 60,36 mm; ancho 264; largo de la cápsula bucal 21 y 8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 300; largo del esófago 700; distancia de la vulva al extremo anterior 1.350; largo de la cola 410. *Paratipos* (n=11): largo $63,46 \pm 9$ (54-78) mm; ancho $286 \pm 29,6$ (240-325); largo de la cápsula bucal $21 \pm 1,9$ (18-24) y $8,6 \pm 0,5$ (8-9) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 315 ± 54 (246-402); largo del esófago $608 \pm 32,6$ (540-650); distancia de la vulva al extremo anterior $1.190 \pm 179,8$ (880-1.500); largo de la cola $548 \pm 162,9$ (370-800).

Microfilaria: vaina presente, cuerpo fusiforme con un gancho cefálico; cola aguzada, extremidad caudal delgada y sin núcleos en el extremo. Medidas basadas en microfilarias uterinas de dos hembras paratipos (n=12): largo del cuerpo 97 ± 7 (90-112), ancho $4,7 \pm 0,5$ (4-5).

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Oligoryzomys nigripes* Olfers (Rodentia: Muridae) macho. Material depositado en CMMLP, Argentina, N° 5.VII.02.1. Otros hospedadores depositados: *Oligoryzomys nigripes*, macho No 5.VII.02.15, macho N° 5.VII.02.16.

Sitio de infección: principalmente en cavidad abdominal, sólo 1 hembra fue recolectada de la cavidad torácica.

Localidad tipo: Valle del Arroyo Cuñá Pirú (27° 05' 15" S, 54° 57' 09" O), Departamento de Cainguás y Libertador General San Martín, provincia de Misiones, Argentina

Especímenes depositados: holotipo (macho), alotipo (hembra), 4 paratipos en la CHMLP, Argentina, N°: 5017, 5018, y 5019 respectivamente

Prevalencia e Intensidad media: 3/13 hospedadores parasitados (23,07%); 4,3 (1-11) de intensidad media

COMENTARIOS

Litomosoides odilae pertenece al grupo *carinii*. Entre las especies parásitas de murciélagos pertenecientes a este grupo, *L. guiterasi*, *L. molossi* y *L. chandleri* difieren de *L. odilae* porque son especies de menor tamaño, con espículas más cortas y microfilarias que llevan núcleos en el extremo de la cola (Pérez, 1934; Esslinger, 1973). Además, teniendo en cuenta las descripciones de Sandground (1934), Rego (1961) y Esslinger (1973), la cola de *L. guiterasi* es más corta, tanto en machos como en hembras, estas últimas tienen el extremo truncado y la vulva se abre a nivel del esófago; *L. molossi* tiene una cápsula bucal más corta, carece de papilas cloacales y las microfilarias son más angostas (media de 3 vs 4,7); *L. chandleri* presenta la vulva a nivel del esófago, la espícula derecha presenta un talón cerca del capuchón terminal y la cola de la microfilaria no es atenuada. Estas dos últimas especies, además, presentan hembras con papilas laterales en la región posterior del cuerpo (Esslinger, 1973). *Litomosoides brasiliensis* difiere de *L. odilae* porque los especímenes son de mayor tamaño, con una cola más larga con tres a cuatro pares de papilas cloacales alineadas en la línea medio ventral, la espícula derecha presenta un talón fuerte y la cola de la microfilaria lleva los dos últimos núcleos alargados (Diaz-Ungria, 1963).

Las cinco especies que no pueden ser asignadas al grupo *carinii* o *sigmodontis* porque no se conocen los machos, también se diferencian de *L. odilae*. *Litomosoides artibeii* tiene una cápsula bucal más larga sin un engrosamiento anular, la vulva se abre más adelante que en nuestros ejemplares y la microfilaria es más delgada y con núcleos terminales. *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938) presenta una cápsula bucal con paredes delgadas y regulares, mientras que en *L. solari* la vulva se abre a nivel del esófago y las microfilarias presentan una cola abruptamente atenuada. La microfilaria

de *L. colombiensis* lleva un núcleo terminal redondeado y la de *L. caliensis* son más cortas (53-65 vs 90-112) con un núcleo terminal redondeado y cola poco atenuada (Esslinger, 1973; Guerrero et al., 2002).

Cinco especies parásitas de roedores pueden ser diferenciadas de *L. odilae*. *Litomosoides andersoni* Brant y Gardner, 1997, un parásito de ctenómidos, tiene una cápsula bucal triangular, la cola con reducido número de papilas cloacales y la espícula derecha presenta un talón complejo (Brant y Gardner, 1997). *Litomosoides carinii*, parásito de *Sciurus* sp. en Brasil, tiene una cápsula bucal corta, con una cavidad más ancha y la cola, en ambos sexos, es más aguzada (Bain et al., 1989). En múridos, *L. scotti* y *L. silvai* tienen la vulva localizada más posteriormente que *L. odilae*, los esófagos no están diferenciados y las microfilarias son más chicas (media de 66 y 73, respectivamente vs 97) (Forrester y Kinsella, 1973; Padilha y Faria, 1977). Además, *L. scotti* tiene una cápsula bucal más chica y con un engrosamiento anular más grande y los ánfidos protruidos; mientras que *L. silvai*, redesignada por Moraes Neto et al. (1996), tiene una cápsula bucal con paredes irregulares, la cola de la hembra está constreñida y los machos presentan un diferente arreglo de las papilas cloacales.

Litomosoides wilsoni, parásita del marsupial *Monodelphis emiliae* en Perú, también difiere de esta especie por presentar una disposición diferente de las papilas cefálicas y las microfilarias son más pequeñas.

Litomosoides odilae se asemeja a *L. bonaerensis*, parásito de *Oligoryzomys delticola* y a *L. petteri* del marsupial *Micoureus demararae*, por presentar la cápsula bucal con un segmento transparente anterior y un engrosamiento anular con los bordes hacia atrás y por presentar un esófago diferenciado en una porción muscular y glandular. Pero *L. odilae* se puede diferenciar de *L. bonaerensis* porque esta última tiene la vulva localizada más posteriormente, los cordones hipodérmicos laterales son semicirculares, la región posterior enroscada del macho está ensanchada y la espícula derecha es más pequeña (Notarnicola et al., 2000), y de *L. petteri*, por presentar la vulva a nivel de la unión esofágico-intestinal y un set completo de papilas cefálicas (Bain et al., 1980). Además *L. bonaerensis* y *L. petteri* llevan una papila precloacal, apertura cloacal no protruida y microfilarias más pequeñas (rango de 66-76 y 77-83, respectivamente vs 90-112).

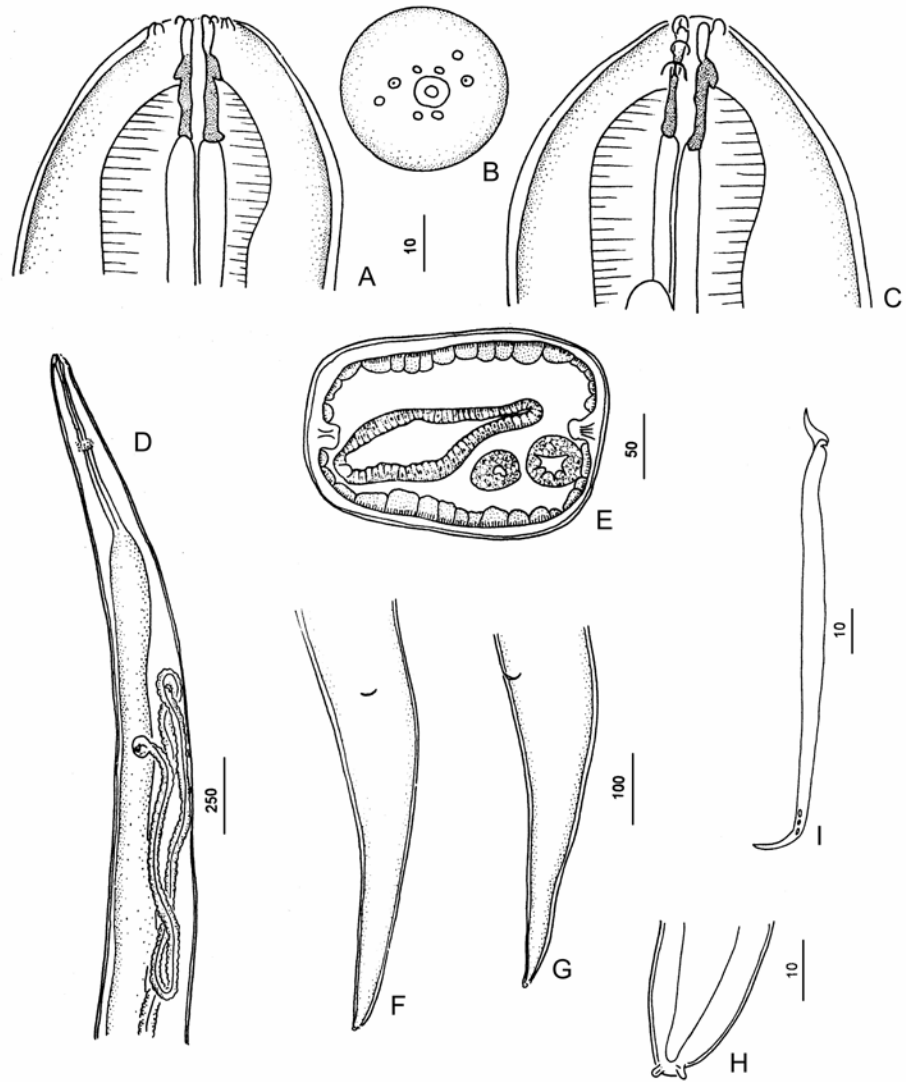


Figura 1.5. A-H: *Litomosoides odilae* Hembra. A, B, C: Cabeza de la hembra, vista mediana, apical y lateral. D: Región anterior de la hembra. E: Corte transversal posterior a la vulva. F, G: Cola vista ventral y lateral. H: Detalle del extremo posterior. I: Microfilaria uterina. (A, B, C, H, I: 10 μ m; D: 250 μ m; E: 50 μ m; G, F: 100 μ m)

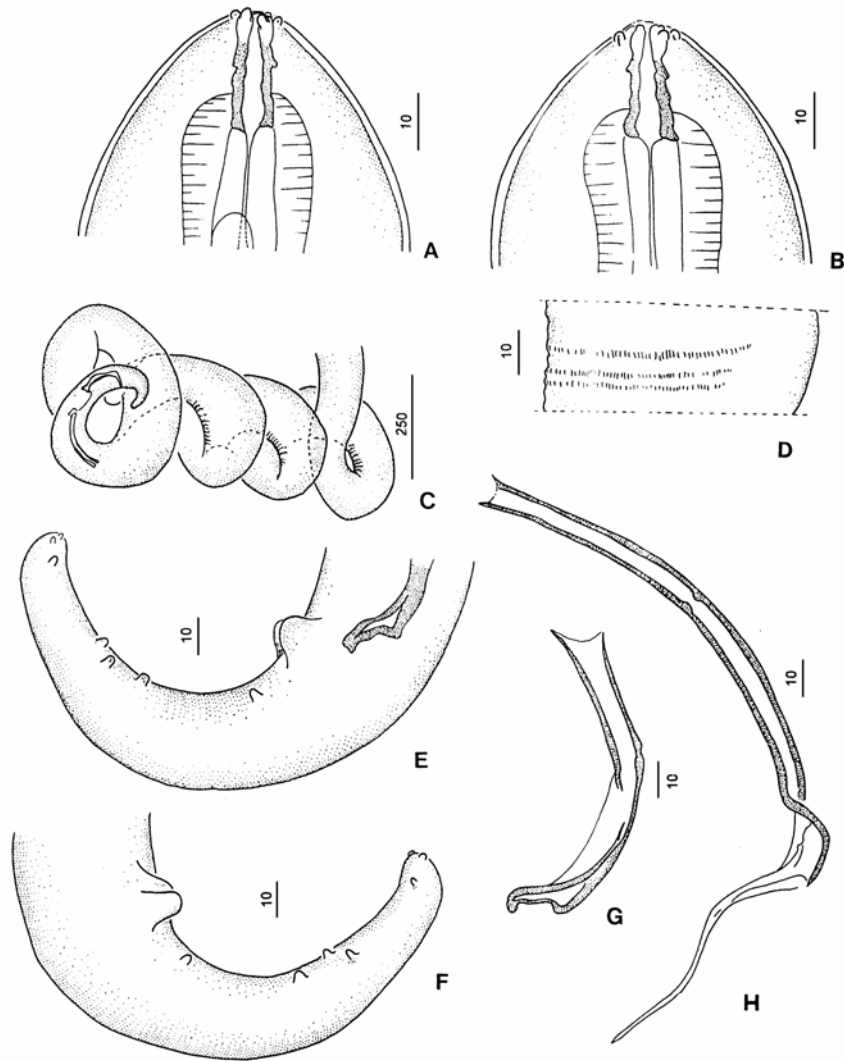


Figura 1.6. A-H: *Litomosoides odillae* Macho. A, B: Cápsula bucal, vista lateral y mediana. C: Región posterior. D: Area rugosa a nivel medio. E, F: Cola, vista izquierda y derecha. G: Espícula derecha. H: Espícula izquierda. (A, B, C, D, F, G, H: 10 µm; E: 250 µm)

***Litomosoides pardiñasi* n. sp.**

Descripción (Figs. 1.7 A-J, 1.8 A-H)

Morfología general (basada en 1 macho, 1 hembra y 4 extremos anteriores). Macho 1/3 del largo de la hembra. Extremidad cefálica redondeada. Dos papilas cefálicas dorsales a la altura de los ánfidos; no se observan las papilas labiales (Fig. 1.7 D). Cavity bucal tubular, con la luz en la porción anterior más chica. Cápsula bucal con un segmento anterior transparente y la parte posterior fuertemente cuticularizada; presenta un engrosamiento anular simétrico a nivel medio con el borde dirigido hacia atrás. El esófago es muscular, a veces levemente glandular en la porción posterior. La cola de la hembra muy aguzada. Fásmidos divergentes.

Macho: región posterior enroscada en 4 vueltas en espiral. Espícula izquierda con un mango más largo que la lámina; lámina formada por un filamento cuticularizado. Espícula derecha fuertemente cuticularizada, presentando un talón dorsal y terminando en un capuchón engrosado. Cola atenuada, con 6 pares de papilas postcloacales de disposición simétrica, los 2 primeros pares cercanos a la cloaca, los restantes pares distribuidos en la porción anterior de la mitad posterior (Fig. 1.8 H). El área rugosa comienza anterior a la cloaca y está compuesta por hileras transversales de crestas longitudinales, se extiende a lo largo de la región enroscada y ocupa la mitad ventral del nematode. El testículo se localiza a nivel del esófago.

Holotipo: largo 19,01 mm; ancho 215; largo de la cápsula bucal 21 y 9 de diámetro externo; cavidad bucal 3 de ancho; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 330; largo del esófago 460; largo de la cola 185; largo de la espícula izquierda 235, mango 160; largo de la espícula derecha 100. Radio espicular 2,35. Largo del área rugosa 1.590, extendiéndose desde 2.160 hasta 570 del extremo de la cola; crestas de 2 de largo; distancia entre dos hileras consecutivas entre 5-6.

Hembra: región anterior robusta; vulva localizada posterior a la unión esofágico-intestinal; vagina globular, con labios cuticularizados (Fig. 1.7 E). Ovíjtor dirigido hacia atrás. Cola muy delgada, aguzada, con fásmidos divergentes. En sección transversal los cordones hipodérmicos son delgados y se extienden ampliamente sobre la cutícula (Fig. 1.7 H, I).

Alotipo: largo 58,443 mm; ancho 249; largo de la cápsula bucal 22 y 9 de diámetro externo, cavidad bucal 4; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 350; largo del esófago 600; distancia de la vulva al extremo anterior 1.300 y a la unión esofágico-intestinal 700; largo de la cola 800. *Paratipos* (4 extremos anteriores): largo de los pedazos 21,28-?-33-11,12 mm; ancho 246-?-246-141; largo de la cápsula bucal 20 y 10-9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior ?-300-390-270; largo del esófago 600-450-525-500; distancia de la vulva al extremo anterior 1.750-1.100-1.160-840.

Microfilaria: vaina presente, adherida al cuerpo y visible en el extremo anterior. Cuerpo fusiforme con un gancho cefálico notorio; cola aguzada, extremidad caudal delgada y sin núcleos en el extremo. Medidas basadas en microfilarias uterinas: largo del cuerpo 92-98-85, ancho 3.

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Oligoryzomys longicaudatus* (Bennett) (Rodentia: Muridae) macho. N° de campo UP450, material en estudio por el Dr. Ulyses Pardiñas, enero de 2001

Sitio de infección: cavidad abdominal

Localidad tipo: margen derecha del Río Neuquén, Chos Malal, provincia de Neuquén, Argentina

Prevalencia e Intensidad media: 1/3 hospedadores parasitados (33,33%); 5 (1 macho, 1 hembra y 4 extremos anteriores de hembras)

Etimología: especie dedicada a Ulyses Pardiñas, por su contribución a la mastofauna argentina

COMENTARIOS

Litomosoides pardiñasí n. sp. pertenece al grupo *carinii*.

Entre las especies parásitas de murciélagos pertenecientes a este grupo, *L. pardiñasí* n. sp. se puede diferenciar de *L. guiterasi*, *L. chandleri* y *L. molossi* porque son especies de menor tamaño, con espículas más cortas, diferente arreglo de las papilas cloacales y microfilarias que llevan núcleos en el extremo de la cola (Pérez, 1934; Esslinger, 1973; Guerrero et al., 2002). Además, teniendo en cuenta las descripciones de Esslinger (1973) y Guerrero et al. (2002) para *L. guiterasi* y *L. chandleri*, la vulva se abre a nivel del esófago y presentan un diferente arreglo de las papilas de la cabeza y las microfilarias son más cortas. *Litomosoides molossi* tiene una cápsula bucal más corta y carece de papilas cloacales. Además, *L. chandleri* y *L. molossi* presentan papilas laterales en la región posterior del cuerpo (Esslinger, 1973; Guerrero et al., 2002). *Litomosoides brasiliensis* difiere de la nueva especie porque presenta tres a cuatro pares de papilas cloacales alineadas en la línea medio ventral, la espícula derecha presenta un fuerte talón y la cola de la microfilaria lleva los dos últimos núcleos alargados (Diaz-Ungria, 1963).

Las cinco especies que no pueden ser asignadas al grupo *carinii* o *sigmodontis*, también se diferencian de la nueva especie. *Litomosoides artibeí* tiene una cápsula bucal de paredes lisas, esófago levemente diferenciado en la porción posterior y cordones hipodérmicos gruesos (Esslinger, 1973). *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938) es de pequeño tamaño (hembra de 15 mm de largo (tomado de Guerrero et al., 2002) y la cola es más corta que en estos especímenes, mientras que en *L. solari* la vulva se abre a nivel del esófago y las microfilarias son pequeñas (media de 53,7 μm) y con una cola atenuada (Guerrero et al., 2002). Las microfilarias de *L. colombiensis* llevan un núcleo terminal redondeado y las de *L. caliensis* son más cortas (53-65 μm) con un núcleo terminal redondeado y cola redondeada (Esslinger, 1973).

Litomosoides wilsoni y *L. petteri*, parásitas de marsupiales, también difieren de *L. pardiñasí* n. sp. por presentar un diferente arreglo de las papilas cefálicas, cola más corta, tanto en machos como en hembras y las microfilarias más pequeñas (media de 61,8 μm y 68-75 μm respectivamente). Además *L. petteri* presenta una papila precloacal y el esófago está diferenciado.

La especie parásita del roedor Ctenomyidae, *L. andersoni* puede ser diferenciada de *L. pardiñasi* n. sp. por presentar una cápsula bucal triangular, carece de papilas en la cabeza y la lámina de la espícula izquierda es muy larga (Brant y Gardner, 1997).

En *Sciurus* sp., *L. carinii* puede separarse de la nueva especie por tener una cavidad bucal más ancha, el esófago dividido y por la ausencia de papilas en la cola del macho (Bain et al., 1989).

En múridos, *L. scotti* se diferencia de *L. pardiñasi* n. sp. por presentar una cápsula bucal más pequeña con un anillo pronunciado y con los ánfidos muy conspicuos; *L. silvai* tiene una cápsula bucal con paredes irregulares, la cola de la hembra está constreñida y los machos llevan un diferente arreglo de la papilas cloacales (Moraes Neto et al., 1996). *Litomosoides bonaerensis* se diferencia de la nueva especie porque la cápsula bucal lleva un anillo asimétrico, el esófago levemente diferenciado y por presentar una papila precloacal (Notarnicola et al., 2000); mientras que *L. odillae* es una especie más robusta, la cola de la hembra es poco aguzada y lleva apéndices caudales; el macho tiene la cloaca protruída (Notarnicola y Navone, 2002).

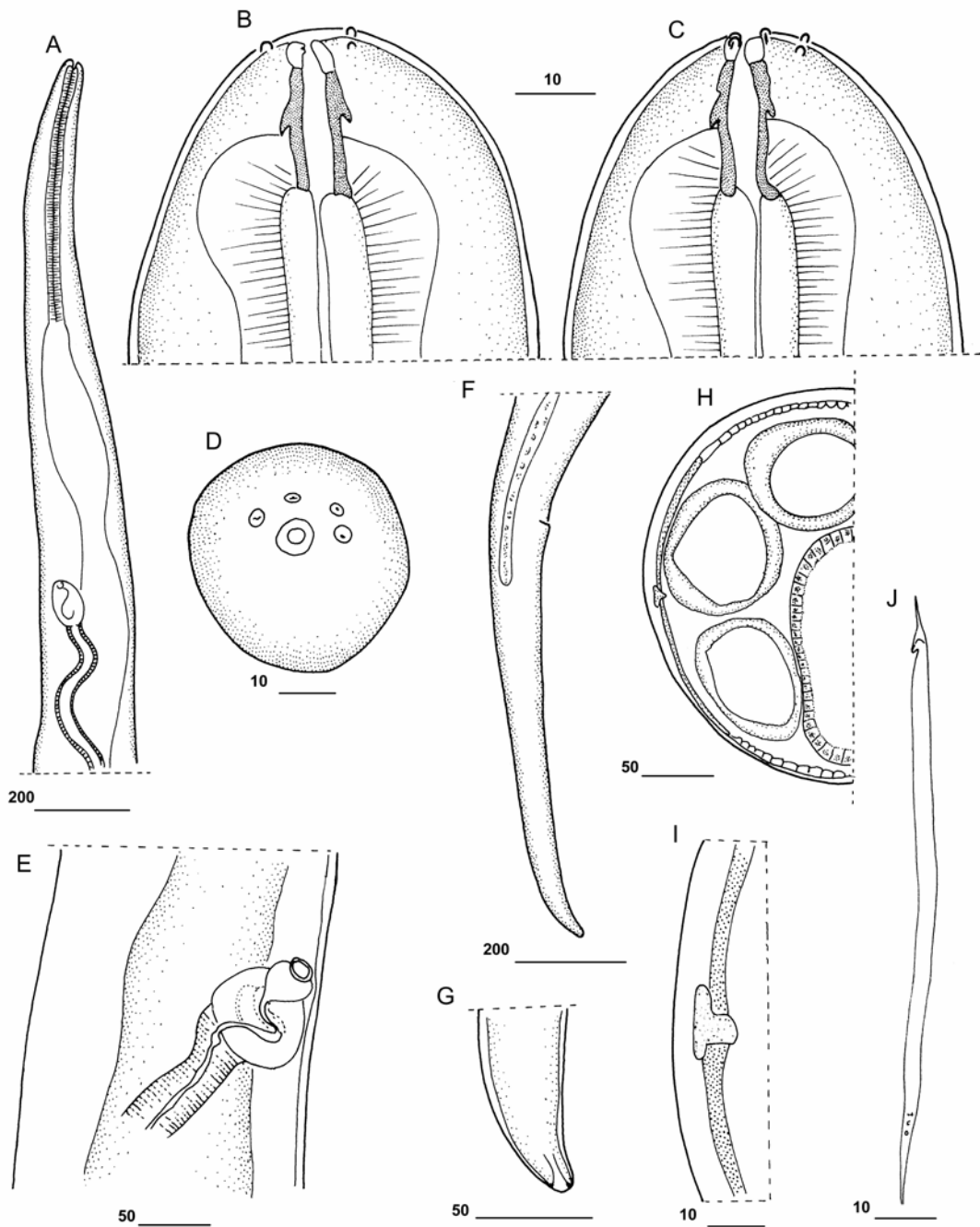


Figura 1.7. A-J: *Litomosoides pardiñasi* n. sp. Hembra. A: Región anterior de la hembra. B, C, D: Cabeza de la hembra, vista mediana, lateral y apical. E: Vulva. F: Cola de la hembra, vista lateral. G: Detalle del extremo posterior. H: Corte transversal posterior a la vulva. I: Detalle del cordón hipodérmico lateral. J: Microfilaria uterina. (B, C, D, I, J: 10 μ m; E, G, H: 50 μ m; A, F: 200 μ m)

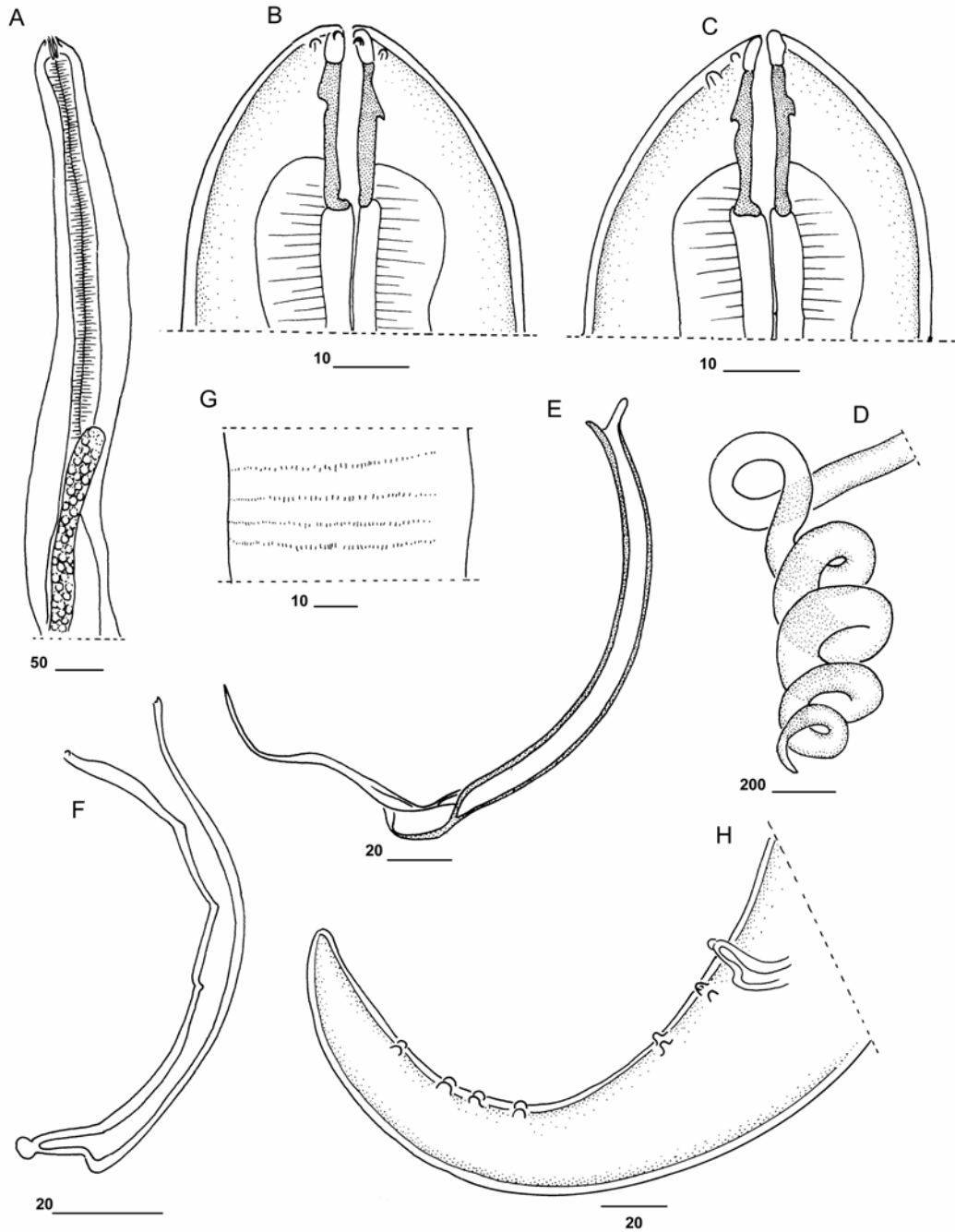


Figura 1.8. A-H: *Litomosoides pardiñasi* n. sp. Macho. A: Región anterior. B, C: Cápsula bucal, vista mediana y lateral. D: Región posterior. E, F: Espícula izquierda y derecha. G: Área rugosa a nivel medio. H: Cola del macho, vista lateral. (A: 50 μm; B, C, G: 10 μm; E, F, H: 20 μm; D: 200 μm)

Grupo "sigmodontis"***Litomosoides oxymyteri* Notarnicola, Bain y Navone, 2000**

Descripción (Figs. 1.9 A-E, 1.10 A-G)

Morfología general (basada en 5 machos y 13 hembras). Extremo anterior aguzado. Cuatro papilas externo-labiales formando un rectángulo aplanado dorsoventralmente, 2 papilas cefálicas ventrales (Fig. 1.10 C). Anfidos salientes. Cavidad bucal tubular, cápsula bucal con un segmento anterior transparente, a nivel medio presenta un engrosamiento anular con los bordes dirigidos hacia atrás. Esófago muscular. Cola bien aguzada tanto en machos como en hembras.

Macho: papilas cloacales con la siguiente distribución: 1 papila precloacal, 1 par adcloacales y 4 pares de papilas postcloacales, 3º par unido en la línea medio ventral (Fig. 1.10 G). Fásmidos pequeños. Espícula izquierda con el mango tan largo como la lámina, la porción anterior de la lámina lleva alas membranosas y la posterior termina en un filamento. Espícula derecha poco cuticularizada, con el extremo distal membranoso, soportado por 2 finas varillas paralelas.

Holotipo: largo 23,3 mm; ancho 160; largo de la cápsula bucal 20 y 8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 360; largo del esófago 750; largo de la cola 240; largo de la espícula izquierda 340; largo de la espícula derecha 90. Radio espicular 3,77. Largo del área rugosa 1.500, extendiéndose desde 2.250 hasta 750 del extremo de la cola; hileras 30 de ancho; distancia entre dos hileras consecutivas cerca de 15. *Paratipos* (n=4): largo $19,3 \pm 3,3$ (15,6-23,6) mm; ancho 148 ± 9 (138-159); largo de la cápsula bucal $21,1 \pm 2$ (18-22,6) y $9,3 \pm 1,7$ (7-10,6) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $372,4 \pm 30$ (351-394); largo del esófago $733,4 \pm 186,8$ (532-980); largo de la cola $205,7 \pm 19,6$ (186-230); largo de la espícula izquierda $293,4 \pm 43,5$ (231-327), mango $133,8 \pm 19,2$ (111-146); largo de la espícula derecha $111,1 \pm 38,8$ (80-167); área rugosa $1.635,5 \pm 39,6$ (1.599-1.679) de largo, extendiéndose $2.371,2 \pm 98,8$ (2.239-2.476) hasta $739 \pm 76,2$ (640-800) del extremo de la cola.

Hembra: vulva posterior a la unión esofágico-intestinal; vagina globular (Fig. 1.9 A). Cola ligeramente curvada ventralmente o recta. En sección transversal posterior a la vulva, los cordones hipodérmicos laterales son anchos (Fig. 1.9 B).

Alotipo: largo 70,5 mm; ancho 275; largo de la cápsula bucal 21 y 8 de diámetro externo; largo del esófago 700; distancia de la vulva al extremo anterior 1.250; largo de la cola 295. *Paratipos* (n=12): largo $64,4 \pm 9,8$ (43-70,8) mm; ancho $269,8 \pm 13,5$ (250-295); largo de la cápsula bucal $20,5 \pm 2$ (17-23,9) y $8,5 \pm 1$ (7-10,6) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $450,1 \pm 33,4$ (400-508); largo del esófago $826,6 \pm 138,8$ (518,7-1.023,3); distancia de la vulva al extremo anterior $1.266 \pm 174,2$ (1.071-1.650); largo de la cola $416,4 \pm 116,9$ (292,6-590).

Microfilaria: vaina presente, cuerpo fusiforme con un gancho cefálico; cola aguzada sin núcleos en el extremo. Medidas basadas en microfilarias uterinas de la hembra alotipo (n=5): largo del cuerpo $91,2 \pm 12,7$ (75-103), ancho 3 a 5.

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Oxymycterus rufus* Fischer (Rodentia: Muridae) macho. Material depositado en CMMLP, Argentina N° 08.IV.97.43. Otros hospedadores: 10.VIII.00.1; 20.XII.00.25; 22.V.02.12; 20.XII.00.26; 20.XII.00.27; 22.V.02.11; 10.VIII.00.3; y en la Colección del Instituto de Limnología Raúl Ringuelet ILPLA N°: 172; 170

Sitio de infección: cavidad torácica y abdominal

Localidad tipo: Punta Lara (34° 47' S, 58° 01' O) Partido de Ensenada, provincia de Buenos Aires, Argentina

Especímenes depositados: holotipo (macho), alotipo (hembra) y 2 paratipos en MNHN, París 313 ES; 16 paratipos en CHMLP, Argentina, N° 4611

Prevalencia e Intensidad media: en 1995, 12/15 (80%) en *O. rufus* de Punta Lara; y 3,6 (1-20)

COMENTARIOS

Litomosoides oxymycteri pertenece al grupo *sigmodontis* (Bain et al. 1989). Quince especies pertenecen a este grupo.

En murciélagos: *Litomosoides hamletti* Sandground, 1934 se diferencia de esta especie por tener el cuerpo más chico, la cola cinco veces más corta y la vulva a nivel del esófago (Sandground, 1934). Los machos de *L. leonilavasquezae* Caballero, 1939 tienen la cola la mitad de corta, la espícula izquierda más chica (209-229 μm) y la derecha con el extremo distal más elongado (Caballero, 1944). *Litomosoides fosteri* Caballero, 1947 tiene la cápsula bucal con dos engrosamientos, las hembras son más chicas y el macho tiene la cola y la espícula derecha más corta (Caballero, 1947). *Litomosoides teshi* Esslinger, 1973 tiene la cápsula bucal con engrosamientos irregulares y asimétricos y la vaina de las microfilarias está adherida al cuerpo (Esslinger, 1973).

L. barretti Muller, 1980, parásito de marsupiales, difiere de *L. oxymycteri* por presentar la espícula derecha sin un talón marcado, con cuatro papilas en la cabeza, papilas cloacales laterales simétricas y microfilarias más cortas (Muller, 1980).

En roedores, las diez especies conocidas difieren de *L. oxymycteri*: *L. ctenomyos* Brant y Gardner, 1997 parásito de *Ctenomys opimus* Wagner, tiene una cápsula bucal gruesa sin engrosamientos y sin papilas en la cabeza (Brant y Gardner, 1997). *Litomosoides hoplomyis* Esslinger, 1973, parásito de dos Echimyidae, tiene el cuerpo la mitad del largo que la nueva especie, la cola mucho más aguzada y las microfilarias un poco más pequeñas (Esslinger, 1973). En múridos, *L. legerae* Bain, Petit y Berteaux, 1980 presenta cuatro papilas labiales y cuatro cefálicas simétricas, ánfidos salientes y una cápsula bucal ancha (Bain et al., 1980). *Litomosoides sigmodontis* Chandler, 1931 tiene una cápsula bucal gruesa e irregular (Bain et al., 1989). *Litomosoides galizai* Bain, Petit y

Diagne, 1989 presenta un número reducido de papilas de la cabeza, la cápsula bucal es más larga y los cordones hipodérmicos laterales más delgados (Bain et al., 1989). La cápsula bucal de *L. chagasfilhoi* Moraes Neto, Lanfredi y De Souza, 1997 presenta un engrosamiento poco pronunciado (Fig. 1.9 F) y las microfilarias son más largas; mientras que las de *L. esslinger* (Esslinger, 1973) son más cortas (media de 72 vs 91,2 μm) (Esslinger, 1973). Estas dos últimas especies presentan los cordones hipodérmicos delgados. Además, ninguna de las cinco especies mencionadas arriba, presentan un par de papilas unidas en la línea medio ventral. *Litomosoides kohnae* Bain, Petit y Diagne, 1989 presenta un engrosamiento anular en la cápsula bucal con los bordes rectos, la vulva está localizada posteriormente y las microfilarias son más pequeñas (55-62 μm) (Bain et al., 1989). El extremo anterior de las hembras de *L. patersoni* (Mazza, 1928) está curvado ventralmente, la cola es aguzada y las espículas son más chicas (125 y 50 vs 340 y 90 μm respectivamente), mientras que *L. circularis* (Linstow, 1899) presenta la espícula izquierda más corta y la derecha más larga (260 y 190 μm).

Finalmente, las cinco especies que parasitan murciélagos, en las cuales el macho no se conoce, también difieren de *L. oxymycteri* por la forma de la cápsula bucal y de la microfilaria.

Otros hospedadores y localidades

Litomosoides oxymycteri ha sido hallada en la cavidad torácica y abdominal de *Oxymycterus rufus* de la localidad de Otamendi, Partido de Campana, provincia de Buenos Aires (34° 09' S 58° 57' O). Se observó una prevalencia de 23/39 individuos (53,8%) y una intensidad media de 14,8 (1-185), durante 1995.

Macho (n=12): largo 18,4 \pm 2,7 (14,1-24,3) mm; ancho 126 \pm 16 (105-143); largo de la cápsula bucal 18,9 \pm 2,3 (15-21) y 5,7 \pm 0,9 (4,5-7,5) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 342 \pm 287 (216-360); largo del esófago 641,5 \pm 108 (480-825); largo de la cola 146 \pm 13 (132-171); largo de la espícula izquierda 260 \pm 38 (192-315), mango 113 \pm 23 (72-150); largo de la espícula derecha 77 \pm 10 (66-105).

Hembra (n=16): largo 46,3 \pm 14,3 (28,6-74,6) mm; ancho a nivel de la vulva 121,4 \pm 11,5 (102-135); largo de la cápsula bucal 20 \pm 1,6 (18-24) y 6,8 \pm 0,9 (6-9) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 365 \pm 43 (309-477); largo del esófago 759,8 \pm 102 (576-946); distancia de la vulva al extremo anterior 1.002 \pm 101 (876-1.157); largo de la cola 299,8 \pm 92 (189-603).

Microfilaria: medidas basadas en microfilarias uterinas (n=10): largo del cuerpo 84,6 \pm 8,8 (69-99), ancho 5 \pm 1,1 (3-6).

Para la localidad de Hudson, Partido de Berazategui, provincia de Buenos Aires (34° 45' S 58° 06' O) se registró en la cavidad torácica y abdominal de *Oxymycterus rufus* (CMMLP N°: 08.IV.97.40;

08.IV.97.38; 08.IV.97.33; 08.IV.97.28; 26.V.99.8; 08.IV.97.29; 08.IV.97.34; 08.VIII.00.3; 08.IV.97.27; 08.IV.97.23; 08.IV.97.37) con una prevalencia de 15/30 individuos (50%) e intensidad media de 16 (1-206), el 20 de septiembre de 1995.

Macho (n=10): largo $20,5 \pm 3,1$ (16,9-24,8) mm; ancho 117 ± 11 (108-144); largo de la cápsula bucal $19,5 \pm 2,3$ (16,5-24) y $6,6 \pm 0,7$ (6-7,5) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 348 ± 60 (279-423); largo del esófago 665 ± 77 (555-771); largo de la cola 179 ± 20 (159-216); largo de la espícula izquierda 294 ± 32 (261-351), mango 136 ± 13 (120-156); largo de la espícula derecha 82 ± 10 (69-105).

Hembra (n=11): largo $56,1 \pm 3,3$ (50,3-60,7) mm; ancho a nivel de la vulva $123,3 \pm 21,9$ (102-177); largo de la cápsula bucal $21 \pm 1,1$ (19,5-24) y $7,6 \pm 1,2$ (6-9) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 327 ± 54 (234-390); largo del esófago 675 ± 61 (600-786); distancia de la vulva al extremo anterior 1.264 ± 579 (909-2.838); largo de la cola 362 ± 95 (240-555).

Microfilaria: medidas basadas en microfilarias uterinas (n=10): largo del cuerpo $78,6 \pm 9,7$ (70,2-101,4), ancho $4,3 \pm 0,5$ (3,9-5,2).

Para la Estancia San Juan Poriahú, Loreto, Departamento de San Miguel, provincia de Corrientes (27° 42' S 57° 11' O) se registró en la cavidad abdominal de un *Oxymycterus rufus*, el 23 de septiembre de 1999.

Macho: largo 20,54 mm; ancho 108; largo de la cápsula bucal 20; largo del esófago 678; largo de la cola 150; largo de la espícula izquierda 240, mango 90; largo de la espícula derecha 60; área rugosa 1.140, extendiéndose desde 1.590 hasta 450.

Hembra: largo 44,715 mm; ancho 177; largo de la cápsula bucal 15; largo del esófago 690; distancia de la vulva al extremo anterior 1176; largo de la cola 255.

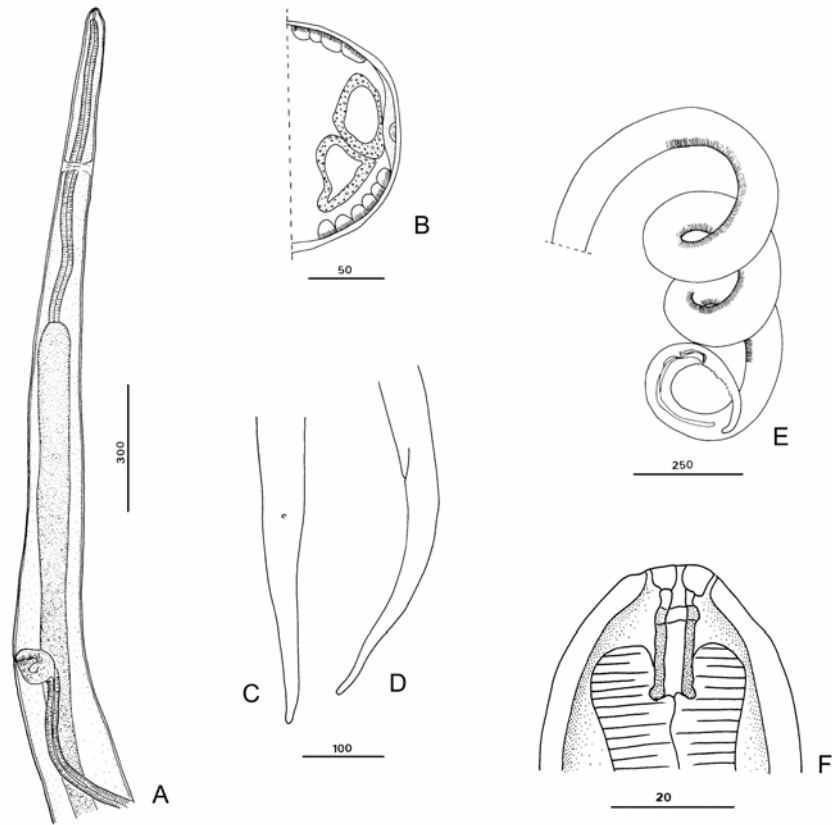


Figura 1.9. A-E: *Litomosoides oxymycteri*. **F:** *Litomosoides chagasfilhoi* Moraes Neto, Lanfredi y De Souza, 1997. A: Región anterior de la hembra. B: Corte transversal posterior a la vulva. C, D: Cola de la hembra vista ventral y lateral. E: Región posterior del macho. F: Cápsula bucal. (A: 300 μ m; B: 50 μ m; C, D: 100 μ m; E: 250 μ m; F: 20 μ m).

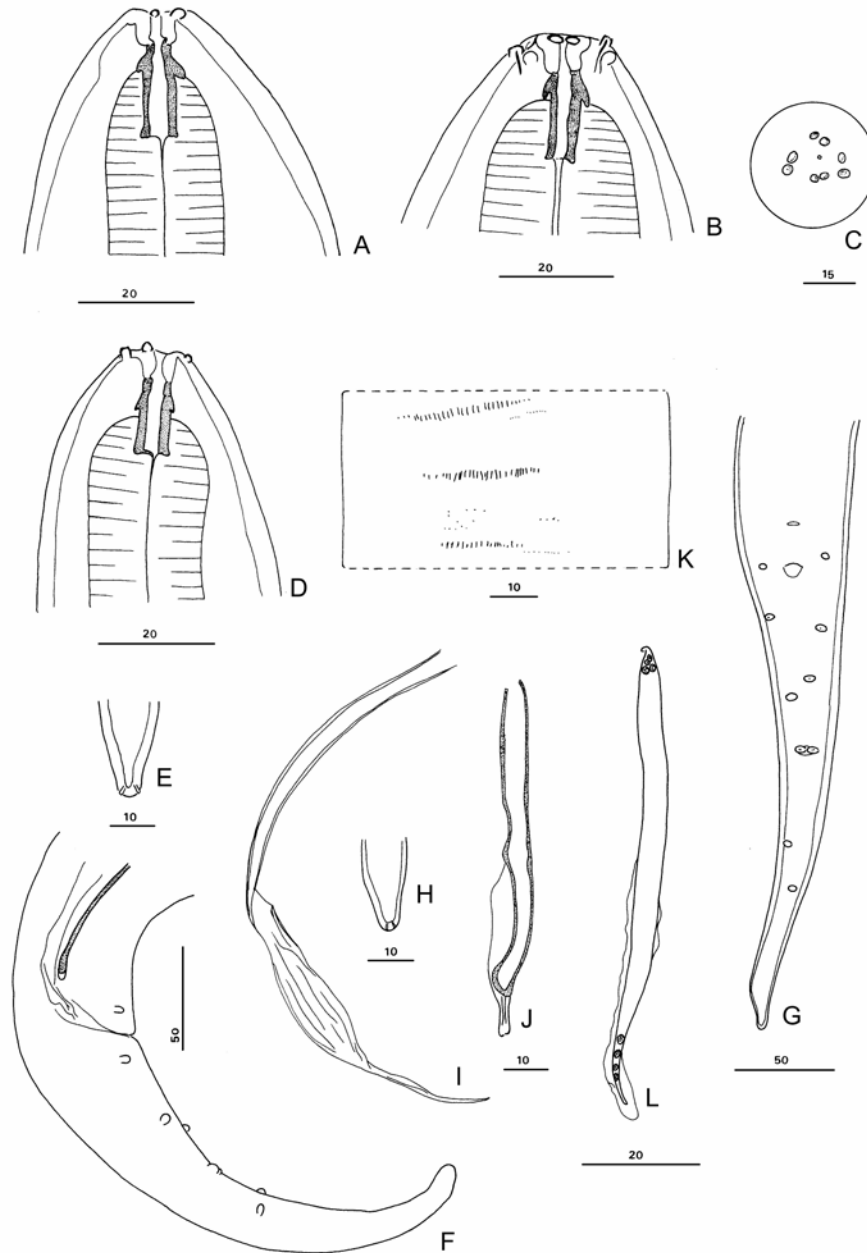


Figura 1.10. A-L: *Litomosoides oxymycteri*. A, B, C: Cápsula bucal de la hembra, vista lateral, mediana y apical. D: Cápsula bucal del macho, vista lateral. E: Extremo posterior de la hembra. F, G: Cola del macho, vista lateral y ventral. H: Extremo posterior del macho. I, J: Espícula izquierda y derecha. K: Área rugosa a nivel medio. L: Microfilaria uterina. (A, B, D, L: 20 μ m; E, J, K, H: 10 μ m; F, G, I: 50 μ m; C: 15 μ m).

***Litomosoides anguyai* Notarnicola, Bain y Navone, 2002**

Descripción (Figs. 1.11 A-J; 1.12 A-F; 1.13 A-E)

Morfología general (basada en 12 machos y 20 hembras). Machos 1/3 de largos que las hembras. Extremidad cefálica atenuada. Boca pequeña. Anfidos salientes. Disposición de las papilas de la cabeza: 4 papilas externo-labiales formando un rectángulo orientado dorsoventralmente, rodeando la cápsula bucal (Fig. 1.11 B), 2 papilas cefálicas ventrales cercanas a los anfidos. Cavidad bucal tubular, ensanchándose levemente hacia la parte posterior. Cápsula bucal con un segmento anterior transparente y los 2/3 posteriores fuertemente cuticularizados. La pared presenta un engrosamiento asimétrico en la parte media con los bordes dirigidos hacia atrás. Esófago no diferenciado o levemente diferenciado en una porción posterior glandular. Cola atenuada en ambos sexos. Apéndices caudales bien desarrollados en las hembras.

Macho: región posterior enrollada (Fig. 1.12 D). Espícula izquierda constituida por un mango más corto que la lámina; la lámina lleva alas membranosas en la parte proximal y un filamento en la parte distal. Espícula derecha poco cuticularizada, con el extremo distal membranoso presentando 2 varillas paralelas. Papilas cloacales conspicuas con la siguiente distribución: 1 par de papilas precloacales, 1 par de papilas adcloacales y 3 a 4 pares de papilas postcloacales (Fig. 1.13 A). El área rugosa comienza anterior a la cloaca y está compuesta por hileras transversales de crestas longitudinales.

Holotipo: largo 21,61 mm; ancho 150; largo de la cápsula bucal 18 y 8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 360; largo del esófago 516; largo de la cola 174; largo de la espícula izquierda 240, mango 104; largo de la espícula derecha 91. Radio espicular 2,63. Largo del área rugosa 1.803, extendiéndose desde 2.313 hasta 510 del extremo de la cola; crestas de 1,5-2,5 de largo, entre 25-42 de ancho; distancia entre dos hileras consecutivas entre 5-13. *Paratipos* (n=4): largo $19,4 \pm 0,42$ (19,1-19,8) mm; ancho $139,3 \pm 10,9$ (133-152); largo de la cápsula bucal $18,7 \pm 1,7$ (17-21) y $7,3 \pm 0,5$ (7-8) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $435,3 \pm 44,4$ (403-486); largo del esófago $733,5 \pm 85$ (639-815); largo de la cola $196 \pm 15,4$ (178-214); largo de la espícula izquierda $335 \pm 28,2$ (303-370), mango $169,2 \pm 11,3$ (160-185); largo de la espícula derecha $83,2 \pm 3,4$ (80-88); área rugosa $1.579,7 \pm 93,4$ (1.500-1.715) de largo, extendiéndose $2.066 \pm 99,3$ (1.979-2.170) hasta $478,7 \pm 107,6$ (417-640) del extremo de la cola.

Hembra: vulva localizada posterior a la unión esofágico-intestinal; vagina globular. Ovíjtor enroscado (Fig. 1.11 E). Cola levemente curvada ventralmente o recta, extremo con apéndices caudales (Fig. 1.11 H). En sección transversal posterior a la vulva, los cordones laterales son pequeños y pedunculados (Fig. 1.11 I).

Alotipo: largo 61,75 mm; ancho 267; largo de la cápsula bucal 23 y 7 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 368; largo del esófago 773; distancia de la vulva al extremo anterior 1.389; largo de la cola 373. *Paratipos* (n=11): largo $60,15 \pm 5,5$ (53,6-69,1) mm; ancho $261,2 \pm 45,4$ (150-304); largo de la cápsula bucal $21,7 \pm 1,4$ (20-24) y $7,5 \pm 1,1$ (6-9) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $433,8 \pm 76,3$ (309-554); largo del esófago

765,6 ± 104,4 (624-943); distancia de la vulva al extremo anterior 1.314 ± 136,1 (1.093-1.599); largo de la cola 345,9 ± 49,4 (272-458).

Microfilaria: vaina presente, cuerpo fusiforme con un gancho cefálico; cola aguzada sin núcleos en el extremo. Medidas basadas en microfilarias uterinas de dos hembras paratipos (n=12): largo del cuerpo 95,3 (80-112), ancho 3,9 (3,5-4,2).

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Oxymycterus misionalis* Sanborn (Rodentia: Muridae) macho. Material depositado en CMMLP, Argentina, N°. 5.I.01.3

Sitio de infección: cavidad abdominal

Localidad tipo: Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú (27° 05' 15" S, 54° 57' 09" O), Departamento de Cainguaés y Libertador General San Martín, provincia de Misiones, Argentina

Especímenes depositados: holotipo (macho), alotipo (hembra), 10 paratipos en CHMLP, Argentina, N°: 4842, 4843 y 4844, respectivamente; 4 paratipos en MNHN, París, N° 223HS

Prevalencia e Intensidad media: 2/3 hospedadores parasitados (66,6% prevalencia); 15,5 (14-17) parásitos por hospedador, 22 de julio de 1999

El otro espécimen parasitado fue un *O. misionalis* macho, depositado en CMMLP N°. 5.I.01.2. Las filarias también fueron halladas en la cavidad abdominal y los datos morfométricos fueron los siguientes:

Macho (n=6): largo 22,83 ± 2,2 (21,3-27,4) mm; ancho 126,6 ± 10,3 (114-139); largo de la cápsula bucal 18 ± 2 (15-21) y 6,9 ± 0,6 (6-8) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 335 ± 44,9 (279-389); largo del esófago 575,6 ± 97,5 (456-703); largo de la cola 186,2 ± 13,2 (168-199); largo de la espícula izquierda 295,2 ± 39,2 (244-331), mango 144,7 ± 35,2 (102-188); largo de la espícula derecha 75,6 ± 7,3 (64-84); área rugosa 1.694,2 ± 91,9 (1.530-1.740) de largo, extendiéndose 2.205,4 ± 153,9 (2.040-2.370) hasta 511 ± 123,4 (305-630) del extremo de la cola.

Hembra (n=8): largo 63,1 ± 9,7 (48,7-74) mm; ancho 244,2 ± 20,1 (110-264); largo de la cápsula bucal 20,1 ± 2 (17-23) y 7,7 ± 0,9 (6-9) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 453 ± 67,9 (390-555); largo del esófago 727,2 ± 257,8 (252-975); distancia de la vulva al extremo anterior 1.463,1 ± 222,7 (1.200-1.820); largo de la cola 465,1 ± 162,8 (336-767).

COMENTARIOS

Litomosoides anguyai pertenece al grupo *sigmodontis*, según Bain et al. (1989).

Las ocho especies que parasitan murciélagos se diferencian de *L. anguyai*: *L. hamletti* tiene el cuerpo más corto, una cola tres veces más corta en ambos sexos, una cápsula bucal delgada y diferente en forma y la vulva a nivel del esófago (Sandground, 1934). *L. leonilavasquezae* es una

especie de pequeño tamaño con la cápsula bucal más corta, la espícula derecha es más larga y la cola corta y redondeada en ambos sexos (Caballero, 1947). *Litomosoides fosteri* presenta una cápsula bucal delgada, un mayor número de papilas cloacales en el macho y la cola redondeada en la hembra (Caballero, 1947). Las hembras de *L. teshi* son más largas que las de nuestros especímenes y la cápsula bucal presenta engrosamientos irregulares y una protuberancia dorsal (Esslinger, 1973).

Las cinco especies parásitas de murciélagos que no pueden ser ubicadas en el grupo *carinii* o *sigmodontis* debido a que el macho se desconoce, también se diferencian de *L. anguyai*. *Litomosoides artibel* tiene una cápsula bucal sin engrosamientos anulares, la vulva está localizada más anterior que en nuestros ejemplares y la microfilaria es delgada con núcleos terminales en la cola (Esslinger, 1973). *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938) lleva una cápsula bucal con paredes delgadas. En *L. solaris* la vulva se abre al nivel del esófago y la cola es redondeada (Guerrero, et al., 2002). Las microfilarias de *L. colombiensis* son más largas (media de 125 vs 95 μm) y tienen un núcleo terminal alargado en la cola, mientras que las de *L. caliensis* son más cortas (53-65 μm) y con núcleos terminales redondos (Esslinger, 1973).

L. barretti, que parasita marsupiales, difiere de *L. anguyai* por la forma de las espículas: “espícula izquierda con una porción filamentosa distal; espícula derecha más larga y no espatulada” según Muller (1980) y con cuatro papilas en la cabeza y microfilarias más chicas (media de 67 vs 95 μm).

Litomosoides anguyai también puede diferenciarse de las once especies que parasitan a roedores:

En Ctenomyidae: *L. ctenomyos* tiene una cápsula bucal más ancha con la cavidad irregular, carece de papilas en la cabeza y las microfilarias son más cortas y anchas (Brant y Gardner, 1997). En Echimyidae: *L. hoplomyis* es una especie más chica, con una cápsula bucal delgada, la cola en ambos sexos es más atenuada y las microfilarias son más cortas, llevando núcleos terminales en el extremo de la cola (Esslinger, 1973).

En Muridae: *L. circularis* tiene una espícula derecha más larga y la cavidad bucal más ancha (Linstow, 1899). *L. esslingeri* exhibe una cápsula bucal irregular, las microfilarias son más cortas (65-77 vs 80-112 μm) y con una vaina conspicua (Esslinger, 1973). La cápsula y cavidad bucal de *L. sigmodontis* es irregular y los ánfidos no son salientes (Bain et al., 1989). Las hembras de *L. patersoni* presentan el extremo anterior curvado y las espículas en los machos son más chicas (125 y 50 vs 240 y 91 μm , respectivamente) (Mazza, 1928). La cápsula bucal de *L. galizai* es más larga y con paredes delgadas, los cordones laterales hipodérmicos son más gruesos y además cuenta con un número reducido de papilas en la cabeza y una microfilaria más corta (52-75 vs 80-112 μm) (Bain et al., 1989). Las hembras de *L. kohnae* exhiben una cola curvada dorsalmente, la vulva se abre más atrás que en nuestros especímenes, las papilas cloacales están protruídas y las microfilarias son más cortas (55-62 μm) (Bain et al., 1989). En *L. chagasfilhoi* las hembras son más largas y las microfilarias más cortas (media 77,8 vs 95 μm) y con la cola poco aguzada (Moraes Neto et al., 1997). Estas tres últimas especies exhiben una cápsula bucal con un engrosamiento anular simétrico, ánfidos no salientes y una diferente disposición y número de papilas cloacales.

Litomosoides legerae, un parásito de *Oxymycterus quaestor* en Brasil y *L. oxymycteri* Notarnicola, Bain y Navone, 2000 de *O. rufus* en Argentina se asemejan a *L. anguyai* por presentar ánfidos salientes, pero se diferencian en las siguientes características: *L. legerae* porta cuatro papilas cefálicas, una cápsula y cavidad bucal irregular, el esófago en las hembras es más largo, la espícula izquierda lleva un ala lateral y las microfilarias son más cortas y anchas (80-83 y 4,5-5 vs una media de 95 y 3,9 μm , respectivamente) (Bain et al., 1980). Mientras que *L. oxymycteri* tiene una cápsula bucal con un engrosamiento anular simétrico, los machos presentan una papila precloacal, el tercer par de papilas postcloacales se localiza en la línea medio ventral y las microfilarias tienen una cola no atenuada (Notarnicola et al., 2000).

Todas las especies que parasitan a roedores múridos mencionadas anteriormente, carecen del par de papilas precloacales en el macho y de apéndices caudales bien desarrollados en las hembras.

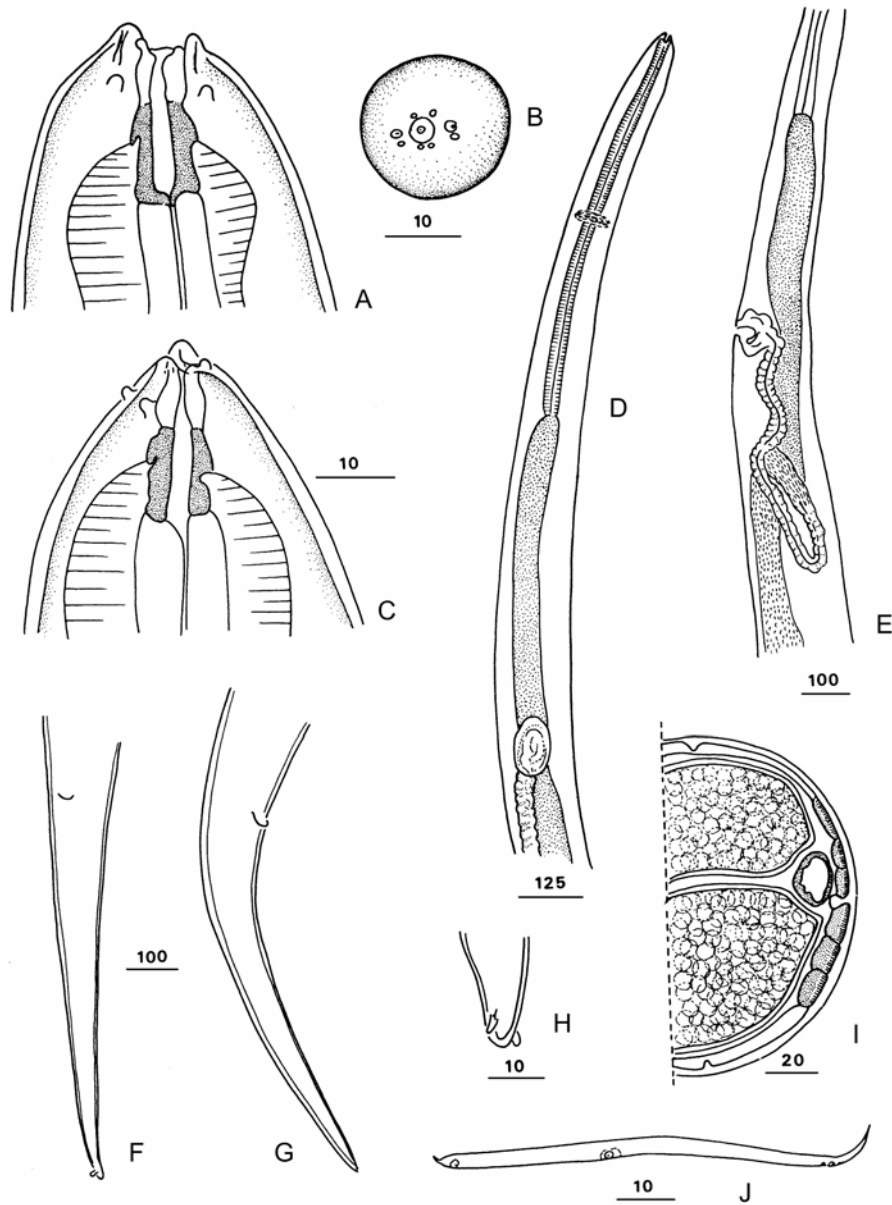


Figura 1.11. A-J: *Litomosoides anguyai*. Hembra. A, B, C,: Cabeza, vista mediana, apical y lateral. D: Región anterior de la hembra. E: Detalle de la vulva y ovijector. F, G: Cola, vista ventral y lateral. H: Detalle del extremo posterior. I: Corte transversal posterior a la vulva. J: Microfilaria uterina. (A, B, C, H, J: 10 µm; E, F, G: 100 µm; D: 125 µm; I: 20µm)

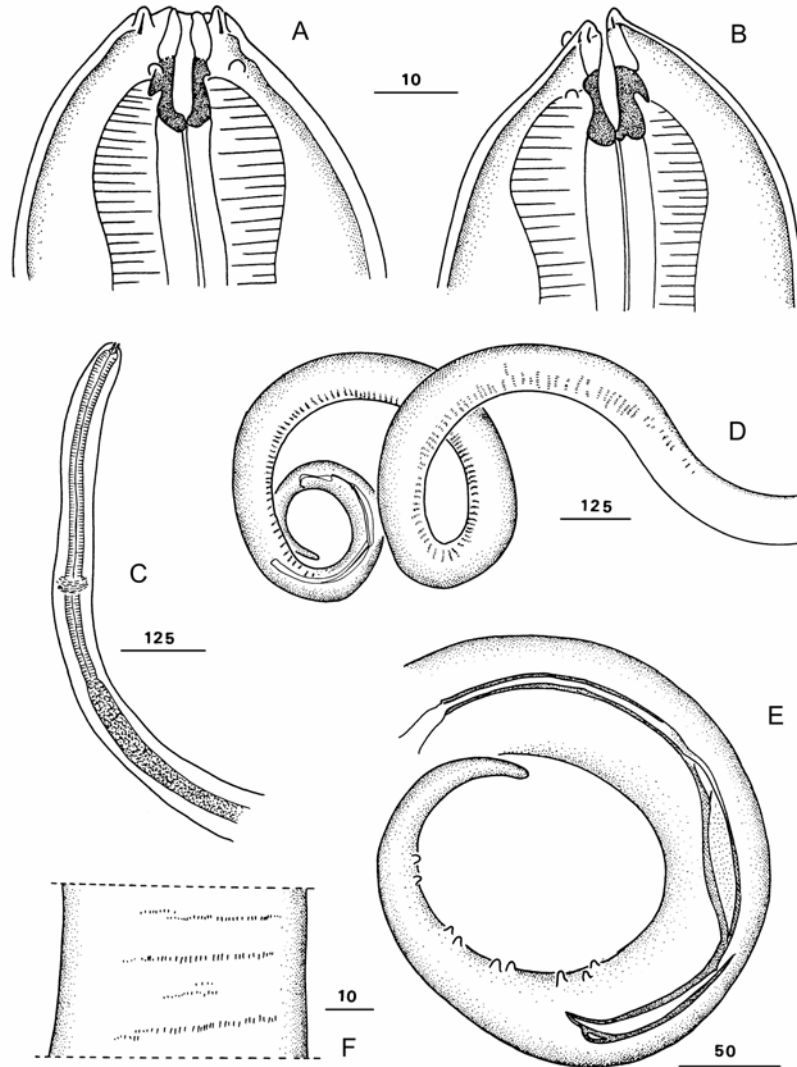


Figura 1.12. A-F: *Litomosoides anguyai*. Macho. A, B: Cápsula bucal, vista mediana y lateral. C: Región anterior. D: Región posterior. E: Cola del macho, vista lateral. F: Área rugosa a nivel medio. (A, B, F: 10 μm ; C, D: 125 μm ; E: 50 μm)

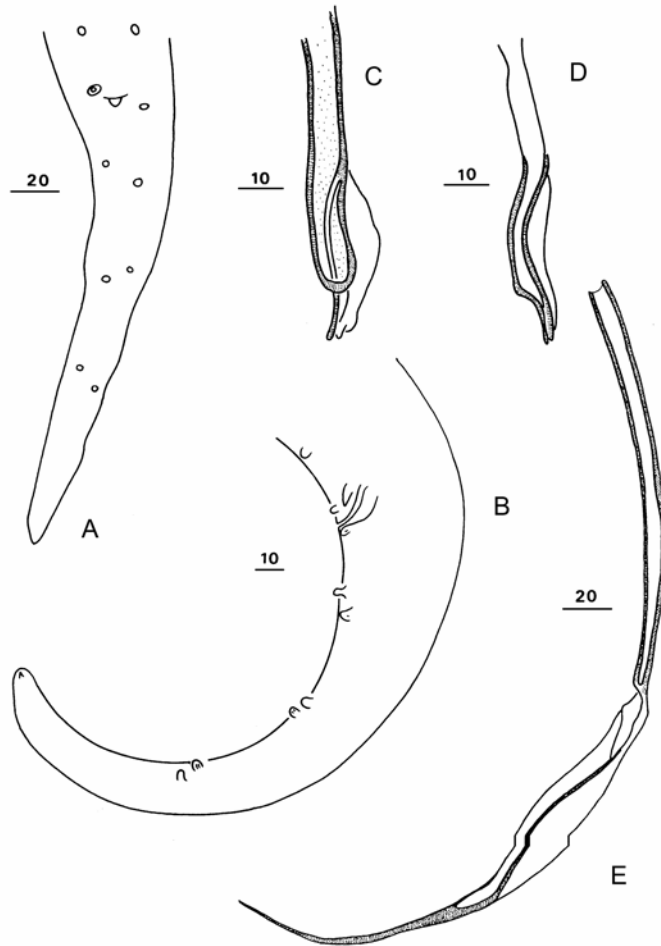


Figura 1.13. A-E: *Litomosoides anguyai*. Macho. A, B: Cola del macho, vista ventral y lateral. C, D: Espícula derecha, vista dorsal y lateral. E: Espícula izquierda. (A, E: 20 µm; B, C, D: 10 µm)

***Litomosoides navonae* n. sp.**

Descripción (Figs. 1.14 A-J; 1.15 A-I)

Morfología general (basada en 13 machos y 22 hembras). Machos 1/3 del largo de las hembras. Extremo anterior robusto. Extremidad cefálica redondeada. Disposición de las papilas de la cabeza: 4 papilas externo-labiales formando un rectángulo orientado dorsoventralmente, rodeando la cápsula bucal, 1 papila cefálica ventral izquierda (Fig. 1.14 B). Anfidos levemente salidos. Cápsula bucal desplazada ventralmente del eje central, levemente invaginada, la región anterior con un segmento transparente y la posterior bien cuticularizada. La pared externa presenta engrosamientos irregulares. La cavidad bucal es tubular, con forma de botella. Esófago con la porción glandular posterior bien diferenciada de la porción muscular. Cola aguzada en ambos sexos.

Macho: la región posterior se adelgaza antes de enrollarse en 3 a 4 vueltas (Fig. 1.15 C). Espícula izquierda constituida por un mango más corto que la lámina; lámina llevando alas membranosas en la parte proximal y un filamento en la parte distal. Espícula derecha poco cuticularizada, con el extremo distal membranoso presentando 2 varillas paralelas. Apertura cloacal levemente protruída; en vista ventral se observa un anillo engrosado rodeando la cloaca. Papilas caudales conspicuas, 1 par de papilas adcloacales y 5 a 6 pares de papilas postcloacales (Fig. 1.15 E). El área rugosa comienza anterior a la cloaca y se extiende en la zona enroscada, se compone de hileras transversales de crestas longitudinales.

Holotipo: largo 15,27 mm; ancho 150; largo de la cápsula bucal 19 y 8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 381; largo del esófago 459; largo de la cola 240; largo de la espícula izquierda 260, mango 155; largo de la espícula derecha 85. Radio espicular 3,05. Largo del área rugosa 800, extendiéndose desde 2.415 hasta 615 del extremo de la cola; crestas 1-2 de largo, entre 25-40 de ancho; distancia entre dos hileras consecutivas entre 7-11. *Paratipos* (n=12): largo $22,2 \pm 2,1$ (19,1-25,6) mm; ancho $143,8 \pm 12,6$ (126-164); largo de la cápsula bucal $18,9 \pm 1,7$ (16-21) y $8,4 \pm 1$ (7-10) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $416 \pm 77,5$ (309-550); largo del esófago $577 \pm 107,7$ (420-760); largo de la cola $213 \pm 26,2$ (177-248); largo de la espícula izquierda $304 \pm 44,7$ (240-370), mango $136 \pm 31,4$ (100-190); largo de la espícula derecha $94,5 \pm 10,6$ (85-120); área rugosa $2.065 \pm 341,4$ (1.530-2.700) de largo, extendiéndose $2.762 \pm 333,7$ (2.253-3.400) hasta 689 ± 114 (483-831) del extremo de la cola.

Hembra: vulva posterior a la unión esofágico-intestinal; vagina globular (Fig. 1.14 I). Primer parte del ovijector dirigido hacia atrás y en algunos especímenes se curva y se dirige anterior a la vulva. Cola ligeramente curvada ventralmente. Fámidos paralelos o divergentes. En sección transversal posterior a la vulva, los cordones laterales presentan una forma cuadrangular (Fig. 1.14 E).

Alotipo: largo 64,02 mm; ancho 276; largo de la cápsula bucal 22 y 9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 384; largo del esófago 702; distancia de la vulva al extremo anterior 1.227; distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal 525; largo de la cola 456. *Paratipos* (n=21): largo $64,84 \pm 8,9$ (44,88-72,13) mm; ancho $269 \pm 37,5$ (195-328); largo de la cápsula bucal

22,5 ± 2,2 (20-28) y 9,7 ± 0,8 (8-11) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 469 ± 65,4 (372-600); largo del esófago 733 ± 107,4 (552-980); distancia de la vulva al extremo anterior 1.359 ± 218,1 (987-1.800); distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal 600 ± 196,2 (270-1000); largo de la cola 600 ± 121,2 (440-856).

Microfilaria: vaina presente, más larga que el cuerpo, con el extremo posterior aguzado, espacio posterior notoriamente más grande que el espacio cefálico; cuerpo fusiforme, con un gancho cefálico; cola aguzada sin núcleos en el extremo. Medidas basadas en microfilarias uterinas de 2 hembras paratipos (n=7): largo del cuerpo 70 ± 7,1 (62-85), ancho 3,8 ± 0,3 (3,5-4,5), largo de la vaina 81 (75-92). Microfilarias sanguíneas (n=9): largo del cuerpo 68 ± 2 (65-72), ancho 4,2 ± 0,4 (4-5).

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Nectomys squamipes* (Brands) (Rodentia: Muridae), depositado en CMMLP, Argentina, N°: 16.VIII.02.6. Otros hospedadores en CMMLP: 16.VII.02.2; 16.VII.02.6 y los N° de campo: C137; CP02; CP006.

Sitio de infección: Cavidad abdominal

Localidad tipo: Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú (27° 05' 15" S, 54° 57' 09" O), Departamento de Caingúas y Libertador General San Martín, provincia de Misiones, Argentina

Prevalencia e Intensidad: 6/10 parasitados (60%); 6,5 (1-13) intensidad media, 22 de julio de 1999, 15 de marzo y 17 de septiembre de 2000

Etimología: dedicada a la Dra. Graciela T. Navone, por su dedicación y apoyo brindado en el estudio de estos parásitos

COMENTARIOS

Litomosoides navonae n. sp. pertenece al grupo *sigmodontis* según Bain et al. (1989) y puede ser diferenciada del resto de las especies de este grupo.

En murciélagos: *L. hamletti* se diferencia de la nueva especie porque los especímenes son más chicos, con una cápsula bucal de paredes delgadas, la cola de ambos sexos es corta, difiere en el número de papilas cloacales y la vulva se localiza a la altura del esófago (Sandground, 1934). *Litomosoides leonilavazquezae* presenta espículas más cortas, la cápsula bucal es gruesa, con la luz irregular y las microfilarias son más cortas. *Litomosoides fosteri* presenta una cápsula bucal más chica y diferente en forma, al igual que la de *L. teshi*, que presenta una protuberancia dorsal y las microfilarias son más largas (Caballero, 1947; Esslinger, 1973).

Litomosoides navonae n. sp. también se puede diferenciar de las cinco especies parásitas de murciélagos que no pueden ser asignadas al grupo *carinii* o *sigmodontis*. *Litomosoides solari* presenta un esófago muscular, la vulva anterior a la unión esofágico-intestinal, cola redondeada y una microfilaria con el extremo posterior abruptamente atenuado (Guerrero et al., 2002); *L. artibeii* se diferencia por presentar una cápsula bucal más larga con un engrosamiento en la parte anterior y las microfilarias son más largas (Esslinger, 1973) y *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938) presenta una

cápsula bucal más corta. Las microfilarias de *L. colombiensis* son de mayor tamaño y el núcleo terminal de la cola es alargado, mientras que las de *L. caliensis* son más chicas y con un extremo posterior más ensanchado (Esslinger, 1973).

En marsupiales: *L. barretti* presenta diferente arreglo de las papilas de la cabeza, la luz de la cápsula bucal más ancha y las papilas caudales del macho están distribuidas en forma simétrica (Muller, 1980).

En Roedores: *L. ctenomyos* tiene una cápsula bucal gruesa y con las paredes irregulares, reducción de las papilas de la cabeza y el esófago muscular, que permiten diferenciarla de *L. navonae* n. sp. (Brant y Gardner, 1997). Los especímenes de *L. hoplomyis* son de pequeño tamaño, con una cápsula bucal de paredes delgadas y espículas más cortas, mientras que los de *L. circularis* presentan la cola y la espícula derecha más larga (Esslinger, 1973; Linstow, 1899). En *L. kohnae* la cápsula bucal es más chica, el esófago es muscular y la vulva se localiza más atrás que en la nueva especie (Bain et al., 1989). La espícula derecha y las microfilarias de *L. patersoni* son más cortas, mientras que el esófago de *L. esslingeri* es más corto y la cápsula bucal presenta paredes muy irregulares (Mazza, 1928; Esslinger, 1973). *Litomosoides galizai* se diferencia por presentar un arreglo diferente de las papilas de la cabeza y las cloacales (Bain et al., 1989). *Litomosoides navonae* n. sp. se diferencia de *L. chagasfilhoi*, *L. legerae*, *L. oxymycteri* y de *L. anguyai* porque estas especies presentan un esófago muscular y las microfilarias son más largas. Además, los especímenes de *L. chagasfilhoi* llevan dos papilas cefálicas dorsales (Moraes Neto et al., 1997); en *L. legerae* presentan el set completo de papilas labiales y cefálicas y tienen una cápsula bucal con dos anillos (Bain et al., 1980) y en *L. oxymycteri* tienen dos papilas cefálicas dorsales y una papila precloacal (Notarnicola et al., 2000). En *L. anguyai* la espícula derecha es más corta (media de 83 vs 94,5), dos papilas cefálicas ventrales, un par de papilas precloacales y la cola tiene apéndices digitiformes (Notarnicola et al., 2002).

Litomosoides navonae n. sp. se asemeja a *L. sigmodontis* por la forma de la cápsula bucal, la cola en ambos sexos es aguzada y por la presencia de una vaina en la microfilaria más grande que el cuerpo. Pero hay diferencias en la disposición de las papilas de la cabeza: *L. sigmodontis* presenta dos papilas cefálicas ventrales y el esófago es muscular (Bain et al., 1989).

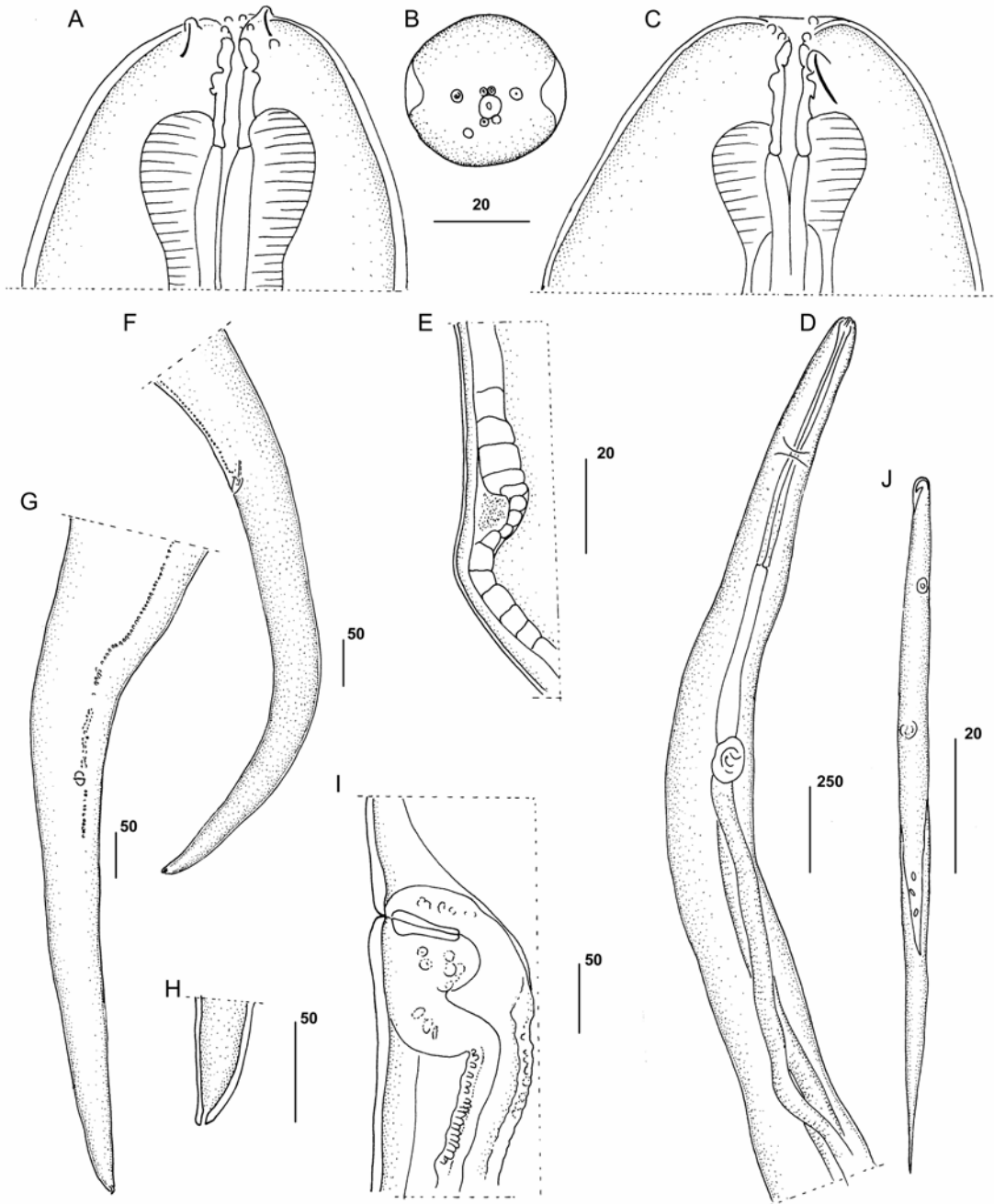


Figura 1.14. A-J: *Litomosoides navonae* n. sp. Hembra. (Hospedador: *Nectomys squamipes*) A, B, C,: Cabeza, vista mediana, apical y lateral. D: Región anterior de la hembra. E: Corte transversal posterior a la vulva, detalle del cordón hipodérmico lateral. F: Detalle de la vulva. G, H: Cola, vista lateral y ventral. I: Detalle del extremo posterior. J: Microfilaria uterina. (A, B, C, E, J: 20 µm; F, G, H, I: 50 µm; D: 250 µm)

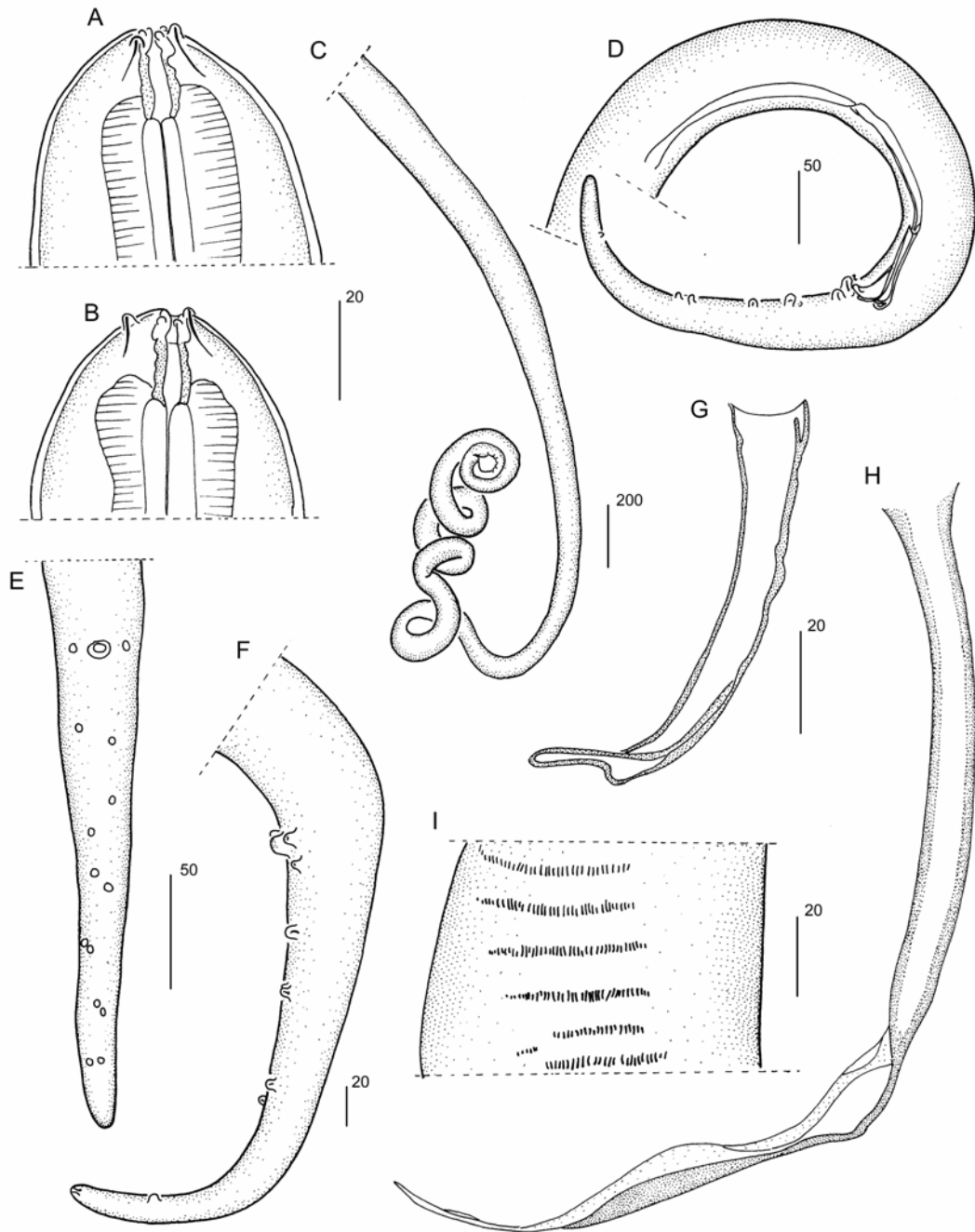


Figura 1.15. A-I: *Litomosoides navonae* n. sp. Macho. (Hospedador: *Nectomys squamipes*). A, B: Cápsula bucal, vista lateral y mediana. C: Región posterior. D: Cola del macho. E, F: Cola, vista ventral y lateral. G: Espícula derecha. H: Espícula izquierda. I: Área rugosa a nivel medio. (A, B, G, H, I: 20 µm; D, E, F: 50 µm; C: 200 µm)

Otros hospedadores y localidades (Figs. 1.16 A-I; 1.17 A-K)

Litomosoides navonae n. sp. también fue encontrada en *Oligoryzomys chacoensis* (Myers y Carleton), *Holochilus chacarius* Thomas y *Akodon azarae bibiana* (Fisher) en las cercanías del Arroyo Bellaco, Las Coloradas, Formosa (26° 14' 09" S; 59° 07' 04" O), el 13 de septiembre de 2001.

En un macho de *Oligoryzomys chacoensis* (N° de campo UP185, depositado en CMMLP) se observaron en la cavidad torácica y abdominal con una prevalencia de 1/15 hospedadores parasitados (6,6%) e intensidad de 16. Las medidas son las siguientes:

Macho (n=8): largo $24,25 \pm 2,5$ (20,56-28) mm; ancho $149 \pm 13,2$ (128-165); largo de la cápsula bucal $17,4 \pm 1,2$ (16-19) y $7,5 \pm 0,7$ (6-8) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $365 \pm 121,6$ (144-480); largo del esófago $590 \pm 111,3$ (432-750); largo de la cola $232 \pm 25,4$ (210-280); largo de la espícula izquierda $300 \pm 40,2$ (260-375), mango $134 \pm 19,2$ (100-160); largo de la espícula derecha $85,5 \pm 4,1$ (80-90); área rugosa $1.659 \pm 223,7$ (1.260-1.880) de largo, extendiéndose 2.405 ± 214 (1.944-2.650) hasta $745 \pm 162,5$ (564-1.059) del extremo de la cola.

Hembra (n=9): largo $59,30 \pm 9,4$ (50,6-72,6) mm; ancho $251 \pm 30,6$ (195-285); largo de la cápsula bucal $20,8 \pm 1,9$ (18-23) y $9 \pm 1,11$ (8-11) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $458 \pm 69,2$ (360-560); largo del esófago 791 ± 113 (580-920); distancia de la vulva al extremo anterior $1.817 \pm 249,1$ (1.430-2.250); distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal $991 \pm 252,1$ (600-1.400); largo de la cola $545 \pm 99,7$ (375-690).

Microfilaria uterina: medidas de dos hembras maduras (n=9): largo del cuerpo $74,5 \pm 5,1$ (66-80), ancho 4.

En *Holochilus chacarius* se observó esta especie en la cavidad abdominal de una hembra (N° de campo UP179 depositado en CMMLP), con una prevalencia de 1/4 hospedadores parasitados (25%) e intensidad de 6. Se detallan las medidas:

Macho (n=2): largo 23,1-19,6 mm; ancho 123-120; largo de la cápsula bucal 18-19 y 7-9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 342-348; largo del esófago 543-555; largo de la cola 222-250; largo de la espícula izquierda 330-310, mango 160-130; largo de la espícula derecha 88-95; área rugosa 1.620-1.500 de largo, extendiéndose 2.250-2.175 hasta 630-675 del extremo de la cola.

Hembra (n=4): largo 70,12-70,62 mm; ancho 246-273-286; largo de la cápsula bucal 23-22-22-21 y 8-8-9-8 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 411-279; largo del esófago 645-800-735-1.020; distancia de la vulva al extremo anterior 1.482-1.494-1.560; largo de la cola 405-520-390.

En *Akodon azarae bibianae* (N° de campo UP172 Hembra, UP187 Hembra y UP192 Macho, material en estudio por U. Pardiñas) se encontraron filarias en la cavidad abdominal en 3/40 hospedadores (7,5%) y con una intensidad media de 3 (3-5). Se detallan las medidas:

Macho (n=1): largo 23,1 mm; ancho 156; largo de la cápsula bucal 20 y 8 de diámetro externo; largo del esófago 750; largo de la cola 140; largo de la espícula izquierda 270, mango 130; largo de la espícula derecha 75.

Hembra (n=2): largo 59,4-77,055 mm; ancho 325-312; largo de la cápsula bucal 21-22 y 9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 475-420; largo del esófago 1.000-610; distancia de la vulva al extremo anterior 1.300; largo de la cola 500-540.

Microfilaria uterina: largo del cuerpo 65-62-70, ancho 3-3-3,5.

En la provincia de Chaco, en Selvas del Río de Oro (26° 48' 15" S; 58° 57' 25" O) se recolectaron filarias pertenecientes a *L. navonae* n. sp. en la cavidad abdominal de un macho de *Oligoryzomys fornesi* (= *O. microtis* Allen) (N° de campo RORO 014 material en estudio por U. Pardiñas) y de un macho y una hembra de *Holochilus chacarius* (N° de campo RORO 046 y RORO 009 respectivamente, material en estudio por U. Pardiñas). En el primer caso se observó una prevalencia de 1/24 hospedadores parasitados (4,1%) y 6 de intensidad, mientras que para el segundo caso se vieron 2/15 *H. chacarius* parasitados (13,3%) y 5 (1-10) de intensidad media.

Las medidas para las filarias halladas en *Oligoryzomys fornesi* son las siguientes (Figs. 1.16 H, I; 1.17 A-G):

Macho: largo 21,94 mm; ancho 150; cápsula bucal 21 y 9 de diámetro externo; largo del esófago, cola y espícula derecha 525, 240 y 80 respectivamente; largo de la espícula izquierda 340, mango 150; área rugosa 2.100 de largo, extendiéndose 2.760 hasta 660 del extremo de la cola.

Hembra (n=5): Largo de 2 hembras enteras 75,57 y 72,03 mm; ancho $276 \pm 7,4$ (264-282); largo de la cápsula bucal $21,8 \pm 2,4$ (20-25) y $8,8 \pm 0,4$ (8-9) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $416 \pm 65,3$ (340-490); largo del esófago $941 \pm 157,6$ (728-1.125); distancia de la vulva al extremo anterior 1.910 ± 259 (1.550-2.136); largo de la cola $606 \pm 168,7$ (399-800).

Microfilaria uterina: largo 84-83-83 y 84 y 4 de ancho.

Para *Holochilus chacarius* las medidas son las siguientes (Figs. 1.16 A-G; 1.17 H-K):

Macho (n=4): largo $21,23 \pm 2,5$ (18,14-24,09) mm; ancho $149 \pm 21,2$ (135-180); largo de la cápsula bucal 20 y $7,2 \pm 0,5$ (7-8) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior $372 \pm 53,4$ (310-405); largo del esófago $627,5 \pm 84,4$ (558-750); largo de la cola $252 \pm 9,5$ (240-260); largo de la espícula izquierda 262 ± 52 (220-320), mango $111 \pm 39,2$ (75-150); largo de la espícula derecha $87,5 \pm 2,8$ (85-90); área rugosa $1.402,5 \pm 191,9$ (1.200-1.620) de largo, extendiéndose $1.997 \pm 166,8$ (1.800-2.190) hasta $617 \pm 82,9$ (560-739) del extremo de la cola.

Hembra (n=5): largo $64,76 \pm 15,2$ (42,57-76,23) mm; ancho $348 \pm 43,3$ (288-390); largo de la cápsula bucal $22 \pm 1,8$ (20-24) y $8,8 \pm 0,84$ (8-10) de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 523 ± 59 (465-605); largo del esófago 751 ± 125 (620-950); distancia de la vulva al extremo anterior 1.817 ± 313 (1.520-2.300); largo de la cola 731 ± 149 (504-908).

Microfilaria sanguínea del hospedador N° RORO 009 (n=10): largo del cuerpo $73,55 \pm 0,42$ (71-78), ancho $4,25 \pm 0,42$ (4-5). Vaina: largo $90,89 \pm 3,82$ (83-95).

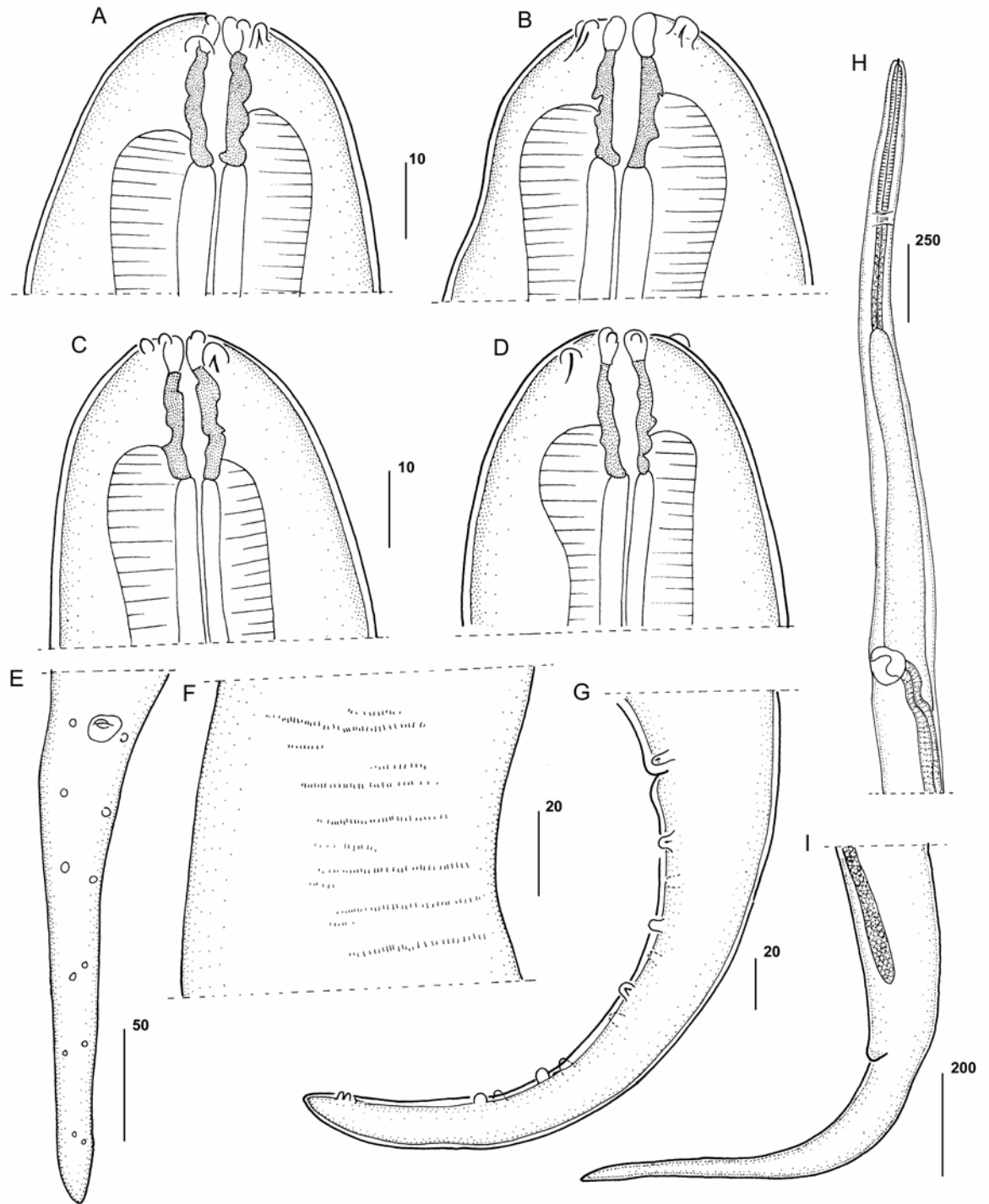


Figura 1.16. A-I: *Litomosoides navonae* n. sp. (A-D, G: Hospedador *Holochilus chacarius* de Chaco; E, F: Hospedador *Holochilus chacarius* de Formosa; H, I: Hospedador *Oligoryzomys chacoensis*). A, B: Cápsula bucal de la hembra, vista lateral y mediana. C, D: Cápsula bucal del macho, vista mediana y lateral. E: Cola del macho, vista ventral. F: Area rugosa. G: Cola del macho, vista lateral. H: Región anterior de la hembra. I: Cola de la hembra. (A, B, C, D: 10 µm; H: 250 µm; I: 200 µm; E: 50 µm; F, G: 20 µm)

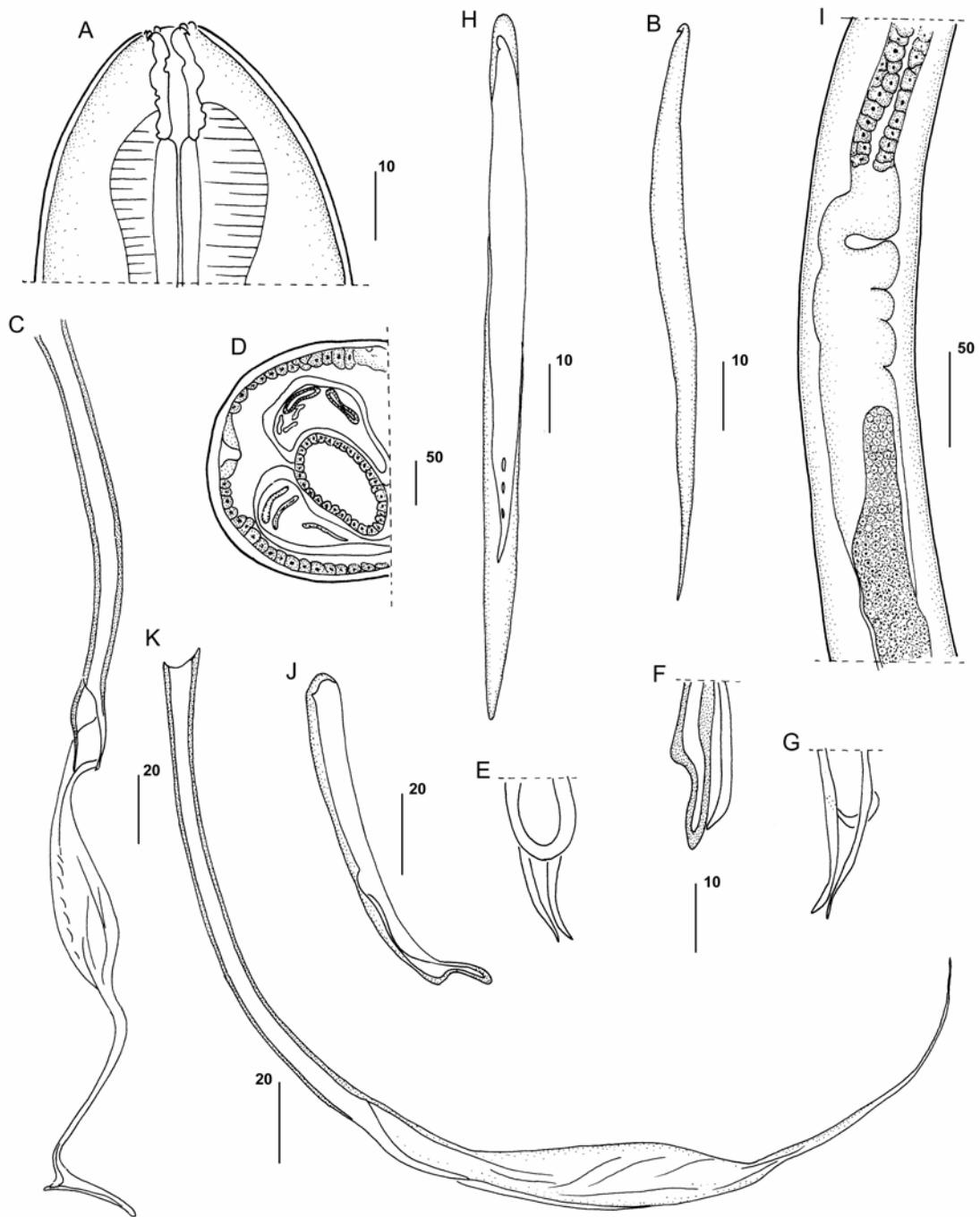


Figura 1.17. A-K: *Litomosoides navonae* n. sp. (A-G: Hospedador *Oligoryzomys chacoensis*, H-K: Hospedador *Holochilus chacarius* de Chaco) A: Cápsula bucal de la hembra, vista mediana. B: Microfilaria uterina. C: Espícula izquierda disecada. D: Corte transversal posterior a la vulva. E, F, G: Extremo de la espícula derecha disecada, vista dorsal, lateral y ventral. H: Microfilaria sanguínea. I: Región anterior del macho a nivel de la unión esofágico-intestinal, detalle del testículo. J: Espícula derecha. K: Espícula izquierda. (A, B, E, F, G, H: 10 μ m; C, J, K: 20 μ m; D, I: 50 μ m)

Estadios larvales de *Litomosoides navonae* n. sp.

Se observaron estadios larvales del cuarto estadio y especímenes juveniles. Estos fueron identificados por presentar la cutícula arrugada y por ser de pequeño tamaño en relación al resto de los especímenes recolectados en el mismo hospedador.

Macho juvenil en *Holochilus chacarius* N° de campo RORO 009 (Chaco): cápsula bucal delgada, con un segmento anterior transparente; las paredes externas de la cápsula llevan en la parte anterior un engrosamiento a modo de anillo, mientras que las paredes internas son lisas. La cavidad bucal se ensancha en la parte anterior. Anfidos conspicuos. El esófago se diferencia en una porción glandular posterior. Espículas derecha e izquierda con la morfología del adulto. Un par de papilas adcloacales, 4 pares de papilas postcloacales distribuidas en los 2/3 proximales y un par en el extremo distal de la cola. Largo 8,3 mm; ancho 88; cápsula bucal 20 de largo y 7 de ancho; anillo nervioso al extremo anterior 270; largo del esófago, cola y espícula derecha 520, 280 y 85 respectivamente; largo de la espícula izquierda 260, mango 130; área rugosa 1.020 de largo, extendiéndose 1.635 hasta 615 extremo de la cola; distancia del testículo al extremo anterior 1.152.

4to estadio larval hembra en *Nectomys squamipes* N° de campo CP002 (Misiones): extremo anterior invaginado; cápsula bucal con paredes irregulares y un esbozo de un engrosamiento a modo de anillo en la parte anterior; cavidad bucal tubular, lisa. Vagina globular, levemente posterior a unión esofágico-intestinal. Cola delgada y aguzada. Largo 22,80 mm; ancho 120; cápsula bucal 21 de largo y 9 de ancho; largo del esófago 870; distancia de la vulva al extremo anterior y a la unión esofágico-intestinal 1.120 y 200 respectivamente; largo de la cola 325.

En *Oligoryzomys chacoensis* (Formosa) N° de campo UP185, juvenil: cápsula bucal delgada con un incipiente ensanchamiento anular en la parte anterior; cavidad bucal tubular y con paredes irregulares. Anfidos conspicuos. Esófago muscular, no diferenciado. Vagina globular. Cola delgada. Largo 25,509 mm; ancho 180; cápsula bucal 21 de largo y 9 de ancho; largo del esófago 900; distancia de la vulva al extremo anterior y a la unión esofágico-intestinal 1.210 y 300 respectivamente; largo de la cola 590.

COMENTARIOS

Los estadios larvales recolectados en estos hospedadores aportan información acerca de la ontogénesis de las especies de *Litomosoides*. La cápsula bucal en los juveniles es larga y presenta paredes delgadas. Esto coincide con lo descrito para los estadios larvales de *L. sigmodontis* y *L. legerae*, ambos parásitos de roedores y para *L. brasiliensis* parásito de murciélagos, en donde se observa que la cápsula bucal en estadios tempranos es delgada y larga y posteriormente se ensancha y adopta la forma del adulto, ya sea con paredes irregulares (como en *L. sigmodontis* y *L. legerae*) o bien con ensanchamientos anulares (como en *L. brasiliensis*) (Bain et al., 1980; Maréchal et al., 1996;

Guerrero et al., 2002). Además, se puede observar un aumento de la relación largo cuerpo/largo del esófago desde los estadios larvales a los adultos (relación en hembras de 28,3 a 68,9). Esto mismo sucede con la posición de la vulva en relación a la unión esofágico-intestinal, mientras que en las larvas se observa a nivel del esófago, en los adultos se ubica posterior a la unión esofágico-intestinal.

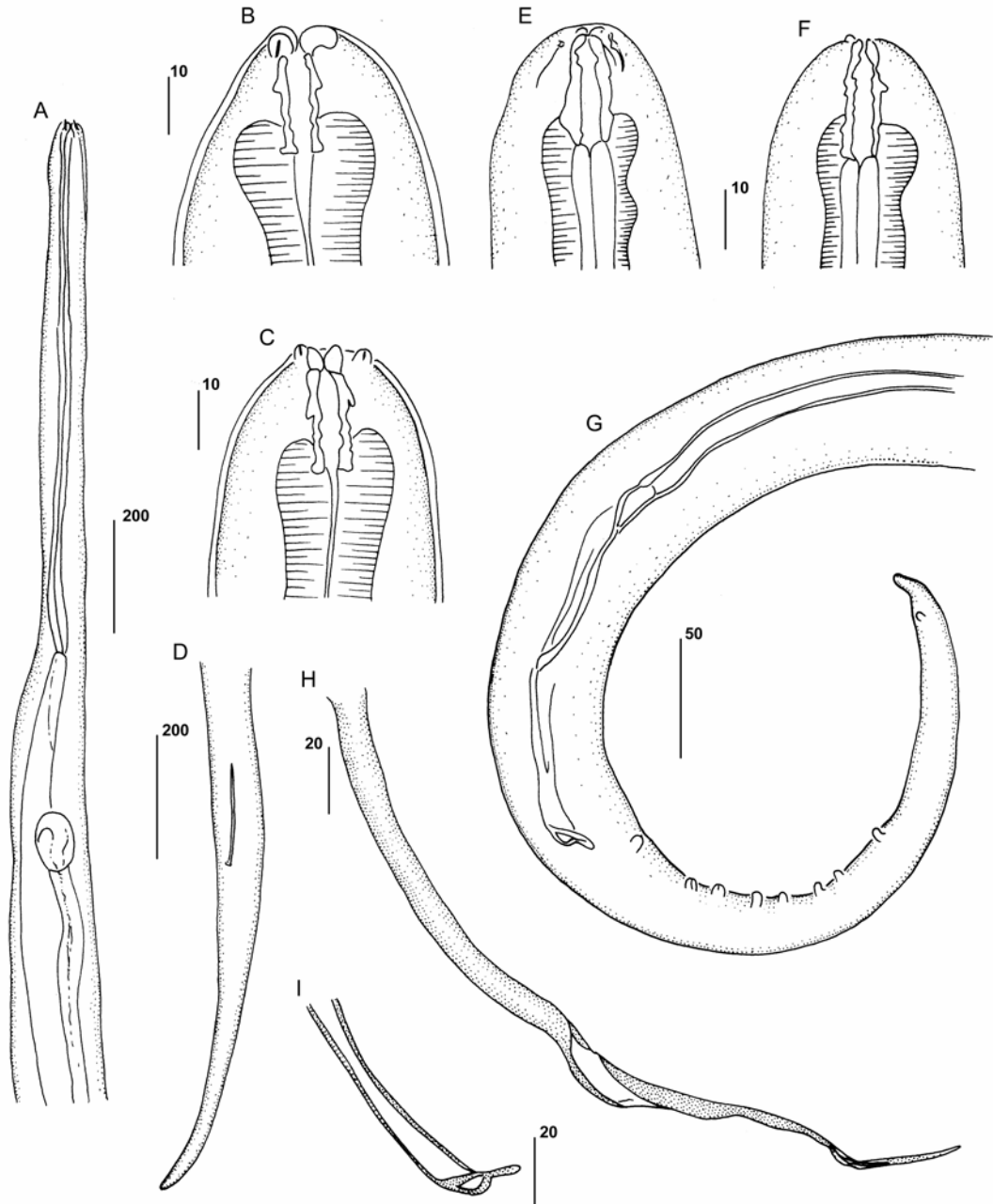


Figura 1.18. A-I: *Litomosoides navonae* n. sp. Juveniles. A: Región anterior de la hembra. B, C: Cápsula bucal de la hembra, vista lateral y mediana. D: Cola de la hembra, vista ventral. E, F: Cápsula bucal del macho, vista mediana y lateral. G: Cola del macho. H: Espícula izquierda. I: Espícula derecha. (B, C, E, F: 10 μ m; A, D: 200 μ m; H, I: 20 μ m; G: 50 μ m)

***Litomosoides nasuti* n. sp.**

Descripción (Figs. 1.19 A-I; 1.20 A-G)

Morfología general (basados en 2 machos, 3 hembras y un extremo anterior). Machos 2,5 veces más chicos que las hembras. Extremidad cefálica redondeada. Anfidos muy salidos, 2 papilas labiales ventrales y 1 papila labial dorsal (Fig. 1.19 D). Cápsula bucal con un segmento anterior transparente y la porción posterior bien cuticularizada. La pared externa presenta un engrosamiento a modo de anillo asimétrico con los bordes dirigidos hacia atrás, más notorio del lado ventral. La cavidad bucal es tubular con forma de botella. Esófago muscular, levemente glandular en la porción posterior.

Macho: región posterior enroscada en 4 a 5 vueltas en espiral (Fig. 1.20 C). Espícula izquierda constituida por un mango más corto que la lámina; lámina con alas membranosas en la parte proximal y un filamento distal. Espícula derecha poco cuticularizada, con el talón levemente pronunciado. Cola redondeada. Papilas caudales simétricas, 1 par adcloacales y 3 pares de postcloacales. El área rugosa anterior a la cloaca que se extiende en la zona enroscada.

Holotipo: largo 17,849 mm; ancho 123; largo de la cápsula bucal 15 y 8 de diámetro externo; largo del esófago 540; largo de la cola 190; largo de la espícula izquierda 285, mango 150; largo de la espícula derecha 70. Radio espicular 4,07. Largo del área rugosa 1.620, extendiéndose desde 2.175 hasta 555 del extremo de la cola; largo de las crestas 3, entre 20 a 40 de ancho; distancia entre dos hileras consecutivas 5 a 10. *Paratipo:* largo 16,263 mm; ancho 130; largo de la cápsula bucal 16 y 7 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior; largo del esófago, cola y de la espícula izquierda 600, 170 y 290 respectivamente; mango 120; largo de la espícula derecha 75; área rugosa 1.050 de largo, extendiéndose 1.650 hasta 300 del extremo de la cola.

Hembra: vulva posterior a la unión esofágico-intestinal; vagina globular. Primer parte del ovijector dirigido hacia atrás. Cola curvada ventralmente. Fámidos divergentes (Fig. 1.19 H). En sección transversal posterior a la vulva, los cordones laterales son poco conspicuos y presentan un cordón cuticular de forma cuadrangular (Fig. 1.19 E).

Alotipo: largo 42,577 mm; ancho 260; largo de la cápsula bucal 18 y 8,5 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 450; largo del esófago 560; distancia de la vulva al extremo anterior 1.150; distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal 600; largo de la cola 310. *Paratipos* (n=2): largo 41,019-47,949 mm; ancho 198-260; largo de la cápsula bucal 17-22 y 9-10 de diámetro externo; largo del esófago 760-700; distancia de la vulva al extremo anterior 1.250-1.300; distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal 500-550; largo de la cola 340-540.

Microfilarias uterinas: vaina no visible; cuerpo fusiforme, con un gancho cefálico; cola aguzada sin núcleos en el extremo. Medidas (n=4): largo del cuerpo 75; 73; 76 y 69, ancho 3.

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Oxymycterus nasutus* (Waterhouse) (Rodentia: Muridae). Tres ejemplares depositados en el Museo de Ciencias Naturales de Uruguay, colectado por J.M. Venzal, C. de Sousa, D. Capellino y A. Mignone

Sitio de infección: cavidad abdominal

Localidad tipo: Castillos, Departamento Rocha, República Oriental del Uruguay

Intensidad: 9 (2 machos, 3 hembras y 4 extremos anteriores de hembra), 25 de agosto de 2002

Etimología: el nombre hace mención al epíteto específico del hospedador *Oxymycterus nasutus* al cual parasita

COMENTARIOS

Litomosoides nasuti n. sp. pertenece al grupo *sigmodontis* de acuerdo con Bain et al. (1989) y puede ser diferenciada del resto de las especies de este grupo.

Las especies parásitas de murciélagos difieren de *L. nasuti* n. sp. en que: los machos de *L. leonilavasquezae*, *L. fosteri* y *L. teshi* son más grandes y las colas y espícula derecha de *L. hamletti*, *L. leonilavasquezae* y *L. fosteri* son más cortas (Sandground, 1934; Caballero, 1947; Esslinger, 1973).

Aquellas especies que no pueden ser asignadas al grupo *carinii* o *sigmodontis* también pueden diferenciarse de la nueva especie porque *L. solaris* presenta la vulva anterior a la unión esofágico-intestinal y la cavidad bucal es tubular (Guerrero et al., 2002), *L. artibeii* tiene una cápsula bucal más grande (Esslinger, 1973), mientras que la de *Litomosoides* sp. de Chitwood (1938) es más corta. Además todas las especies mencionadas arriba no presentan ánfidos salientes. Las microfilarias de *L. colombiensis* son de mayor tamaño y el núcleo terminal de la cola es alargado, mientras que las de *L. caliensis* son más chicas y con un extremo posterior poco atenuado (Esslinger, 1973).

En marsupiales: *L. barretti* es una especie más grande, con una amplia cavidad bucal, espículas más grandes y mayor número de papilas cloacales (Muller, 1980).

En Roedores: *L. ctenomyos* lleva una cápsula bucal gruesa, con las paredes irregulares y reducción de las papilas de la cabeza (Brant y Gardner, 1997). Los especímenes de *L. hoplomyis* son de pequeño tamaño, con una cápsula bucal de paredes delgadas y la cola en ambos sexos es atenuada (Esslinger, 1973), mientras que los de *L. circularis* presentan numerosas papilas postcloacales (Linstow, 1899). En *L. kohnae* los especímenes son de mayor tamaño y la vulva se localiza más atrás que en la nueva especie (Bain et al., 1989). La espícula derecha de *L. patersoni* es más corta (Mazza, 1928), mientras que en *L. esslingeri* es más larga, el esófago más corto y la cápsula bucal presenta paredes muy irregulares (Esslinger, 1973). *Litomosoides galizai* se diferencia por presentar un arreglo diferente de las papilas de la cabeza y más papilas cloacales (Bain et al., 1989). *Litomosoides chagasfilhoi*, presenta una cápsula bucal sin un anillo medio y el área rugosa está mucho más extendida que en nuestros ejemplares (Moraes Neto et al., 1997).

Litomosoides nasuti n. sp. comparte con *L. sigmodontis*, *L. oxymycteri*, *L. legerae*, *L. navonae* y *L. anguyai* la presencia de ánfidos salientes, esófago muscular (excepto para *L. navonae*) y tamaños de las espículas, cola y vulva que caen dentro de los rangos dados para estas especies. Pero se

pueden observar diferencias: *L. sigmodontis* tiene una cápsula bucal de paredes irregulares y mayor tamaño en los machos [22-23 μm según Bain et al. (1989) vs 15-16 μm] y cordones hipodérmicos anchos; *L. oxymycteri* se diferencia porque los machos presentan una papila precloacal y las papilas labiales son visibles (Notarnicola et al., 2000); *L. legerae* presenta un esófago más largo, la vulva tiende a localizarse más atrás que en nuestros especímenes, la cápsula bucal lleva paredes irregulares y tiene las ocho papilas en la cabeza (Bain et al., 1980). *L. navonae* se diferencia porque tiene un aspecto robusto, con paredes irregulares de la cápsula bucal, una papila cefálica y cinco a seis pares de papilas postcloacales. Las hembras de *L. anguyai* llevan apéndices caudales, ausentes en la nueva especie y además el tamaño de las espículas es mayor (media de 335 vs 170-190 μm para la espícula izquierda y de 83 μm vs 75-70 para la derecha) (Notarnicola et al., 2002). Estas cinco últimas especies presentan las cuatro papilas labiales, mientras que en *L. nasuti* n. sp. sólo se observan tres.

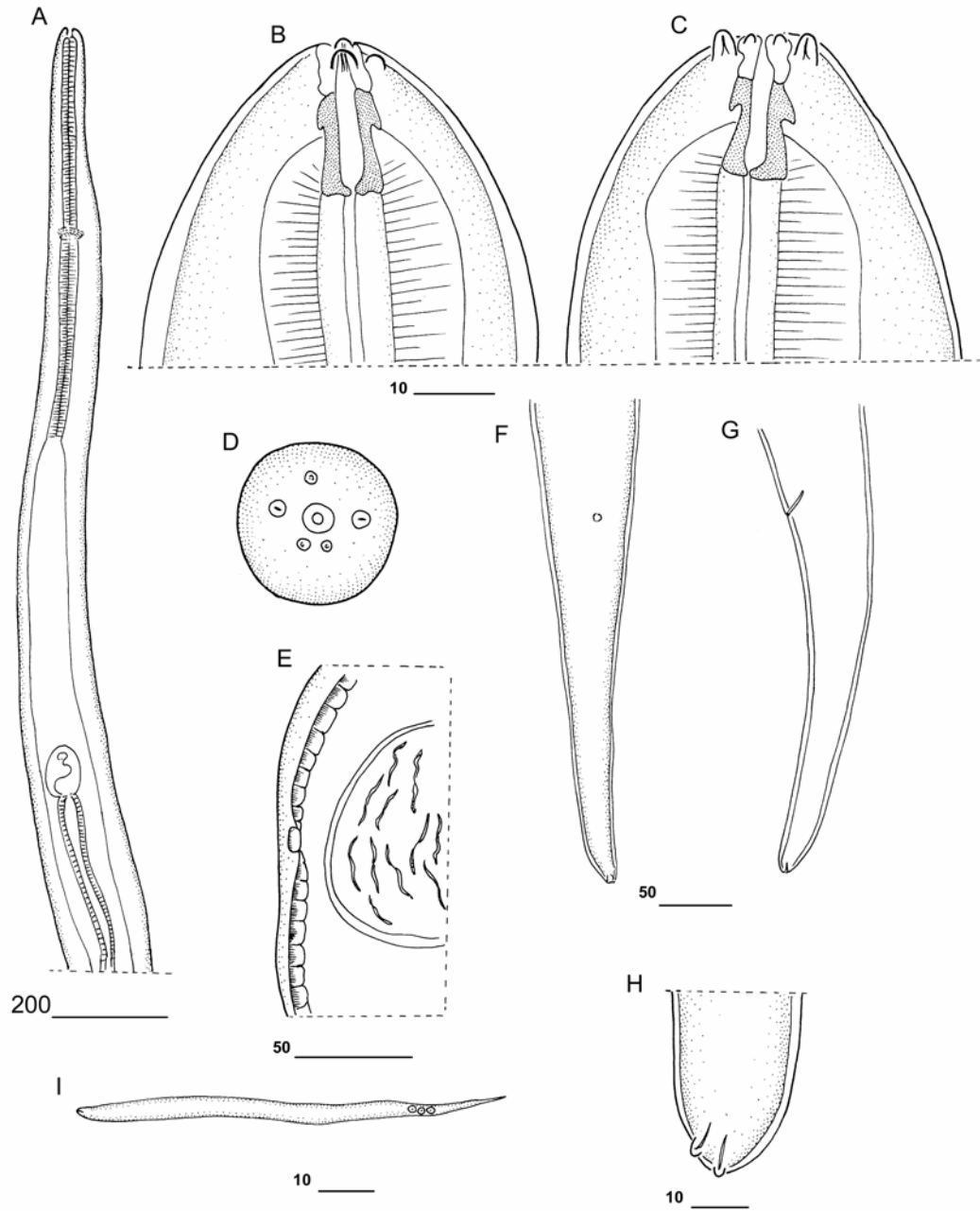


Figura 1.19. A-I: *Litomosoides nasuti* n. sp. Hembra. A: Región anterior. B, C, D: Cabeza, vista lateral, mediana y apical. E: Corte transversal posterior a la vulva, detalle del cordón hipodérmico lateral. F, G: Cola, vista ventral y lateral. H: Detalle del extremo posterior. I: Microfilaria uterina. (A: 200 μ m; B, C, D, H, I: 10 μ m; E, F, G: 50 μ m)

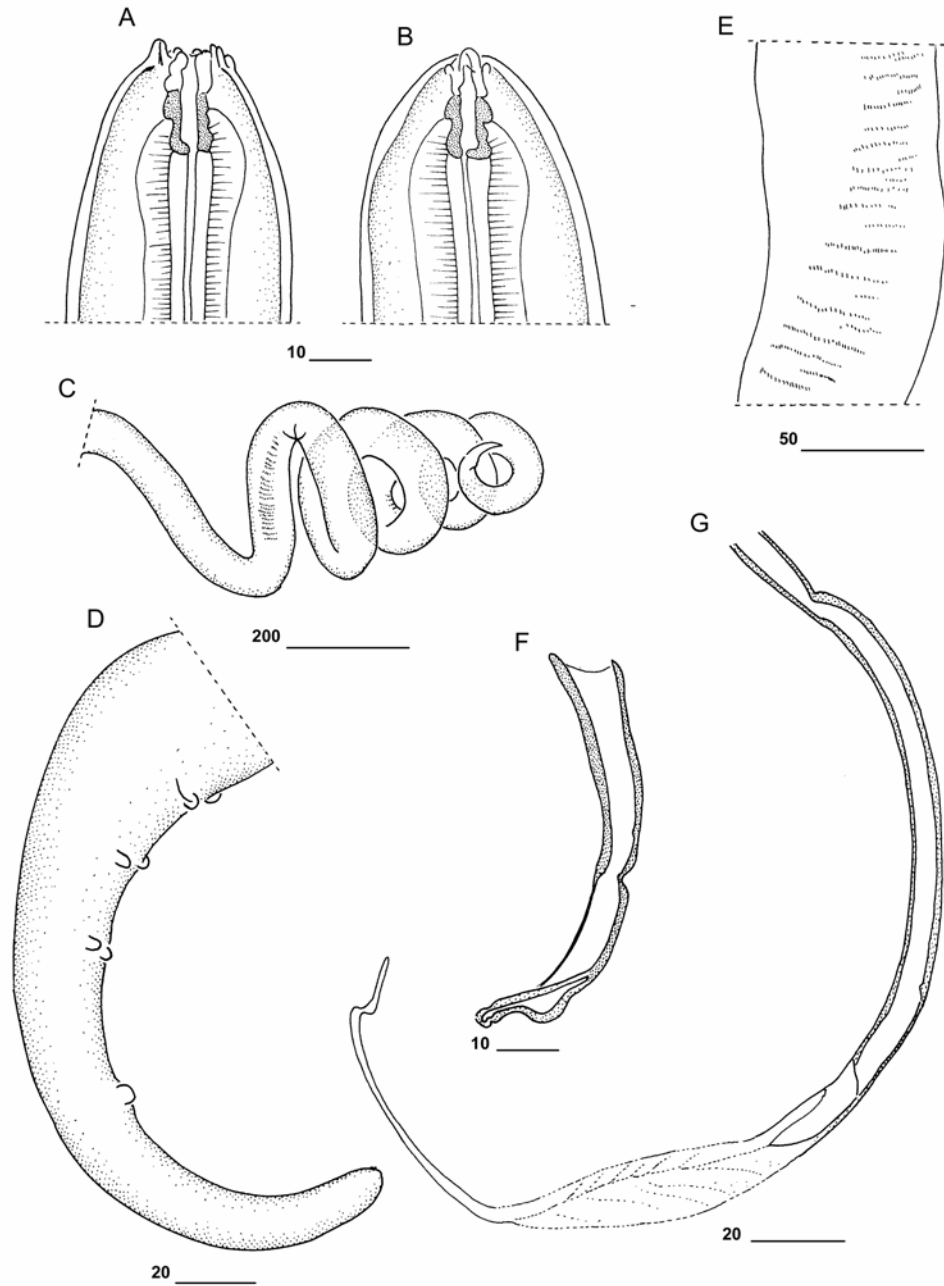


Figura 1.20. A-G: *Litomosoides nasuti* n. sp. Macho. A, B: Cápsula bucal, vista mediana y lateral. C: Región posterior. D: Cola del macho, vista lateral. E: Área rugosa. F: Espícula derecha. G: Espícula izquierda. (A, B, F: 10 μ m; E: 50 μ m; C: 200 μ m; D, G: 20 μ m)

"*Incertae sedis*"***Litomosoides* n. sp. en *Phyllotis xanthopygus* (Waterhouse)**

Descripción (Figs. 1.20 A-G)

Morfología general (basada en 1 hembra y 1 extremo anterior): Extremo anterior robusto. Anfidos visibles. Cuatro papilas externolabiales y al menos 2 papilas cefálicas. Cavidad bucal tubular con forma de botella, cápsula bucal con un segmento anterior transparente, a nivel medio presenta un engrosamiento anular. Esófago muscular. Ovíjtor enroscado y se observa un asa anterior a la vulva. Vagina globular. Cola aguzada. Fámidos divergentes (Fig. 1.21 E).

Hembra: vulva posterior a la unión esofágico-intestinal. En sección transversal posterior a la vulva, los cordones laterales son cortos, poco conspicuos y presentan un cordón cuticular cuadrangular, con la base aguzada en ambos lados (Fig. 1.21 F).

Holotipo: largo 65,835 mm; ancho 294, a nivel de la unión esofágico-intestinal 135, a nivel de la vulva 250; largo de la cápsula bucal 18 y 9 de diámetro externo; distancia del anillo nervioso al extremo anterior 520; largo del esófago 540; distancia de la vulva al extremo anterior 1.900; distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal 1.300; largo de la cola 600.

Hembra extremo anterior: largo del pedazo 19,8 mm; ancho 297, a nivel de la unión esofágico-intestinal 130, a nivel de la vulva 240; largo de la cápsula bucal 20 y 9 de diámetro externo; largo del esófago 450; distancia de la vulva al extremo anterior 1.550; distancia de la vulva a la unión esofágico-intestinal 1.100.

Microfilaria uterina: vaina presente, aplicada al cuerpo, visible en el extremo anterior; cuerpo fusiforme, con un gancho cefálico; cola aguzada sin núcleos en el extremo, último núcleo alargado. Medidas tomadas de la hembra incompleta: largo del cuerpo $87 \pm 5,3$ (82-93), ancho 3 (n=4).

Resumen taxonómico

Hospedador tipo: *Phyllotis xanthopygus* (Waterhouse) (Rodentia: Muridae), hembra. N° de campo UP408, material en estudio por U. Pardiñas

Sitio de infección: cavidad abdominal

Localidad tipo: Estancia Collón Cura, Cerrito Piñón, provincia de Neuquén, Argentina

Especímenes depositados: holotipo (hembra) en la CHMLP, Argentina, N°: x

Prevalencia e Intensidad: 1/26 parasitados (3,84%); 1 intensidad, en enero de 2001.

COMENTARIOS

Por la ausencia de especímenes machos, *Litomosoides* n. sp. no puede ser ubicada en los grupos *carinii* o *sigmodontis*, por lo cual se consideró *incertae sedis*.

Las hembras de *Litomosoides* n. sp. presentan el tamaño del cuerpo similar a nueve especies, siete del grupo *sigmodontis* y dos del grupo *carinii*. Sin embargo, presentan caracteres que pueden diferenciarlas de esas filarias. Se diferencia de *L. sigmodontis* porque la pared externa de la cápsula bucal es irregular y las colas de la hembra y de la microfilaria son más atenuadas (Bain et al., 1989). *Litomosoides galizai*, *L. esslingerii* y *L. navonae* presentan una cápsula bucal irregular y el esófago está diferenciado, mientras que *L. barretti*, *L. oxymycteri* y *L. anguyai* el esófago es mucho más largo y la forma de la cápsula bucal es diferente (Esslinger, 1973; Muller, 1980; Bain et al., 1989; Notarnicola et al., 2000; 2002). Se diferencia de *L. bonaerensis* (filaria del grupo *carinii*) por el largo del esófago (media de 716 vs 500), la forma del extremo de la cola de la hembra, la forma de los cordones hipodérmicos laterales y el tamaño de las microfilarias, además que la cola de éstas no presentan el último núcleo alargado (Notarnicola et al., 2000). *Litomosoides* n. sp. también puede diferenciarse de *L. pardiñasi*, observada en *O. longicaudatus* en una localidad situada 200 Km. al norte del presente hallazgo. Si bien ambas especies presentan el extremo anterior robusto, esófago muscular y una cápsula bucal con forma semejante, se observan menor número de papilas en la cabeza de *L. pardiñasi*, el ovijector se encuentra siempre posterior a la vulva, los cordones hipodérmicos están más expandidos, las microfilarias presentan un gancho cefálico más notorio y los últimos núcleos de la cola son redondos.

Litomosoides n. sp. puede, también ser diferenciada de las cinco especies en las que no se conocen los machos por la forma y tamaño de las microfilarias.

El conjunto de caracteres morfológicos de *Litomosoides* n. sp. permiten separarla de las otras especies y representa el primer hallazgo de filarias en roedores del género *Phyllotis*.

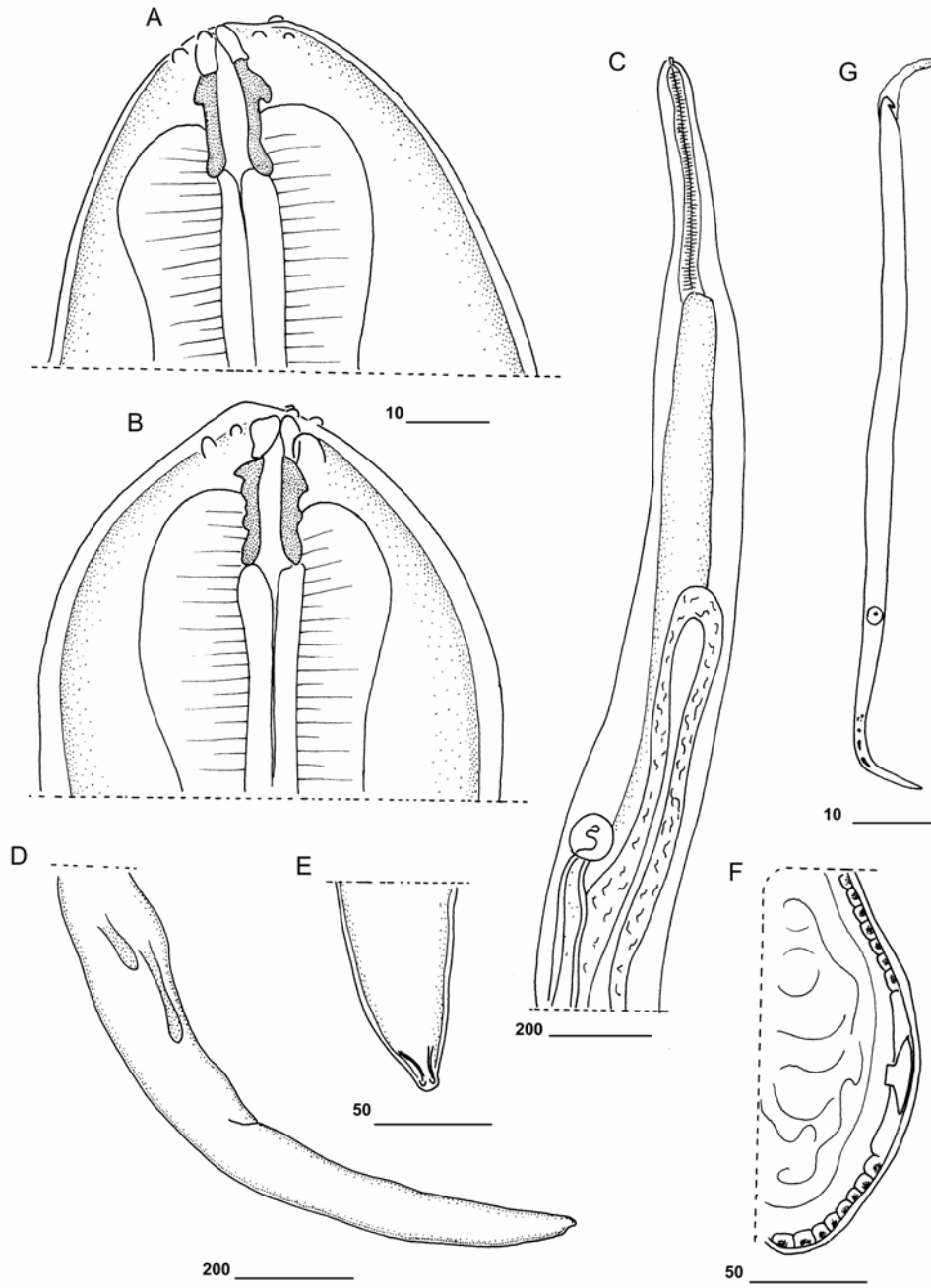


Figura 1.21. A-F: *Litomosoides* n. sp. en *Phyllostis xanthopygus*. Hembra. A, B: Cápsula bucal, vista mediana y lateral. C: Región anterior. D: Cola, vista lateral. E: Detalle del extremo posterior. F: Corte transversal posterior a la vulva, detalle del cordón hipodérmico lateral. G: Microfilaria uterina. (A, B, G: 10 µm; C, D: 200 µm; E, F: 50 µm)

DISCUSIÓN

Las especies del género *Litomosoides* conocidas hasta el presente se distribuyen principalmente en Sudamérica. Catorce especies parasitan roedores, 13 fueron halladas en murciélagos y 3 en marsupiales. En Argentina solo se conocía la presencia de *L. patersoni*. El presente trabajo da a conocer siete nuevas especies para nuestro país y una nueva especie para Uruguay, siendo el primer registro de *Litomosoides* en ese país. Este estudio incrementó en un 20% el conocimiento sistemático de las filarias principalmente de roedores, con un aumento significativo del espectro de los hospedadores y su distribución.

En Brasil, la presencia de *L. carinii* en *Nectomys squamipes* de Sumidouro, Río de Janeiro y de Floresta Estadual de Itapetinga, Sao Paulo y en *Holochilus brasiliensis nanus* de Sao Bento, Maranhao (Rodrigues, 1976; Gomes y Vicente, 1984; Holanda et al., 1985) debieran ser reconfirmadas, ya que las descripciones faltan o, si están presentes, la morfología no se corresponde con la redescrición de *L. carinii* dada por Bain et al. (1989) sobre el material tipo. Además, esta especie sólo fue hallada en *Sciurus* sp. mientras que en *N. squamipes* y *H. brasiliensis* se identificaron a *L. kohnae* y *L. patersoni* respectivamente (Mazza, 1928; Bain et al., 1989).

Boero y Delpietro (1970) en un estudio de ecto y endoparásitos de murciélagos, citaron una filaria del género *Litomosoides* para *Sturnira lilium* en la provincia de Misiones y tomaron como referencia a las especies descritas por Caballero (1944) y Lins de Almeida (1936). Este sería el único registro para murciélagos en nuestro país, pero no se describe en detalle y no se registra número de colección, lo cual hace imposible revalidar la cita.

Chabaud y Bain (1976) definieron el plan básico de caracteres que se modifica en las diferentes líneas evolutivas de los filarideos. De este modo, la presencia de cuatro papilas cefálicas y cuatro labiales formando un cuadrado en la superficie apical, la cápsula bucal formada por tres segmentos, el esófago dividido en una porción muscular y glandular, las papilas caudales distribuidas en forma simétrica, con papilas precloacales y apéndices caudales en el extremo posterior, constituyen los caracteres de mayor valor diagnóstico que permiten hacer interpretaciones evolutivas. En las especies de *Litomosoides* algunos de estos caracteres se mantienen, mientras otros se modifican y muestran una importante gama de variaciones. En este género los caracteres ancestrales están representados por un set completo de papilas en la cabeza, con cuatro papilas cefálicas dispuestas en un rectángulo alargado en el eje lateral y cuatro papilas labiales ubicadas en un rectángulo alargado en el eje dorso-ventral, la cápsula bucal compuesta por dos segmentos, esófago diferenciado, las papilas caudales del macho dispuestas en forma simétrica a lo largo del eje ventral de la cola, reducción de las papilas precloacales, migración de la vulva posterior a la unión esofágico-intestinal y espículas de tipo *carinii*. La tendencia evolutiva en este género se manifiesta por una reducción de las papilas labiales y cefálicas, la fusión de los segmentos de la cápsula bucal, el esófago muscular, la asimetría y reducción de las papilas caudales y espículas de tipo *sigmodontis* (Chabaud, 1959; Anderson, 1968; Chabaud y Bain, 1976; Guerrero et al., 2002).

Entre las especies descritas en este trabajo, *L. bonaerensis*, *L. odilae* y *L. pardiñasi*, parásitas de roedores del género *Oligoryzomys*, retienen caracteres ancestrales tales como el tipo *carinii* de espículas, la presencia de un segmento transparente en la parte anterior en la cápsula bucal y papilas caudales simétricas. Además *L. bonaerensis* retiene una papila precloacal, en tanto que en *L. odilae* el esófago está bien diferenciado. Pero estas tres especies presentan caracteres derivados representados por la reducción de las papilas cefálicas, el esófago sólo muscular (excepto *L. odilae*) y la vulva posterior a la unión esofágico-intestinal.

Las otras tres especies descritas en este trabajo que parasitan roedores del género *Oxymycterus* (*L. anguyai*, *L. oxymycteri* y *L. nasuti*) y *L. navonae*, presentan una combinación de caracteres ancestrales y derivados: espículas de tipo *sigmodontis*, reducción de papilas cefálicas y labiales (*L. nasuti*) y ausencia de apéndices caudales (excepto *L. anguyai*). Además *L. oxymycteri* presenta un par de papilas cloacales unidas en la línea medio ventral y el esófago muscular, pero retiene junto con *L. anguyai* las papilas precloacales. *Litomosoides nasuti* y *L. navonae* no presentan papilas precloacales, pero el esófago está levemente diferenciado, al igual que en *L. anguyai*. Estas especies tienen un engrosamiento anular a nivel medio en la cápsula bucal y, junto con *L. legerae*, parásito de *Oxymycterus quaestor* de Brasil, tienen ánfidos salientes.

Existen controversias acerca del grupo ancestral que dio origen al género *Litomosoides*. Bain et al. (1991) sugirieron que *Litomosoides* se originó a partir de alguna especie del género *Litomosa*, en murciélagos neotropicales y posteriormente se diferenciaron en mamíferos terrestres neotropicales (roedores sigmodontinos), al mismo tiempo que estos hospedadores ingresaron en América del Sur durante el Gran Intercambio Americano, diversificándose conjuntamente. De esta manera se habla de una coespeciación parásito-hospedador, pero los hallazgos de estas filarias en marsupiales y otros roedores, como equímidos y sciúridos (más antiguos que los Chiroptera) no apoyan esta teoría. En un análisis filogenético de estos nematodos, Brant y Gardner (2000) sugirieron que *Litomosoides* no evolucionó por un fenómeno de coespeciación parásito-hospedador, sino por un fenómeno de captura o "host-switching", donde los parásitos colonizan un nuevo hospedador, se establecen y se diferencian en una nueva especie. Este fenómeno no tiene en cuenta el sincronismo entre la evolución de los parásitos y la de sus hospedadores.

Brant y Gardner (2000) mostraron las relaciones entre las especies de *Litomosoides* y consideraron como caracteres ancestrales al esófago muscular, la vulva posterior a la unión esofágico-intestinal y las papilas caudales asimétricas, pero ello resultó de tomar como grupo hermano a especies del género *Litomosa*. Sin embargo, otros autores (Bain y Durette Desset, 1973; Bain et al. 1980, 1989; Guerrero et al., 2002) tuvieron en cuenta el desarrollo de los estadios larvales de *Litomosoides* y de otros géneros de filarias para establecer qué caracteres morfológicos son ancestrales. Estas posturas de los diferentes autores, llevaron a considerar a los mismos caracteres como derivados y ancestrales. Por otra parte, las relaciones filogenéticas entre los géneros de roedores sigmodontinos y de quirópteros no están claras (Eisenberg, 1981; D'Elia, 2003) lo cual impide contrastar el árbol filogenético de *Litomosoides* y sus hospedadores. El esclarecimiento de estas controversias referidas al género *Litomosoides* y las relaciones filogenéticas de sus

hospedadores, permitirán determinar qué tipo de eventos y cuándo ocurrieron e interpretar la evolución de este género.

Al respecto, *L. odilae* en *Oligoryzomys nigripes* y *L. petteri* en *Micoureus demararae*, se parecen por la forma de la cápsula bucal, por presentar un esófago diferenciado y por tener medidas dentro del mismo rango, lo que sugiere que pudieron ocurrir eventos de “host-switching”; mientras que entre *L. legerae*, *L. anguyai*, *L. nasuti* y *L. oxymycteri* presentan caracteres morfológicos que las relacionarían como una serie evolutiva dentro del género *Oxymycterus*.

Tanto en el área de muestreo de la ribera del Río de la Plata (Buenos Aires), como en la Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú (Misiones), se observó que las filarias presentaban una alta especificidad por sus hospedadores. Así, las especies de *Oligoryzomys* y *Oxymycterus rufus*, roedores que comparten el mismo hábitat en la ribera rioplatense, se hallaron parasitados por *L. bonaerensis* y *L. oxymycteri* respectivamente, y en la Selva Paranaense de Misiones, los roedores simpátricos *Oligoryzomys nigripes*, *Oxymycterus misionalis* y *Nectomys squamipes* estaban parasitados por *L. odilae*, *L. anguyai* y *L. navonae* respectivamente. Los muestreos fueron realizados en diferentes épocas del año y durante al menos cuatro años consecutivos, y en ese tiempo no se observó que estas filarias se encontraran en otra especie hospedadora o que se registraran casos de coparasitismo (dos especies distintas de filarias en una especie hospedadora, simultáneamente).

Por el contrario, en la región del chaco oriental, para las dos localidades relevadas: Las Coloradas (Formosa) y Selvas del Río de Oro (Chaco), se observó una muy baja especificidad. *Litomosoides navonae* se la encontró en cuatro especies de roedores simpátricos (*Oligoryzomys chacoensis*, *Holochilus chacarius* y *Akodon azarae bibianae* para Formosa y *Oligoryzomys fornesi* y *H. chacarius* para Chaco). *Litomosoides navonae* se observó en Misiones, un área vecina, lo que podría indicar que se haya dispersado recientemente hacia la Región Chaqueña por un fenómeno de captura, debido a que en esta región se presenta con baja especificidad hospedatoria.

Litomosoides pardiñasi y *Litomosoides* sp. en *Phyllotis xanthopygus* de la provincia de Neuquén constituyen los registros más australes de este género. Esto indica que algunas especies de *Litomosoides* pueden distribuirse en climas fríos y no restringirse a climas tropicales o subtropicales, como es el caso de otras especies de filarias (i. e. *Onchocerca*, *Mansonella*). Una de las explicaciones posibles sería el modo de transmisión, a través de un ácaro Dermanysoidea y no de un díptero. Los ácaros, al estar en íntima relación con su hospedador (sea roedor, murciélago o marsupial) no requieren un clima cálido para su desarrollo porque, o son parásitos obligados, o sus estadios larvales permanecen en los nidos de sus hospedadores. De esta manera, el modo de vida del vector permite que se registre la distribución más austral de las filarias conocidas hasta el momento.

El estudio taxonómico permitió llegar a los siguientes resultados:

- Se encontraron siete nuevas especies de filarias del género *Litomosoides* en roedores múridos de la Argentina y una nueva especie para Uruguay.
- *Litomosoides bonaerensis* es parásita de *Oligoryzomys delticola* y de *O. flavescens* en las localidades de Otamendi, Hudson, Punta Lara y La Balandra, provincia de Buenos Aires;
- *Litomosoides oxymycteri* es parásita de *Oxymycterus rufus* en las localidades de Otamendi, Hudson y Punta Lara, provincia de Buenos Aires y Estancia San Juan Poriahú, Loreto, provincia de Corrientes;
- *Litomosoides anguyai* es parásita de *Oxymycterus misionalis* en la localidad de Aristóbulo del Valle, provincia de Misiones;
- *Litomosoides odillae* es parásita de *Oligoryzomys nigripes* en la localidad de Aristóbulo del Valle, provincia de Misiones;
- *Litomosoides navonae* n. sp. es parásita de *Nectomys squamipes* en la localidad de Aristóbulo del Valle, provincia de Misiones; de *Oligoryzomys chacoensis*, *Holochilus chacarius* y *Akodon azarae bibiana* en Las Coloradas, provincia de Formosa; y de *Oligoryzomys fornesi* y *Holochilus chacarius* en Selvas del Río de Oro, provincia de Chaco;
- *Litomosoides pardiñasi* n. sp. es parásita de *Oligoryzomys longicaudatus* en la localidad de Chos Malal, provincia de Neuquén;
- *Litomosoides* n. sp. es parásita de *Phyllotis xanthopygus* en la localidad de Cerrito Piñón, Ea. Collón Curá, provincia de Neuquén;
- *Litomosoides nasuti* n. sp. es parásita de *Oxymycterus nasutus* en la localidad de Castillos, Departamento Rocha, República Oriental del Uruguay.
- Todos los hospedadores y las localidades son nuevos registros.
- *Litomosoides bonaerensis*, *L. oxymycteri*, *L. anguyai*, *L. odillae*, *L. pardiñasi* n. sp. y *Litomosoides* n. sp. de *Phyllotis xanthopygus* presentaron alta especificidad hospedatoria, en tanto que *L. navonae* es poco específica y parásita a cinco especies distintas de roedores.
- Se registra la distribución más austral del género *Litomosoides*, representado por *L. pardiñasi* n. sp. y *Litomosoides* n. sp. de *Phyllotis xanthopygus* en el norte de la Patagonia Argentina.

CAPÍTULO 2: MORFOMETRÍA DEL GÉNERO *LITOMOSOIDES*

INTRODUCCIÓN

Las filarias del género *Litomosoides* parasitan un amplio espectro de hospedadores, desde mamíferos terrestres hasta voladores. Tres especies parasitan marsupiales, 14 han sido descritas en murciélagos, principalmente Phyllostomidae y 22 en roedores, Muridae en su mayoría y unas pocas en Sciuridae, Echimyidae y Ctenomyidae.

Para comprender la evolución del género es necesario abordar detalles de su morfología. La estructura de la cápsula bucal, el número y disposición de las papilas cefálicas, el tipo de espículas, entre otros caracteres, permiten identificar a las especies. Sin embargo, alguno de estos caracteres como el aparato sensorial cefálico y caudal del macho y el área rugosa no fueron descritos en numerosos especies (Esslinger, 1973; Muller, 1980).

Los caracteres cuantitativos (morfométricos) empleados para caracterizar a las filarias (i. e. largo del cuerpo, ancho, largo de la cola) son importantes, pero se debe tener en cuenta que tales dimensiones pueden ser variables y que el individuo más largo en una muestra no necesariamente va a presentar los mayores tamaños de los otros caracteres y además, pueden estar influenciados por el grado de madurez de los nematodos.

Chitwood (1938) y Caballero (1947) observaron que la forma y tamaño de la cápsula bucal, por ejemplo, es un carácter estable, en tanto que la posición de la vulva en relación a la unión esofágico-intestinal puede variar intraespecíficamente (Rego, 1961). Por otra parte, Esslinger (1973) no observó variaciones morfológicas entre las microfilarias de *Litomosoides colombiensis* y entre adultos de *L. hoplomyis* que parasitan a diferentes especies hospedadoras. Sin embargo, Guerrero et al. (2002) indicaron diferencias morfológicas y morfométricas en *L. brasiliensis* provenientes de diferentes especies hospedadoras y de diversas áreas, sugiriendo la existencia de una gran variabilidad intraespecífica mayor a la observada en otros taxones y que podrían representar nuevas especies.

En el marco de estas observaciones e interpretaciones, en este capítulo se evalúa el grado de variabilidad intraespecífica en algunas de las especies descritas en el capítulo 1 y se determinan las tendencias de la variabilidad en el género *Litomosoides*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Las filarias fueron colectadas de la cavidad torácica y/o abdominal del hospedador, fijadas en formol 10% y preservadas en alcohol 70%. Para su observación al microscopio óptico fueron aclaradas en alcohol glicerinado o lactofenol. Las medidas fueron tomadas con ocular micrométrico o bien a partir de los dibujos realizados con cámara clara. Las microfilarias se obtuvieron del útero de

las hembras y en algunos casos de muestras de sangre conservadas en una solución de formol 2% y teñidas con Azul de metileno.

Para el presente análisis se trabajó con *Litomosoides bonaerensis*, *L. oxymycteri* y *L. navonae* debido a que se contó con numerosos especímenes de diferentes localidades. Para el análisis de las microfilarias de *L. navonae* se incluyeron las medidas tomadas en el hospedador *Akodon* sp., en tanto que los adultos no fueron considerados debido a que se contaba con pocos especímenes.

Las especies de roedores *Oligoryzomys chacoensis* y *O. fornesi*, ambas hospedadoras de *L. navonae* en Formosa y Chaco respectivamente y *O. flavescens* y *O. delticola*, hospedadoras de *L. bonaerensis* en la ribera del Río de la Plata, fueron consideradas como *Oligoryzomys* sp. con fines prácticos, para no dividir los datos ya que el estatus taxonómico de las mismas aún está en discusión. El mismo criterio se utilizó con *Akodon azarae bibiana*, considerando a todos los ejemplares muestreados como *Akodon* sp.

Se tomaron los siguientes caracteres cuantitativos: Largo del cuerpo (LC), largo del esófago (LE), largo de la cola (Lc), largo de la espícula derecha (ED) e izquierda (EI), distancia de la vulva al extremo anterior (V) y largo de las microfilarias (M). El ancho del cuerpo y la distancia del anillo nervioso al extremo anterior no fueron utilizados como caracteres cuantitativos ya que no son de importancia diagnóstica. La cápsula bucal es un carácter estable y el largo del área rugosa no está descrito en todas las especies.

A fin de evaluar diferencias en las medias observadas de los caracteres mencionados para las diferentes localidades y/o hospedadores, se realizaron los test de t- student y Análisis de la Varianza (ANOVA). Para testear las diferencias en las medias resultantes del ANOVA se utilizó el test estadístico de Tukey (Sokal y Rohlf, 1979).

Para poner de manifiesto si el tamaño de las diferentes estructuras (largo del esófago, largo de la cola, etc) se correlaciona con el crecimiento de las filarias, se realizó un análisis de correlación lineal, estimándose el coeficiente r de Pearson entre el largo del cuerpo y el esófago, la cola, la vulva y las espículas. En los casos que el coeficiente de determinación r^2 fue mayor a 0,05 se realizó un análisis de regresión lineal y se obtuvo la ecuación de la recta correspondiente. A fin de evaluar la significancia del modelo de regresión lineal se realizó un ANOVA.

Para observar el comportamiento de los caracteres cuantitativos en el género *Litomosoides*, se realizaron análisis de correlación lineal entre los mismos caracteres a nivel interespecífico dentro del género *Litomosoides*. Se trabajaron con las medidas de las especies descritas en el Capítulo 1 y con aquellas descritas por otros autores. Las medidas de las especies descritas por otros autores se extrajeron de la bibliografía. En aquellos casos donde se mencionaba sólo el rango, se calculó la media a partir de este. Aquellas especies descritas con dos o tres individuos se calculó la media y en los casos donde sólo había un individuo se tomó esa medida.

Se trabajaron con las siguientes especies: *Litomosoides carinii*, *L. scotti*, *L. silvai*, *L. andersoni*, *L. bonaerensis*, *L. odilae*, *L. pardiñasi*, *L. guiterasi*, *L. brasiliensis*, *L. molossi*, *L. chandleri*, *L. petteri*, *L. wilsoni*, *L. sigmodontis*, *L. legerae*, *L. galizai*, *L. kohnae*, *L. esslinger*, *L. hoplomyis*, *L. chagasfilhoi*, *L. ctenomyos*, *L. oxymycteri*, *L. anguyai*, *L. navonae*, *L. hamletti*, *L. leonilavasquezae*, *L. fosteri*, *L. teshi*, *L. barretti* y *L. nasuti*. Las medidas se extrajeron de los siguientes autores: Sandground, 1934;

Caballero, 1939, 1947; Esslinger, 1973; Forrester y Kinsella, 1973; Padilha y Faria, 1977; Bain et al., 1980, 1989; Muller, 1980; Brant y Gardner, 1997; Moraes Neto et al., 1997; Notarnicola et al., 2000, 2002; Guerrero et al., 2002; Notarnicola y Navone 2002. En la Tabla 2.1 se detallan las especies con las medidas respectivas de las diferentes estructuras.

Tabla 2.1. Medidas de las especies de *Litomosoides* para el análisis de regresión.

Especies	Largo del cuerpo		Largo del esfóago		Largo de la cola		Esp. Izquierda - EI- (µm)	Esp. Derecha - ED- (µm)	Vulva -V- (µm)
	-LC-(mm)		-LE- (µm)		-Lc- (µm)				
	Machos	Hembra	Macho	Hembra	Macho	Hembra			
<i>Litomosoides canini</i> ¹	18,1	33,1	430	525	195	387,5	305	98	946,6
<i>Litomosoides scotti</i>	19	76,4	632	738	190	494	222	90	1828
<i>Litomosoides silvai</i> ¹	17,35	55	560	595	190	620	305	115	1300
<i>Litomosoides silvai</i> ²	17,7	71,4	501,8	581,2	134,1	355,5	279,5	128,1	1500,4
<i>Litomosoides andersoni</i>	27	69	661	788	216	539	556	77	972
<i>Litomosoides bonaerensis</i>	19,85	68,8	456	590,3	145	445,2	200	88,53	1461,8
<i>Litomosoides odiae</i>	17,05	63,4	563,48	608	126,75	548	240,79	112,25	1190
<i>Litomosoides parafiasi</i>	19,01	58,44	460	535	185	800	235	100	1230
<i>Litomosoides guiterasi</i>	12	41	529	622	60	128	191	73	399
<i>Litomosoides brasiliensis</i>	46	136	790	775	237	428	465	159	2580
<i>Litomosoides mofesi</i>	4,5	10,9	342	337	87	113	159	67	617
<i>Litomosoides chandeneri</i>	9	17,4	458	523	91	215	206	55	511
<i>Litomosoides pelteri</i>	23	47,35	660	760	124	365	235	76	687,5
<i>Litomosoides wilsoni</i>	23,3	105	468	546	137,66	400	127	280,33	1110
<i>Litomosoides sigmodontis</i>	24,3	89,9	550	611	225	536	283	80	1355
<i>Litomosoides legerae</i>	26	88,5	760	1136,6	224	506,6	330	87,5	1810
<i>Litomosoides galizai</i>	21,5	77	623,33	666,6	247,33	663,3	328,33	82,66	1736,6
<i>Litomosoides kohnae</i>	22,4	112,5	305	725	252,5	580	295	83,5	2135
<i>Litomosoides esslingeri</i>	20	84	460	542	173	533	273	88	1330
<i>Litomosoides hoplomys</i>	11	25	653	688	156	312	201	65	950
<i>Litomosoides chagasi</i>	25,9	90,95	549,7	687,5	165,65	487,5	306,05	87,7	1778,6
<i>Litomosoides chernomyi</i> ³	28		640		171		296	81	
<i>Litomosoides oxymycteri</i>	16,3	64,5	733	826	205	416	293	111	1266
<i>Litomosoides anguyai</i>	19,4	60,15	733	765	196	345	335	83	1314
<i>Litomosoides navonae</i>	22,35	65,43	579,6	778,2	227,2	591,2	299,7	89,8	1578,4
<i>Litomosoides hamletti</i>	15,75	43	520	735	57	101	250	86	425
<i>Litomosoides leonivasquezae</i>	19,35	45	429	522	89,5	468	219	84	1066,5
<i>Litomosoides fosteri</i>	20,99	42,59	646	631	93,66	213	274	57	1461
<i>Litomosoides tesby</i>	24	89	530	625	178	385	295	83	1240
<i>Litomosoides barrettii</i>	22,2	79	565	720	230	480	331,5	110	1600
<i>Litomosoides nastufi</i>	17,05	43,84	570	873,3	180	396,6	287,5	72,5	1233,3

¹ Medidas tomadas de Padilha y Faria (1977). ² Tomado de Moraes Neto, Lanfredi y de Souza (1996). ³ Hembra descripta de extremos anteriores y posteriores

RESULTADOS

Comparaciones de los caracteres cuantitativos entre especies hospedadoras y entre localidades

Se compararon las medias de las longitudes de *Litomosoides bonaerensis* entre localidades y se observaron diferencias significativas en el LC y LE tanto en machos como en hembras y entre las microfilarias uterinas (Tabla 2.2). Los machos de Punta Lara fueron de pequeñas dimensiones y se diferenciaron significativamente de los de La Balandra, los cuales presentaron mayores tallas (Fig. 2.1). Las hembras de Otamendi fueron más largas y se diferenciaron significativamente de las de Hudson (Fig. 2.2). Tanto en machos como en hembras, los esófagos más cortos se registraron entre las filarias de Punta Lara y se diferenciaron significativamente de los de Otamendi (en machos) y Hudson (en hembras) (Fig. 2.3 y 2.4). En el largo de las microfilarias uterinas también se observaron diferencias significativas entre las de Hudson y La Balandra (Tabla 2.2 y Fig. 2.5).

Tabla 2.2. Medias \pm D.S. de las longitudes de *Litomosoides bonaerensis* para las localidades de la ribera rioplatense y los valores de ANOVA obtenidos para cada una de las comparaciones (Abreviaturas: LC: largo del cuerpo, LE: largo del esófago, EI: largo de la espícula izquierda, ED: largo de la espícula derecha, Lc: largo de la cola, V: distancia de la vulva al extremo anterior, M: largo de la microfilaria).

		Otamendi	Hudson	Punta Lara	La Balandra	F (g.l.)	P
Machos	LC	20,60 \pm 3,38	19,12 \pm 1,06	15,07 \pm 0,56	21,84 \pm 1,3	3,9 (3, 10)	< 0.05*
	LE	483 \pm 42,21	529 \pm 127,99	307,5 \pm 31,81	431 \pm 9,64	6,3 (3, 10)	< 0.05*
	EI	192,16 \pm 19,19	201 \pm 32,95	226,5 \pm 19,09	199 \pm 16,5	1,32 (3, 11)	> 0.05
	ED	82,83 \pm 8,75	93,75 \pm 3,77	91,5 \pm 2,12	91 \pm 6,24	1,58 (3, 11)	> 0.05
	Lc	147 \pm 14,19	138,75 \pm 13,04	165 \pm 21,21	136 \pm 9,16	2,82 (3, 11)	> 0.05
Hembras	LC	94,7 \pm 19,76	65,91 \pm 6,28	51,74 \pm 3,9	71,31 \pm 15,44	8,79 (3, 13)	< 0.05*
	LE	657,25 \pm 67,5	607,8 \pm 160,4	385 \pm 82,61	530 \pm 100	6,47 (3, 27)	< 0.05*
	V	1509,9 \pm 310,77	1530,9 \pm 161,05	1184 \pm 25,15	1389,5 \pm 345,1	2,11 (3, 27)	> 0.05
	Lc	500,5 \pm 139,9	408 \pm 86,31	417 \pm 178,1	466,8 \pm 96,15	0,84 (3, 19)	> 0.05
	M	90,27 \pm 11,5	81,51 \pm 72,8	-	70,2 \pm 4,55	15,38 (2, 24)	< 0.05*

* diferencia significativa ($p < 0.05$)

En los machos de *L. oxymycteri* no se observaron diferencias significativas en las medias de las longitudes (Tabla 2.3), excepto para el largo de la cola. Las colas de los ejemplares de Otamendi fueron más chicas que las de Punta Lara (Fig. 2.6). En tanto que para las hembras las diferencias significativas se vieron en el LC y Lc (Tabla 2.3). En ambos casos las medias de los ejemplares de Otamendi fueron más chicas que las de Punta Lara (Fig. 2.7 y 2.8).

Figura 2.1. Valores medios \pm D.S. del largo del cuerpo de machos de *Litomosoides bonaerensis*. Letras diferentes indican diferencias significativas al 5% (Test de Tukey).

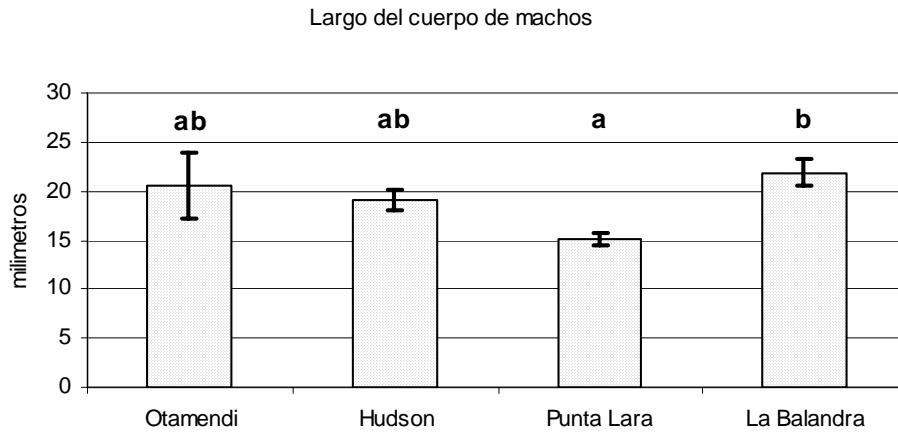


Figura 2.2. Valores medios \pm D.S. del largo del cuerpo de hembras de *Litomosoides bonaerensis* (ídem figura 2.1).

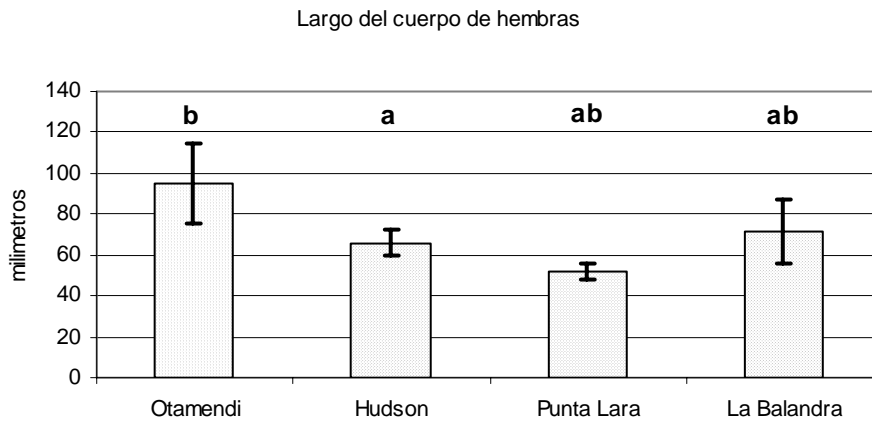


Figura 2.3. Valores medios \pm D.S. del largo del esófago de machos de *Litomosoides bonaerensis* (ídem figura 2.1).

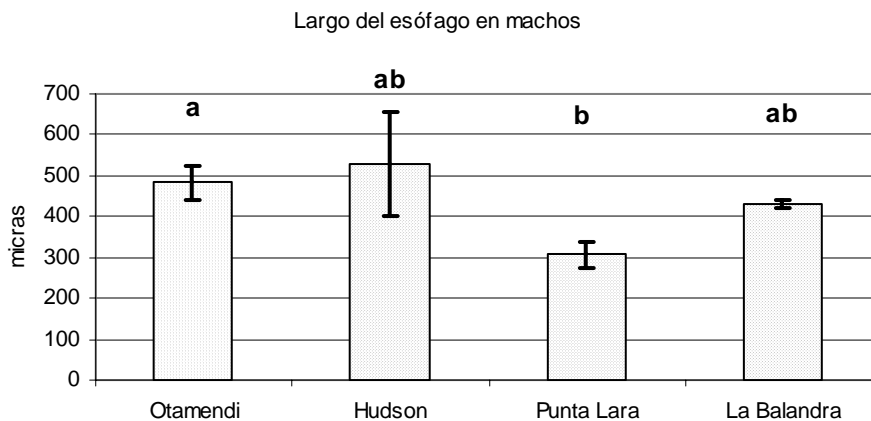


Figura 2.4. Valores medios \pm D.S. del largo del esófago de hembras de *Litomosoides bonaerensis* (idem figura 2.1).

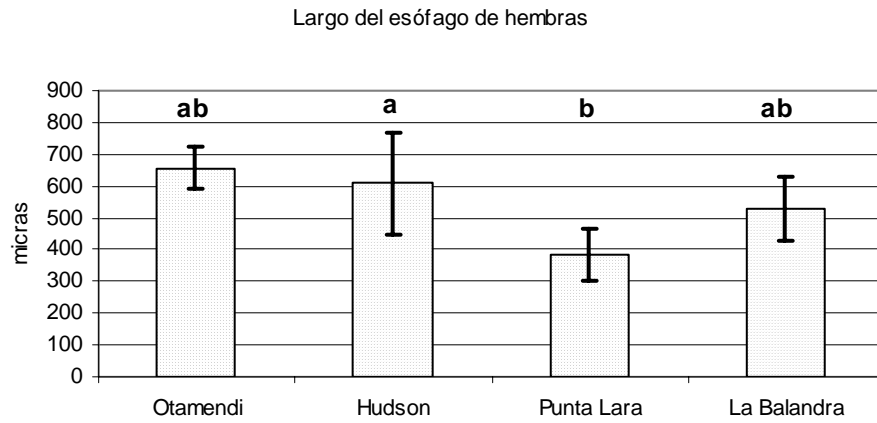


Figura 2.5. Valores medios \pm D.S. del largo de microfilarias uterinas de *Litomosoides bonaerensis* (idem figura 2.1).

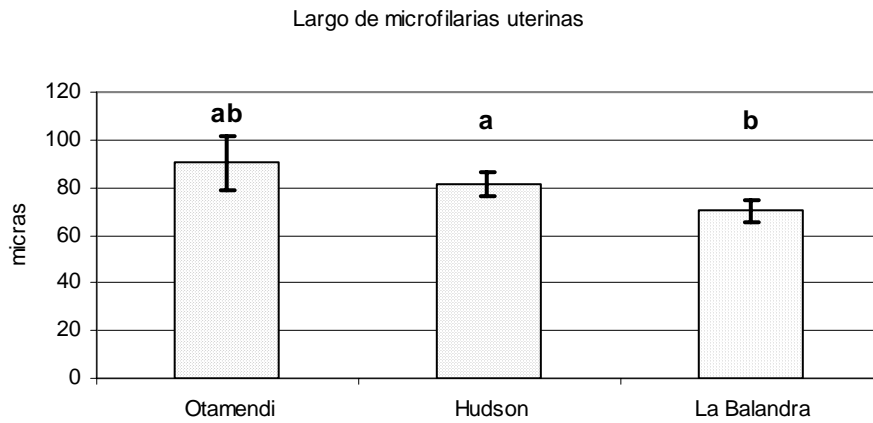


Figura 2.6. Valores medios \pm D.S. del largo de la cola de machos de *Litomosoides oxymycteri* (idem figura 2.1).

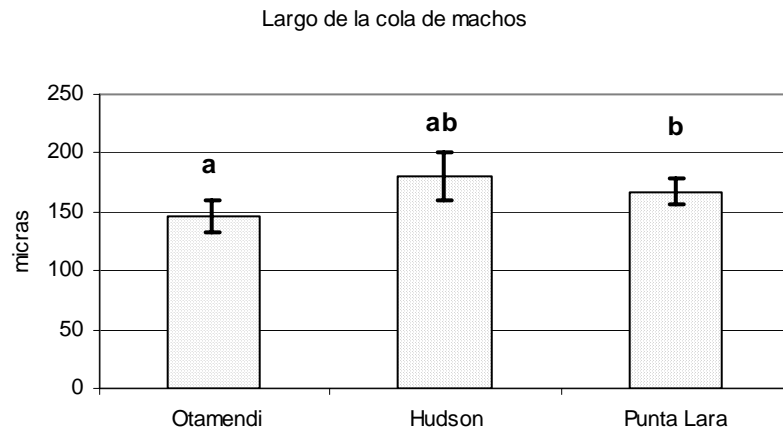


Tabla 2.3. Medias \pm D.S. de las longitudes de *Litomosoides oxymycteri* para las localidades de la ribera rioplatense y los valores de ANOVA y t-student obtenidos para cada una de las comparaciones (abreviaturas en Tabla 2.2).

		Otamendi	Hudson	Punta Lara	F (g.l.)	P
Machos	LC	18,45 \pm 2,77	20,54 \pm 3,17	19,50 \pm 2,45	8,33 (2, 21)	> 0.05
	LE	641,54 \pm 108,06	665,62 \pm 77,51	709 \pm 145,30	0,66 (2, 21)	> 0.05
	EI	259,9 \pm 38,09	294,3 \pm 32,30	270,5 \pm 46,53	2,05 (2, 25)	> 0.05
	ED	76,90 \pm 10,24	82,2 \pm 9,91	89 \pm 21,6	0,93 (2, 27)	> 0.05
	Lc	146,4 \pm 13,02	179,62 \pm 20,5	167 \pm 11,33	10,8 (2, 22)	< 0,05*
Hembras	LC	46,35 \pm 114,36	56,13 \pm 3,39	65,45 \pm 9	7,98 (2, 22)	< 0,05*
	LE	759,81 \pm 102,48	675 \pm 61,38	741,25 \pm 116,57	2,49 (2, 35)	> 0.05
	V	1001,81 \pm 101,19	1264,8 \pm 579,62	1226,4 \pm 105,06	2,32 (2, 33)	> 0.05
	Lc	299,81 \pm 92,31	362,62 \pm 95,93	412,33 \pm 96,76	3,59 (2, 30)	< 0,05*
					t (g.l.)	t- student
M		84,6 \pm 8,87	78,65 \pm 9,7	-	t ₍₁₈₎ = 1,39	> 0.05

* diferencia significativa ($p < 0.05$)

Para comparar las diferencias de las medias de las longitudes de *L. navonae* entre las diferentes especies hospedadoras, primero se testeó si aquellas filarias que parasitaban a la misma especie hospedadora pero de diferente localidad presentaban diferencias significativas. Así, se compararon las medias de longitudes de las filarias halladas en la especie hospedadora *Oligoryzomys* sp. y en *Holochilus chacarius* de las provincias de Chaco y Formosa. No se observaron diferencias significativas en las medias de las longitudes de los machos y las hembras que parasitaron a *Oligoryzomys* sp. de Chaco y de Formosa (Tabla 2.4), excepto para el LE en hembras. Las hembras de *L. navonae* de Formosa presentaron esófagos más largos que las de Chaco (Tabla 2.5).

En *H. chacarius* tampoco se observaron diferencias significativas entre las medias de las longitudes de las filarias de Chaco y Formosa, excepto para el Lc de las hembras (Tabla 2.4). Las colas de *L. navonae* de Formosa fueron más largas que las de Chaco (Tabla 2.5).

Teniendo en cuenta el análisis anterior, se compararon los caracteres cuantitativos observados para las tres especies hospedadoras (*N. squamipes*, *Oligoryzomys* sp. y *H. chacarius*). No se observaron diferencias significativas entre las medias de las longitudes de los machos, excepto para el Lc (Tabla 2.5), mientras que en las hembras hubo diferencias significativas para el LE, Lc y V (Tabla 2.5). Las colas de los machos de *H. chacarius* fueron significativamente más largas que las de *N. squamipes* (Fig. 2.9). En las hembras, se observó que el LE de *Oligoryzomys* sp. de Formosa fue significativamente más largo que el de *H. chacarius* (Fig. 2.10). La distancia de la vulva al extremo anterior en *N. squamipes* presentó diferencias significativas con la de *Oligoryzomys* sp. y *H. chacarius* (Fig. 2.11), esto es, que la vulva de las filarias en *N. squamipes* abrieron más cerca del extremo anterior que en las otras dos especies hospedadoras. Por último, las longitudes de las colas de las filarias de *H. chacarius* en Chaco fueron mucho más largas que las de *H. chacarius* de Formosa (Fig. 2.12).

Figura 2.7. Valores medios \pm D.S. del largo del cuerpo de hembras de *Litomosoides oxymycteri* (idem figura 2.1).

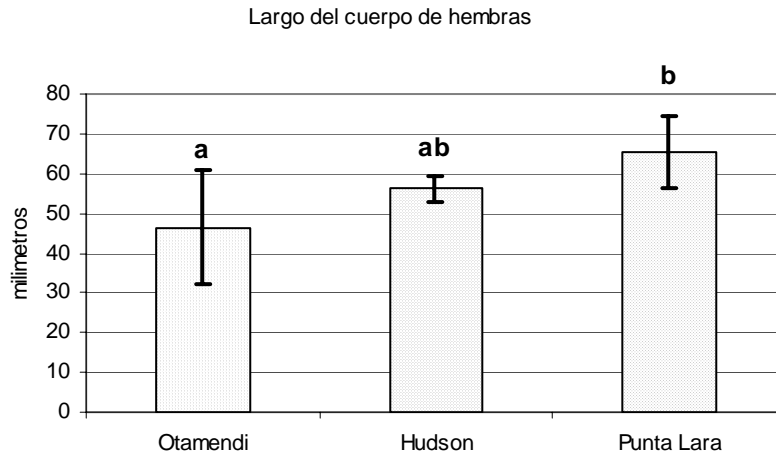


Figura 2.8. Valores medios \pm D.S. del largo de la cola de hembras de *Litomosoides oxymycteri* (idem figura 2.1).

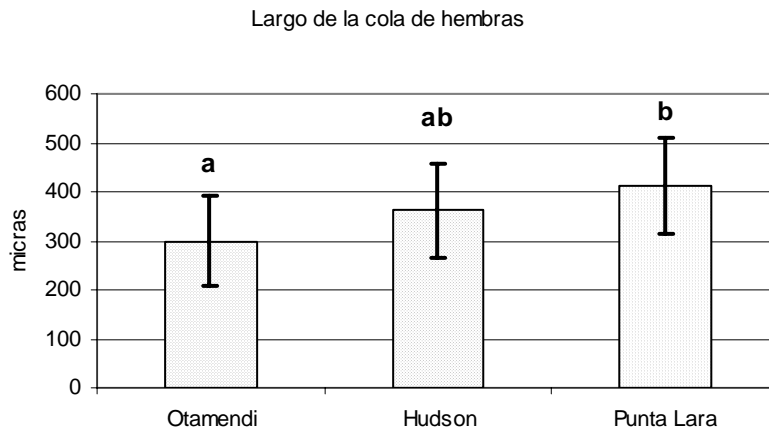


Figura 2.9. Valores medios \pm D.S. del largo de la cola de machos de *Litomosoides navonae* en diferentes especies hospedadoras (idem figura 2.1).

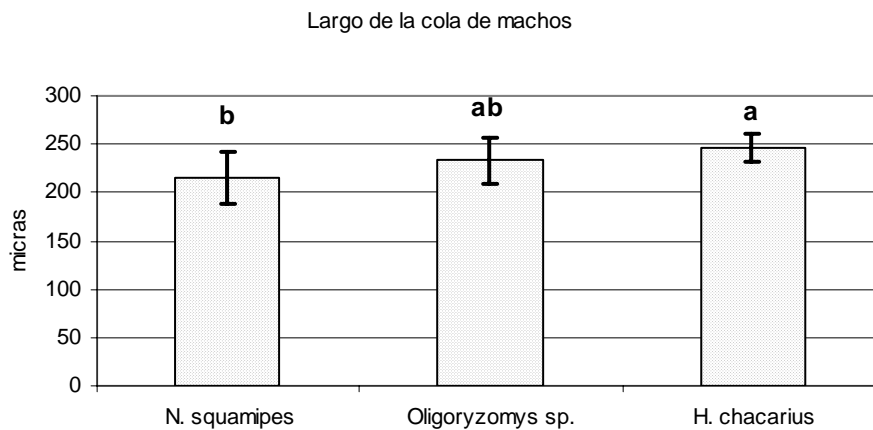


Tabla 2.4. Pruebas de t-student entre las medias de las longitudes de *Litomosoides navonae* de los hospedadores *Oligoryzomys* sp. de Chaco vs *Oligoryzomys* sp. de Formosa y de *Holochilus chacarius* de Chaco vs *H. chacarius* de Formosa (abreviaturas en Tabla 2.2)

		<i>Oligoryzomys</i> sp. Chaco vs <i>Oligoryzomys</i> sp. Formosa		<i>H. chacarius</i> Chaco vs <i>H. chacarius</i> Formosa	
		t(g.l.)	P	t(g.l.)	P
Machos	LC	t ₍₇₎ = 0,85	> 0,05	t ₍₄₎ = 0,057	> 0,05
	LE	t ₍₆₎ = 0,54	> 0,05	t ₍₄₎ = 1,23	> 0,05
	EI	t ₍₇₎ = 0,93	> 0,05	t ₍₃₎ = 1,43	> 0,05
	ED	t ₍₇₎ = 1,24	> 0,05	t ₍₄₎ = 1,31	> 0,05
	Lc	t ₍₇₎ = 0,28	> 0,05	t ₍₄₎ = 1,47	> 0,05
Hembras	LC	t ₍₄₎ = 2,02	> 0,05	t ₍₄₎ = 0,49	> 0,05
	LE	t ₍₁₂₎ = 2,06	< 0,05*	t ₍₇₎ = 0,51	> 0,05
	V	t ₍₁₂₎ = 0,66	> 0,05	t ₍₆₎ = 1,62	> 0,05
	Lc	t ₍₁₁₎ = 0,83	> 0,05	t ₍₅₎ = 2,31	< 0,05*

* diferencia significativa (p < 0.05)

Tabla 2.5. Medias ± D.S. de las longitudes de *Litomosoides navonae* para diferentes especies hospedadoras en el Nordeste de Argentina y los valores de ANOVA obtenidos para cada una de las comparaciones (abreviaturas en Tabla 2.2)

		<i>Nectomys squamipes</i>	<i>Oligoryzomys</i> sp.	<i>Holochilus chacarius</i>	F (g.l.)	P
Machos	LC	21,53 ± 2,96	23,99 ± 2,49	21,26 ± 2,26	2,55 (2, 22)	> 0,05
	LE	567,16 ± 108,19	582,12 ± 105,62	601,33 ± 77,06	0,23 (2, 23)	> 0,05
	EI	301,38 ± 44,58	304,55 ± 39,91	286,8 ± 47,55	0,36 (2, 24)	> 0,05
	ED	93,76 ± 10,51	84,88 ± 4,31	88,83 ± 3,7	2,71 (2, 25)	> 0,05
	Lc	215,15 ± 26,19	233,11 ± 23,98	247 ± 14,35	3,89 (2, 25)	< 0,05*
Hembras	LC	64,77 ± 8,77	64,13 ± 10,5	66,63 ± 12,16	0,12 (2, 20)	> 0,05
	LE	731,85 ± 104,84	Chaco: 790,66 ± 113,4 Formosa: 940,6 ± 157,7	772,77 ± 134,44	4,13 (3, 39)	< 0,05*
	V	1352,6 ± 214,39	1850,21 ± 246,98	1702,5 ± 285,45	13,86 (2, 39)	< 0,05*
	Lc	590,93 ± 122,55	568,69 ± 127,5	Chaco: 731,2 ± 149,3 Formosa: 462,5 ± 81,3	3,06 (3, 42)	< 0,05*

* diferencia significativa (p < 0.05)

Figura 2.10. Valores medios \pm D.S. del largo del esófago de hembras de *Litomosoides navonae* en diferentes especies hospedadoras (ídem figura 2.1).

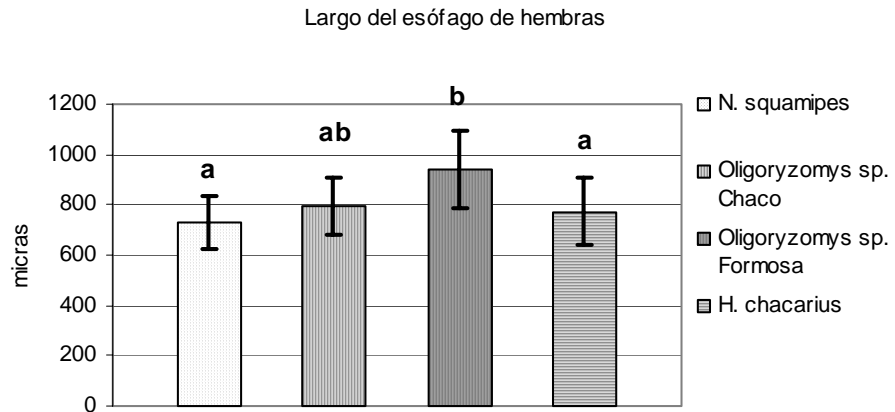


Figura 2.11. Valores medios \pm D.S. de la vulva de *Litomosoides navonae* en diferentes especies hospedadoras (ídem figura 2.1).

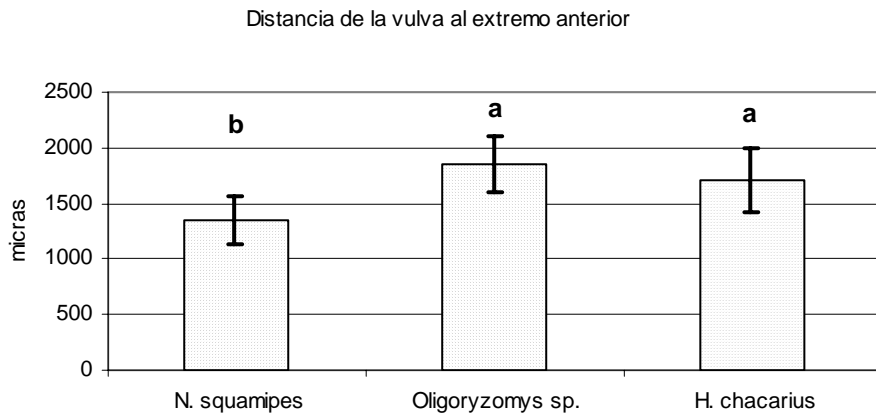
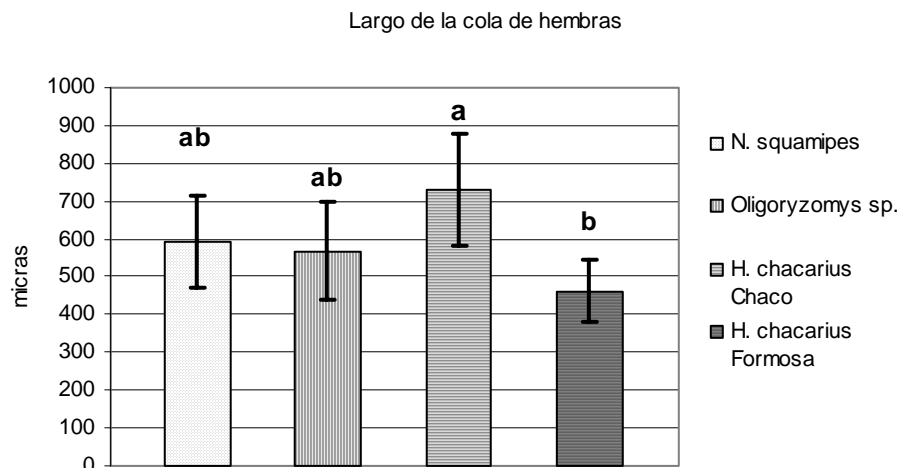


Figura 2.12. Valores medios \pm D.S. del largo de la cola de hembras de *Litomosoides navonae* en diferentes especies hospedadoras (ídem figura 2.1).



Las medias del largo de las microfilarias uterinas y sanguíneas de *N. squamipes* no presentaron diferencias significativas ($P > 0,05$; $t_{(14)} = 0,79$), en tanto que entre las microfilarias sanguíneas de *N. squamipes* y *H. chacarius* las diferencias fueron altamente significativas ($P < 0,001$; $t_{(17)} = 4,89$). Comparando las medias de las microfilarias uterinas de *Oligoryzomys* sp. de Chaco con las de la misma especie hospedadora de Formosa hubo diferencias significativas ($P < 0,001$; $t_{(11)} = 3,49$).

Sobre esta base se compararon las medias de las microfilarias para las diferentes especies hospedadoras. Se observaron diferencias significativas entre las microfilarias para las diferentes especies hospedadoras ($F_{(4, 37)} = 12,09$; $P < 0,001$) (Tabla 2.6). Así, las microfilarias de *N. squamipes* y *Akodon* sp. fueron las más chicas, seguidas por las microfilarias de *H. chacarius* y *Oligoryzomys* sp. de Formosa y las más largas fueron las de *Oligoryzomys* sp. de Chaco.

Tabla 2.6. Medias \pm D.S. del largo de las microfilarias uterinas (Mf U) y sanguíneas (Mf S) de *Litomosoides navonae* (A la izquierda se enumeran las muestras de 1 a 5; los números en la columna del test de Tukey se corresponden con las muestras con las cuales presentan diferencias significativas al 0,05).

	Hospedadores	Largo de las Mf	Test de Tukey
1	<i>N. squamipes</i> (Mf U+S)	69,31 \pm 4,8	4
2	<i>H. chacarius</i> (Mf S)	73,55 \pm 2,4	4 y 5
3	<i>Oligoryzomys</i> sp. de Formosa (Mf U)	74,55 \pm 5,1	4 y 5
4	<i>Oligoryzomys</i> sp. de Chaco (Mf U)	83,75 \pm 0,9	1; 2; 3 y 5
5	<i>Akodon</i> sp. (Mf U)	65,67 \pm 4,04	2; 3 y 4

Para comparar las medias de las longitudes de *L. navonae* por área geográfica, primero se testeó si hubo diferencias significativas entre las diferentes especies hospedadoras para una misma localidad. Así, no hubo diferencias significativas para las medias observadas de machos entre *Oligoryzomys* sp. y *H. chacarius* tanto de Chaco como de Formosa, ni entre las hembras de Chaco (Tabla 2.7), ni tampoco entre hembras de *Oligoryzomys* sp., *H. chacarius* y *Akodon* sp. de Formosa (Tabla 2.8).

De esta manera, se compararon las medias para las tres provincias: Misiones, Chaco y Formosa (Tabla 2.9). No hubo diferencias significativas entre los machos para las diferentes provincias, excepto para el Lc. Las colas de los machos de *L. navonae* en Misiones fueron más chicas que las de Chaco (Fig. 2.13). En tanto que para las hembras, las diferencias observadas se registraron en la V y Lc. La vulva de las filarias de Misiones abrieron cercanas al extremo anterior con respecto a las de las otras dos provincias (Fig. 2.14), mientras que para el largo de la cola solo difirieron las de Chaco y Formosa (Fig. 2.15).

Tabla 2.7. Pruebas de t-student de las medias de las longitudes de *Litomosoides navonae* entre diferentes especies hospedadoras para la misma provincia: *Oligoryzomys* sp. vs *Holochilus chacarius* de Chaco y de Formosa.

		Chaco		Formosa	
		<i>Oligoryzomys</i> sp. vs <i>H. chacarius</i>		<i>Oligoryzomys</i> sp. vs <i>H. chacarius</i>	
		t(g.l.)	P	t(g.l.)	P
Machos	LC	t ₍₃₎ = 0,25	> 0,05	t ₍₈₎ = 1,44	> 0,05
	LE	t ₍₃₎ = 1,08	> 0,05	t ₍₇₎ = 0,49	> 0,05
	EI	t ₍₂₎ = 1,28	> 0,05	t ₍₈₎ = 0,66	> 0,05
	ED	t ₍₃₎ = 2,32	> 0,05	t ₍₈₎ = 1,77	> 0,05
	Lc	t ₍₈₎ = 0,19	> 0,05	t ₍₃₎ = 1,16	> 0,05
Hembras	LC	t ₍₄₎ = 0,78	> 0,05	Ver tabla 2.8	
	LE	t ₍₈₎ = 2,10	> 0,05		
	V	t ₍₈₎ = 0,51	> 0,05		
	Lc	t ₍₈₎ = 1,23	> 0,05		

Tabla 2.8. ANOVA de las medias de las longitudes de hembras de *Litomosoides navonae* entre *Oligoryzomys* sp., *Holochilus chacarius* y *Akodon* sp. de Formosa.

Hembras		
	F (g.l.)	P
LC	0,98 (2, 5)	> 0,05
LE	0,01 (2, 12)	> 0,05
V	2,8 (2, 10)	> 0,05
Lc	0,56 (2, 10)	> 0,05

Tabla 2.9. Medias ± D.S. de las longitudes de *Litomosoides navonae* para las diferentes provincias del Nordeste de Argentina y los valores de ANOVA obtenidos para cada una de las comparaciones (Abreviaturas en Tabla 2.2).

		Misiones ¹	Chaco ²	Formosa ³	F (g.l.)	P
Machos	LC	21,53 ± 2,96	21,36 ± 2,23	23,67 ± 2,68	1,66 (2, 22)	> 0.05
	LE	567,16 ± 108,19	607 ± 86,32	581,11 ± 98,16	0,3 (2, 23)	> 0.05
	EI	301,38 ± 44,58	283,5 ± 56,05	304,1 ± 36,76	0,46 (2, 24)	> 0.05
	ED	93,76 ± 10,51	86 ± 4,1	86,7 ± 4,7	2,3 (2, 25)	> 0.05
	Lc	215,15 ± 26,19	250 ± 10	233 ± 23,48	4,44 (2, 25)	< 0.05*
Hembras	LC	64,77 ± 8,77	67,77 ± 12,74	64,30 ± 9,47	0,28 (2, 22)	> 0.05
	LE	731,85 ± 104,84	845,8 ± 167,31	795,06 ± 135,24	2,64 (2, 42)	> 0.05
	V	1352,6 ± 214,39	1863,6 ± 275,42	1706,6 ± 272,09	14,82 (2, 40)	< 0.05*
	Lc	590,93 ± 122,55	668,8 ± 163,9	527,16 ± 89,51	3,87 (2, 35)	< 0.05*

* diferencia significativa (p < 0.05)

1 hospedador *Nectomys squamipes*; 2 incluye a *Oligoryzomys* sp. y *H. chacarius*; 3 incluye a *Oligoryzomys* sp., *H. chacarius* y *Akodon* sp.

Figura 2.13. Valores medios \pm D.S. del largo de la cola de machos de *Litomosoides navonae* en diferentes provincias (idem figura 2.1).

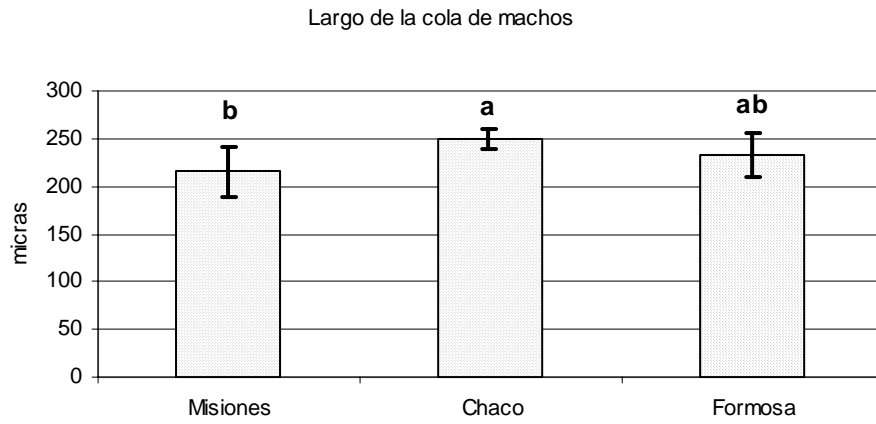


Figura 2.14. Valores medios \pm D.S. de la vulva de *Litomosoides navonae* en diferentes provincias (idem figura 2.1).

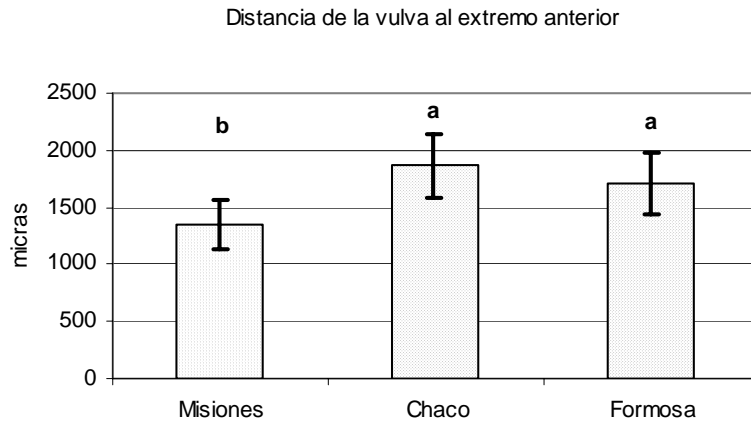
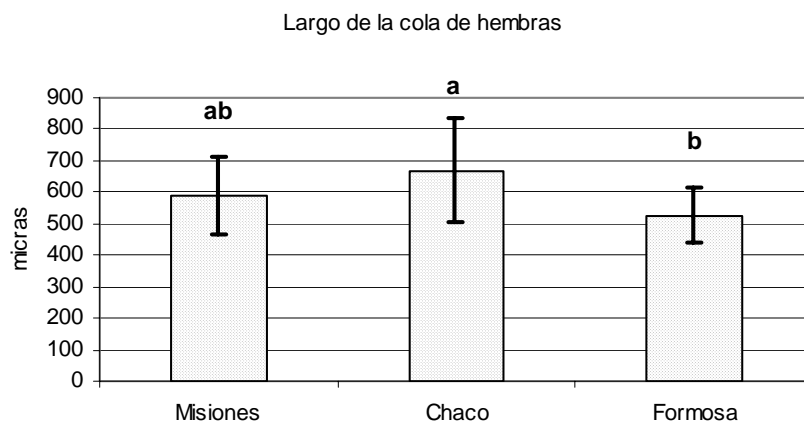


Figura 2.15. Valores medios \pm D.S. del largo de la cola en hembras de *Litomosoides navonae* en diferentes provincias (idem figura 2.1).



Caracteres cuantitativos intraespecíficos asociados al crecimiento de las filarias

Para observar si el crecimiento de las filarias (el aumento del tamaño del cuerpo) estuvo acompañado por el crecimiento del resto de las estructuras (largo del esófago, de la cola, espículas y vulva), se realizaron análisis de correlación lineal.

En *L. bonaerensis* no se observó correlación entre el LC-LE y el LC-Lc tanto de machos como de hembras, ni entre el LC-V en hembras (Tabla 2.10). Sin embargo se observó una correlación negativa entre el LC-EI y LC-ED (Fig. 2.16 y 2.17).

Tabla 2.10. Correlaciones entre caracteres asociados al crecimiento intraespecífico en *Litomosoides bonaerensis*.

	Machos			Hembras			
	R ²	F (g.l.)	P	R ²	F (g.l.)	P	
LC-LE	0.21	2.98 (1, 11)	> 0,05	LC-LE	0.17	3.01 (1, 14)	> 0,05
LC-Lc	0.24	3.54 (1, 11)	> 0,05	LC-Lc	0.001	0.025 (1, 14)	> 0,05
LC-EI	0.35	6.18 (1, 11)	< 0,05*	LC-V	0.08	1.25 (1, 14)	> 0,05
LC-ED	0.41	7.87 (1, 11)	< 0,05*				
EI-ED	0.24	3,15 (1, 11)	> 0,05				

En la Tabla 2.11 se muestran las correlaciones para *L. oxymycteri*. Se observó correlación positiva para el LC-LE tanto en machos (Fig. 2.18) como en hembras (Fig. 2.19), para LC-EI (Fig. 2.20) y para el LC-Lc en hembras (Fig. 2.21).

Para *L. navonae* no se observó correlación en ninguno de los casos (Tabla 2.12).

Tabla 2.11. Correlaciones entre caracteres asociados al crecimiento intraespecífico en *Litomosoides oxymycteri*.

	Machos			Hembras			
	R ²	F (g.l.)	P	R ²	F (g.l.)	P	
LC-LE	0,32	9,93 (1, 21)	< 0,05*	LC-LE	0,25	7 (1, 21)	< 0,05*
LC-Lc	0,14	3,47 (1, 21)	> 0,05	LC-Lc	0,40	14,02 (1, 21)	< 0,05*
LC-EI	0,19	5,07 (1, 21)	< 0,05*	LC-V	0,025	0,55 (1, 21)	> 0,05
LC-ED	0,045	1 (1, 21)	> 0,05				
EI-ED	0,08	1,90 (1, 21)	> 0,05				

Tabla 2.12. Correlaciones entre caracteres asociados al crecimiento intraespecífico en *Litomosoides navonae*.

	Machos			Hembras			
	R ²	F (g.l.)	P	R ²	F (g.l.)	P	
LC-LE	0,033	0,72 (1, 21)	> 0,05	LC-LE	0,17	4,22 (1, 21)	> 0,05
LC-Lc	0,017	0,37 (1, 21)	> 0,05	LC-Lc	0,0003	0,006 (1, 21)	> 0,05
LC-EI	0,002	0,05 (1, 21)	> 0,05	LC-V	0,09	2,09 (1, 21)	> 0,05
LC-ED	0,003	0,06 (1, 21)	> 0,05				
EI-ED	0,03	0,66 (1, 21)	> 0,05				

Figura 2.16. *Litomosoides bonaerensis*: Regresión entre el largo del cuerpo (LC) y la espícula izquierda (EI).

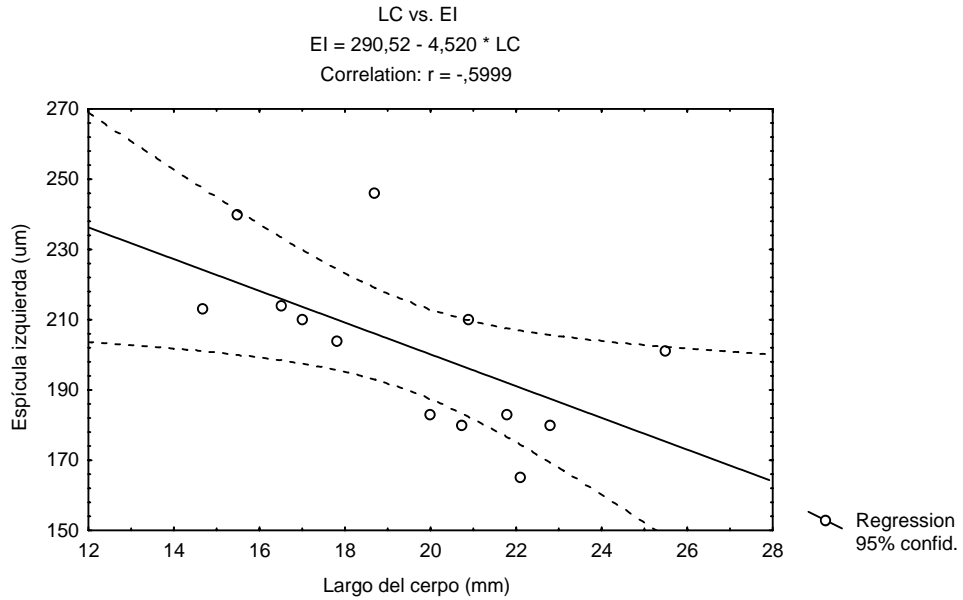


Figura 2.17. *Litomosoides bonaerensis*: Regresión entre el largo del cuerpo (LC) y la espícula derecha (ED).

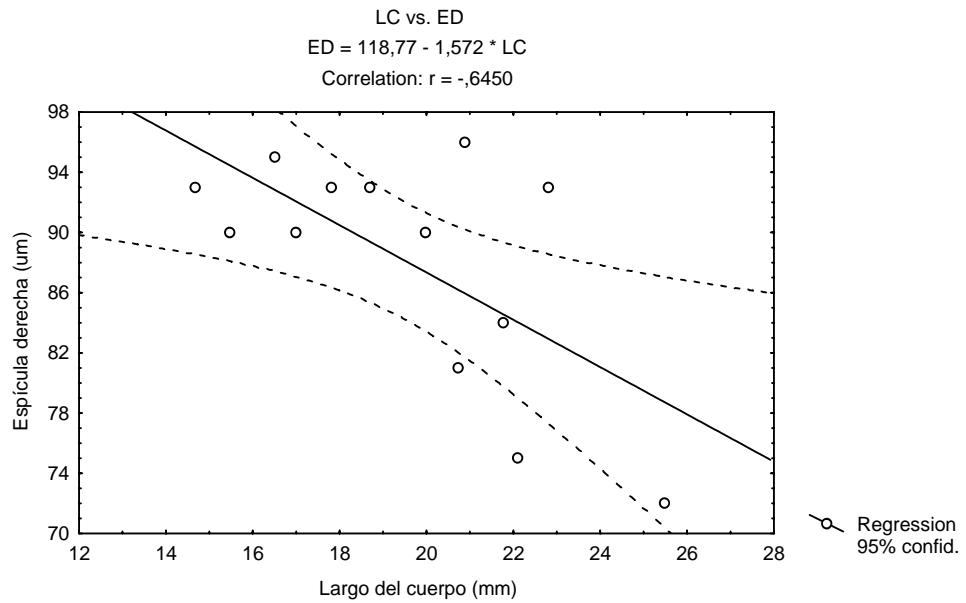


Figura 2.18. *Litomosoides oxymycteri*: Regresión entre el largo del cuerpo (LC) y esófago (LE) en machos.

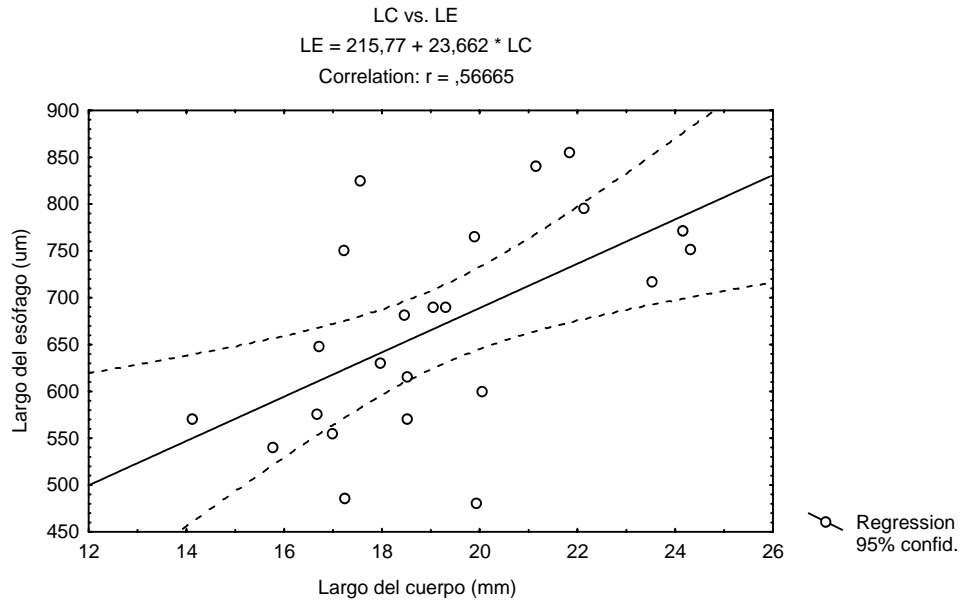


Figura 2.19. *Litomosoides oxymycteri*: Regresión entre el largo del cuerpo (LC) y esófago (LE) en hembras.

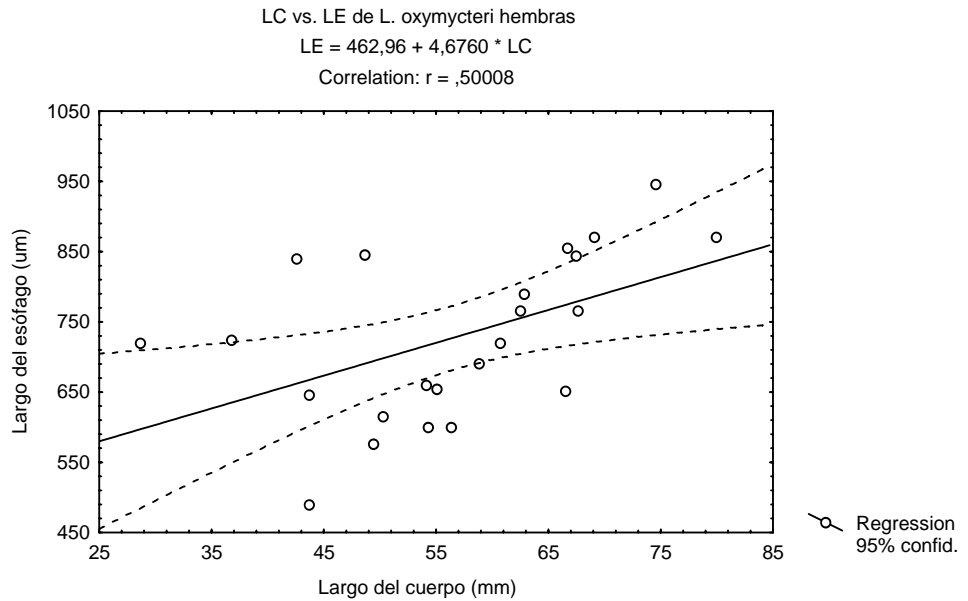


Figura 2.20. *Litomosoides oxymycteri*: Regresión entre el largo del cuerpo (LC) y espícula izquierda (EI).

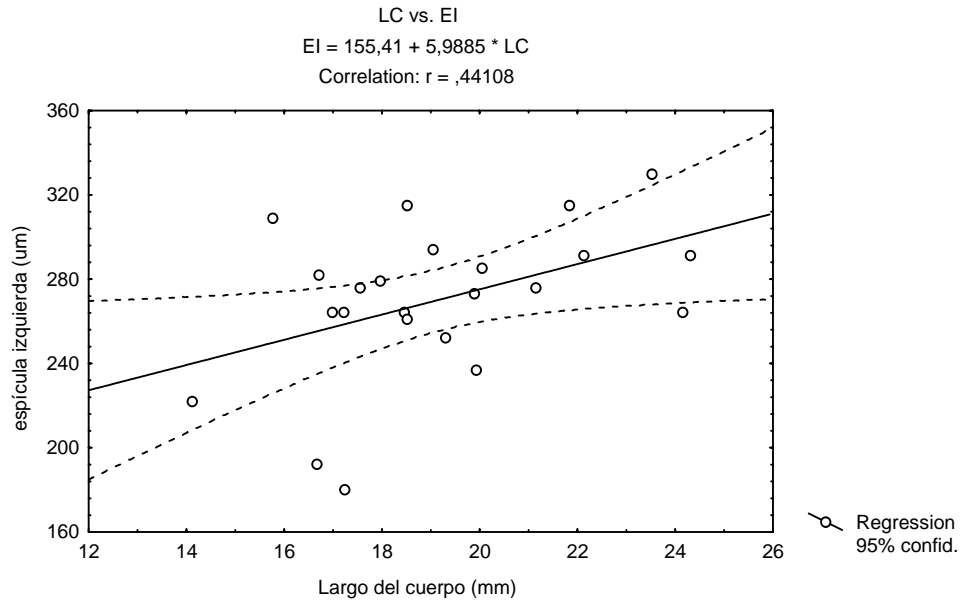
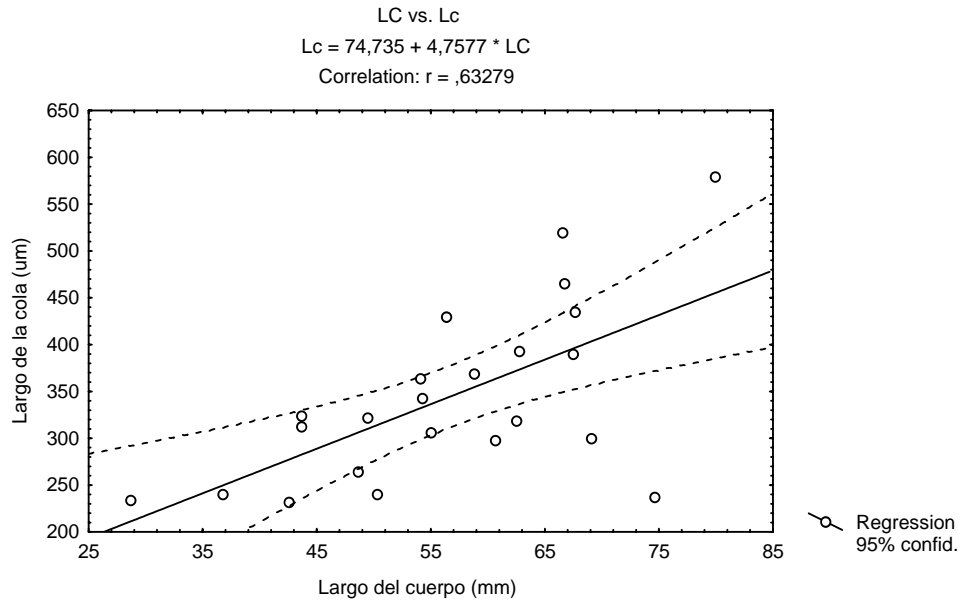


Figura 2.21. *Litomosoides oxymycteri*: Regresión entre el largo del cuerpo (LC) y cola (Lc) en hembras.



Caracteres cuantitativos interespecíficos asociados al tamaño de las filarias

Con el fin de observar si el tamaño de las filarias en el género *Litomosoides* estuvo relacionado con el resto de los caracteres cuantitativos, se realizaron correlaciones entre estos caracteres y el tamaño del cuerpo tomando las especies del género (ver Tabla 2.1).

Se observaron correlaciones débiles aunque significativas entre todos los caracteres, excepto para el LC-LE en hembras (Tabla 2.13). En todos los casos se observaron correlaciones positivas. En machos el largo del esófago aumentó con el largo del cuerpo (Fig. 2.22), al igual que el largo de la cola tanto en machos como en hembras (Fig. 2.23 y 2.24). La espícula izquierda y derecha también tienden a aumentar de tamaño a medida que las tallas son más grandes (Figs. 2.25 y 2.26). También se observó correlación positiva entre la espícula izquierda y el radio espicular (la proporción de la ED/EI) (Fig. 2.27). En las hembras, la distancia de la vulva al extremo anterior también estuvo correlacionado con el tamaño del cuerpo (Fig. 2.28).

Tabla 2.13. Correlaciones entre caracteres asociados al tamaño interespecífico del género *Litomosoides*

	Machos			Hembras			
	R ²	F (g.l.)	P	R ²	F (g.l.)	P	
LC-LE	0,25	9,86 (1, 29)	< 0,05*	LC-LE	0,11	3,70 (1, 28)	> 0,05
LC-Lc	0,31	13,49 (1, 29)	< 0,05*	LC-Lc	0,21	9,41 (1, 28)	< 0,05*
LC-EI	0,52	32,01 (1, 29)	< 0,05*	LC-V	0,62	46,9 (1, 28)	< 0,05*
LC-ED	0,29	11,87 (1, 29)	< 0,05*				
EI-ED	0,44	22,93 (1, 29)	< 0,05*				

Con el fin de evaluar las diferencias del dimorfismo sexual entre las especies de *Litomosoides* se correlacionaron los tamaños del cuerpo de machos y hembras. Se observó una correlación positiva entre el largo de las hembras con la proporción del largo de machos/hembras ($r = 0,69$; $r^2 = 0,48$; $F = 26,78$; $p = 0,001$; $n = 28$) (Fig. 2.29).

Figura 2.22. Regresión de las especies de *Litomosoides*: largo del cuerpo (LC) y esófago (LE) en machos.

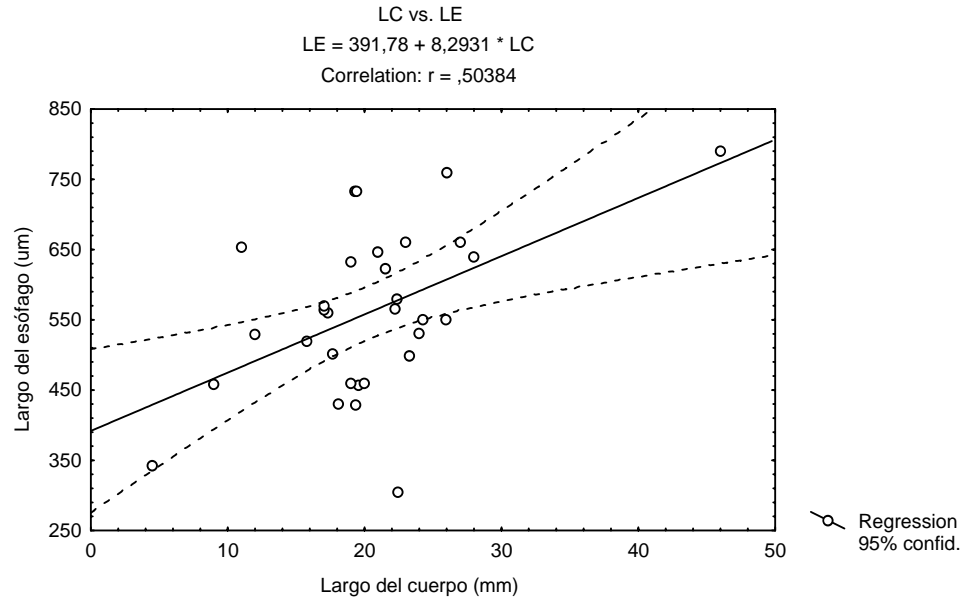


Figura 2.23. Regresión de las especies de *Litomosoides*: largo del cuerpo (LC) y cola (Lc) en machos.

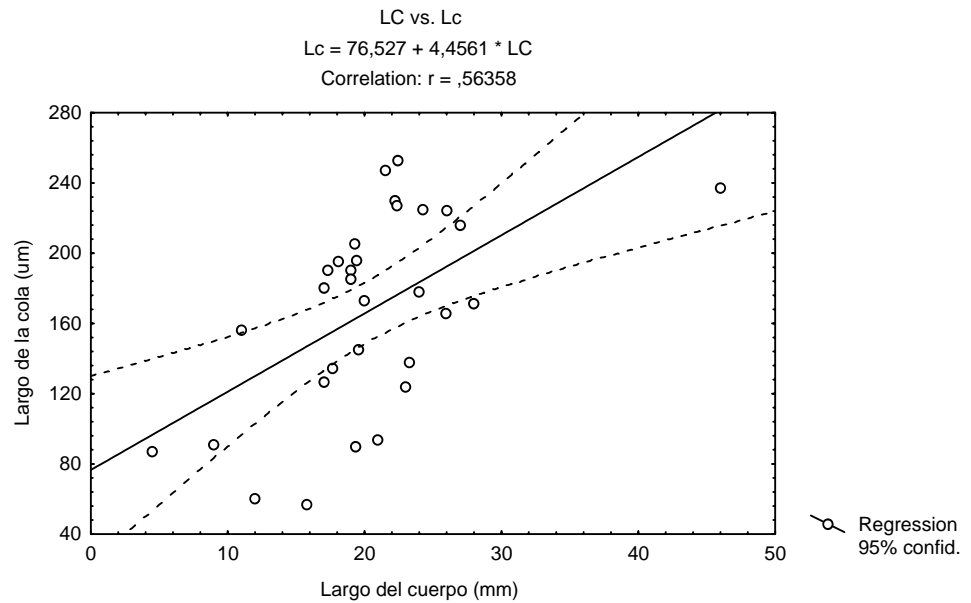


Figura 2.24. Regresión de las especies de *Litomosoides*: largo del cuerpo (LC) y cola (Lc) en hembras.

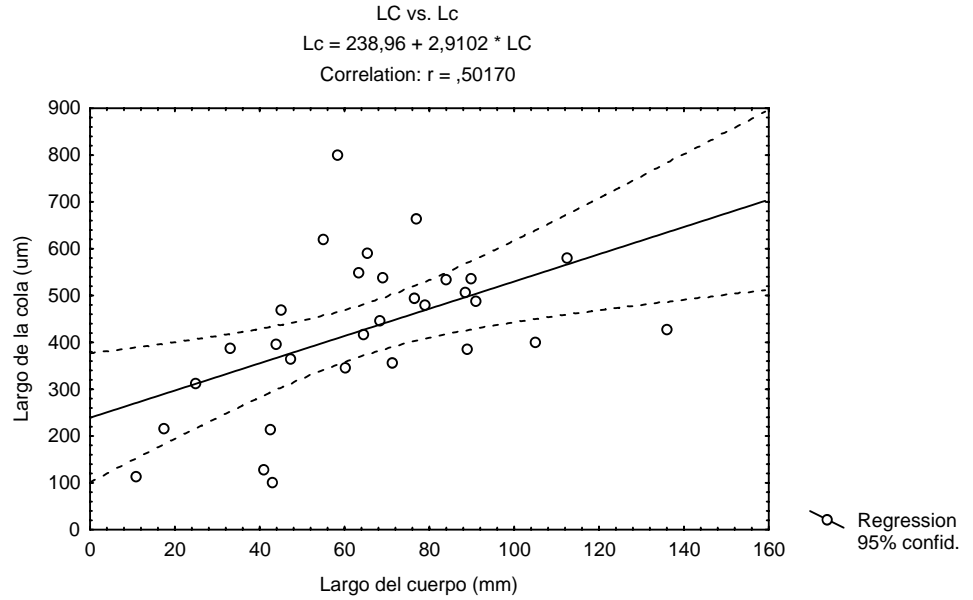


Figura 2.25. Regresión de las especies de *Litomosoides*: largo del cuerpo (LC) y espícula izquierda (EI).

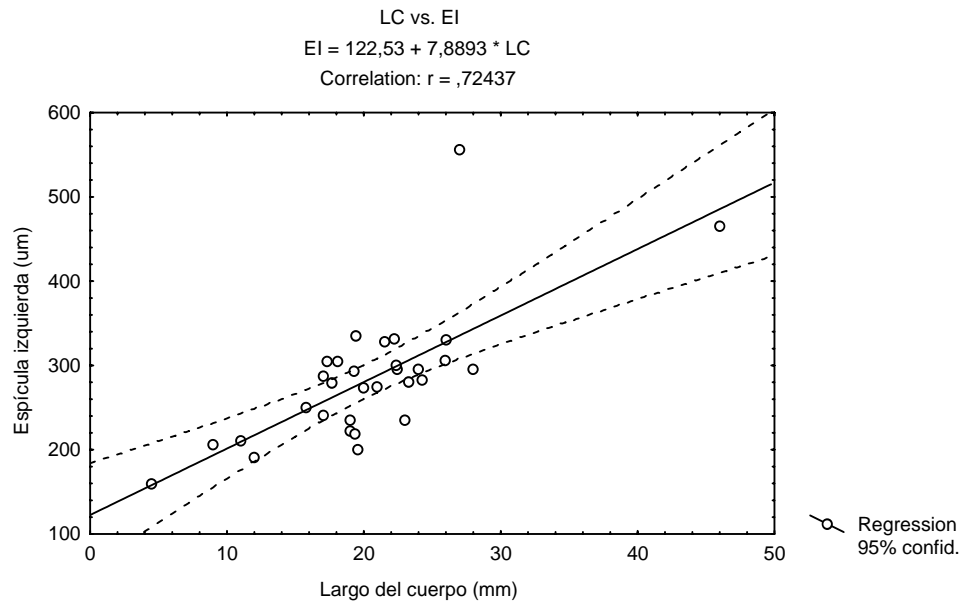


Figura 2.26. Regresión de las especies de *Litomosoides*: largo del cuerpo (LC) y espícula derecha (ED).

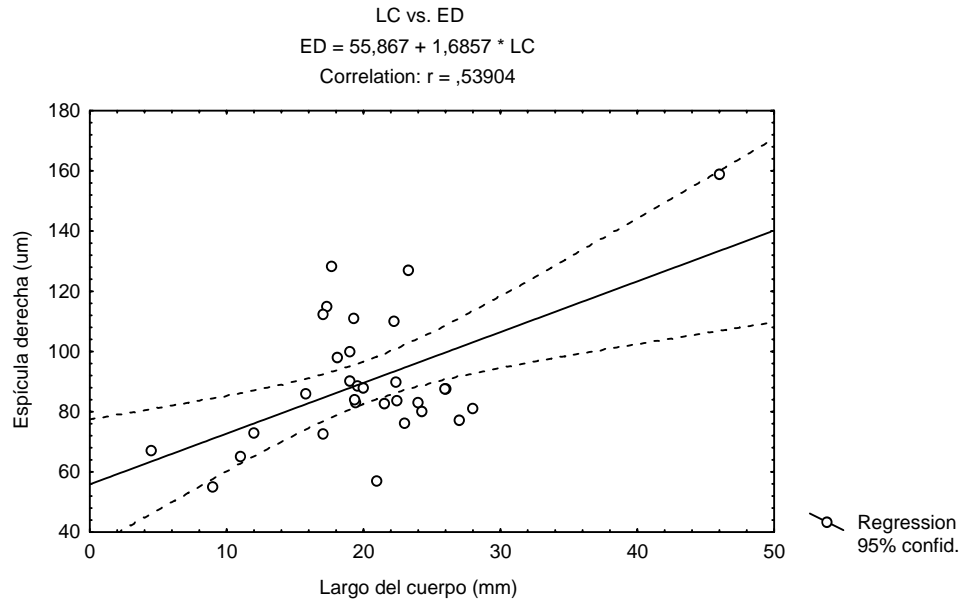


Figura 2.27. Regresión de las especies de *Litomosoides*: Proporción espícula izquierda-derecha (Prop.EI/ED) y espícula izquierda (EI).

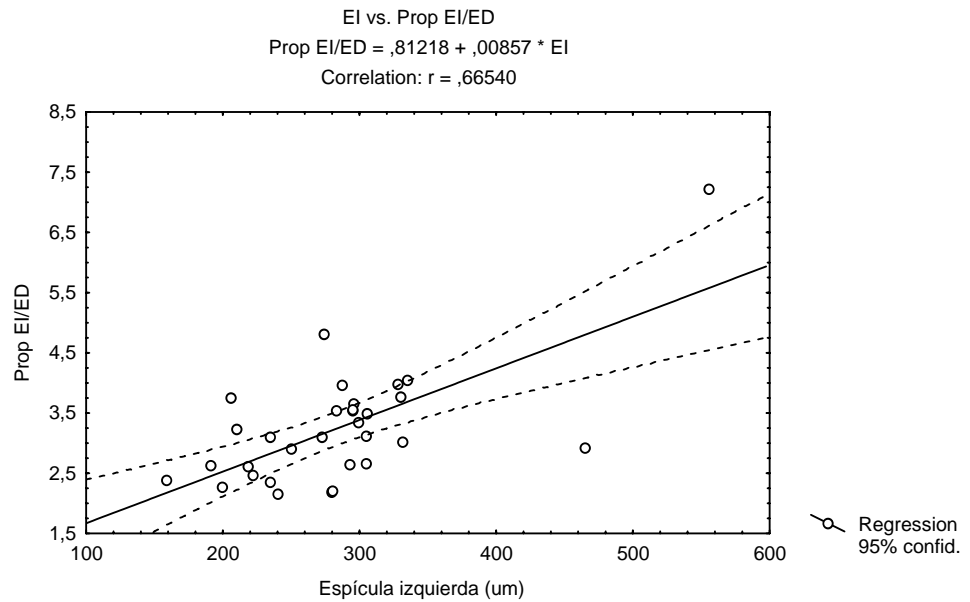


Figura 2.28. Regresión de las especies de *Litomosoides*: largo del cuerpo (LC) y distancia de la vulva al extremo anterior (V).

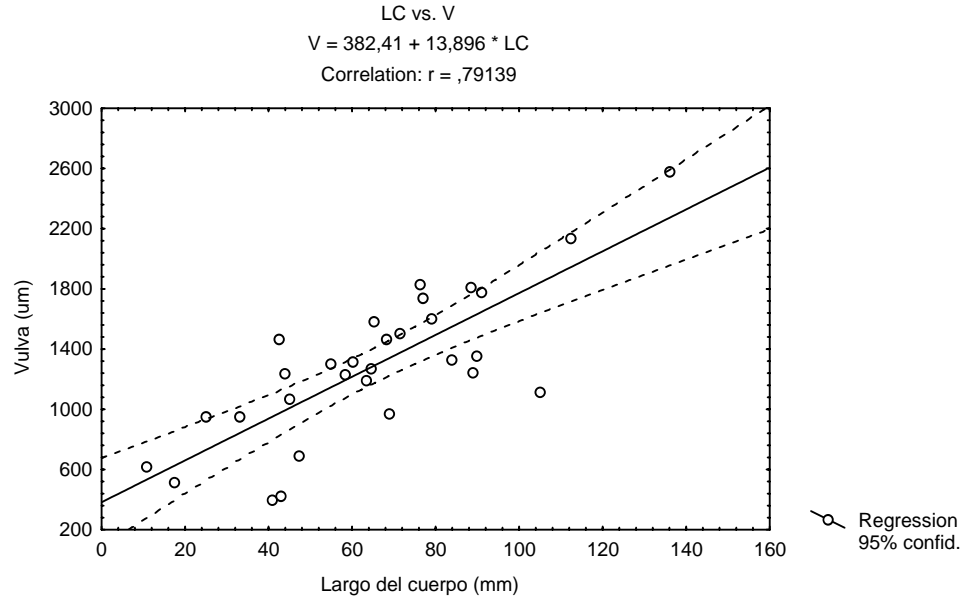
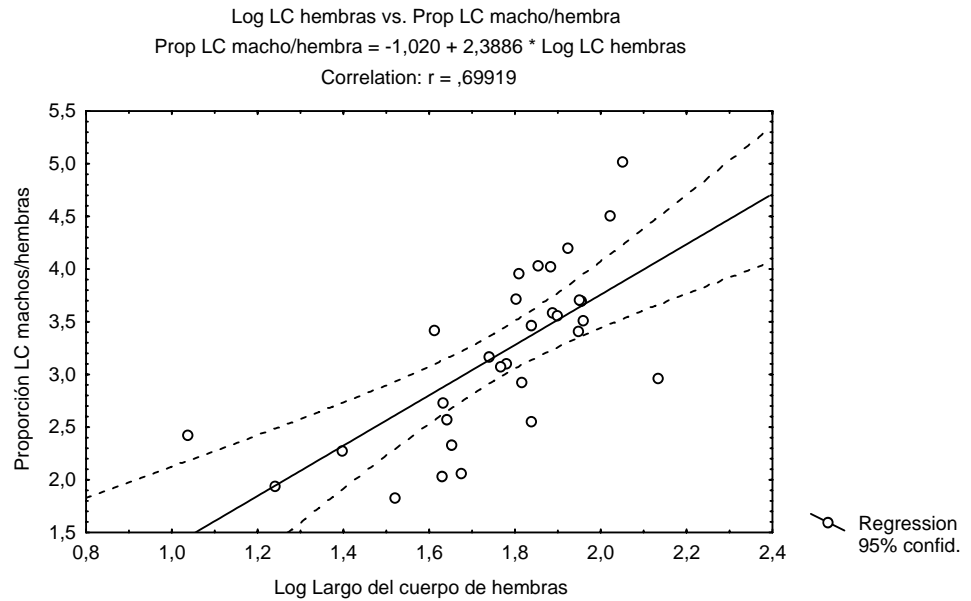


Figura 2.29. Regresión de las especies de *Litomosoides*: Proporción largo del cuerpo de machos/ hembras (Prop. LC m/h) sobre el Logaritmo del largo del cuerpo de hembras (Log LCh).



DISCUSIÓN

Entre las especies estudiadas se observó una marcada variación de los caracteres cuantitativos.

Los machos y las hembras de *L. bonaerensis* de Punta Lara fueron de tallas más pequeñas. Las diferencias significativas de las tallas en los machos se registraron entre las más chicas (Punta Lara) y las más grandes (La Balandra) (Fig. 2.1), sin embargo, en las hembras las diferencias fueron entre las más grandes (Otamendi) y las de talla intermedia (Hudson) (Fig. 2.2). Las hembras de *L. oxymycteri* de Otamendi fueron significativamente más chicas que las de Punta Lara (Fig. 2.7). Por el contrario en *L. navonae*, que parasitó a diferentes especies hospedadoras y localidades, las variaciones observadas no fueron significativas. Guerrero et al. (2002) observaron variaciones en las tallas de *L. brasiliensis* que parasitaban a diferentes especies de murciélagos Phyllostomidae procedentes de tres países de América. Del mismo modo, Spratt y Varughese (1975) observaron una marcada variación en otra filaria, *Dipetalonema johnstoni* Mackerras, 1959 que parasita a varias especies de marsupiales australianos y ampliamente distribuida en ese continente.

Spratt (1972) reportó que gran parte del crecimiento en especies de *Dirofilaria* ocurre en el quinto estadio de machos y hembras, y observó una marcada variación en el largo y ancho de los mismos que se correlacionaba con el estadio de madurez. Por otra parte, estas variaciones pueden estar también afectadas por la intensidad parasitaria y el grado de agregación que presentan en la población hospedadora (Poulin y Morand, 2000).

En lo que respecta al largo del esófago, los machos y hembras de *L. bonaerensis* de Punta Lara presentaron esófagos cortos (Figs. 2.3 y 2.4). Para *L. navonae* se observaron ejemplares con esófagos muy largos en *Oligoryzomys* sp. de Formosa (Fig. 2.10). Teniendo en cuenta que éste es muscular, al menos en la parte anterior, las medidas pueden verse afectadas por la contracción de sus células en el momento de la fijación. De todos modos, estas variaciones no arrojaron diferencias significativas, lo que implica que el esófago es una estructura muy variable dentro de las filarias. Durante el desarrollo larvario de *L. sigmodontis* y *L. legerae* se observó que la larva de segundo estadio (L2) presentaba un esófago proporcionalmente largo, dividido en una porción anterior muscular y una posterior glandular. En los siguientes estadios (L3 y L4) la porción glandular tiende a reducirse y el largo total del esófago resulta proporcionalmente más corto (Bain et al., 1980). Este acortamiento relativo del esófago podría ser una de las razones por las que se observan diferencias en el largo.

Algo semejante ocurre con la posición de la vulva. En los ejemplares aquí estudiados, se observaron diferencias significativas en *L. navonae* para diferentes especies hospedadoras (Fig. 2.11) Uno de los factores que afectarían la posición de la vulva es el estado de madurez de las filarias. En aquellas hembras maduras la vulva se abre más posteriormente que en las inmaduras (Spratt y Varughese, 1975). Esto también fue observado durante el desarrollo larvario para algunas especies de *Litomosoides*, donde en las L3 el primordio genital se abre a nivel del esófago y en el quinto estadio se localiza a la altura de la unión esofágico-intestinal o posterior a esta (Bain y Chabaud, 1986; Guerrero et al., 2002). Sin embargo, de acuerdo con el material estudiado, se han encontrado hembras maduras con la vulva en posiciones muy distantes y en la misma infrapoblación.

Otra de las medidas sujetas a variaciones es el largo de la cola. Se observaron diferencias significativas en machos y hembras de *L. oxymycteri* entre diferentes localidades (Figs. 2.6 y 2.8) y en *L. navonae* entre diferentes hospedadores (Fig. 2.12). La forma de la cola, en ambos sexos, junto con la presencia o ausencia de apéndices caudales y la posición de los fasmidios, son caracteres cualitativos diagnósticos de importancia entre las filarias. Las variaciones en el carácter cuantitativo (largo), también fueron registradas principalmente, en hembras de diferentes especies del género *Dipetalonema* (Spratt y Varughese, 1975).

Las microfilarias también mostraron variaciones. Se observaron diferencias en las microfilarias uterinas de *L. bonaerensis* (Fig. 2.5) y de *L. navonae*, en diferentes localidades, y de *L. navonae* entre las microfilarias sanguíneas de diferentes especies hospedadoras (Tabla 2.6). Existen controversias sobre si el largo de las microfilarias uterinas difieren del de las sanguíneas. Algunos autores consideran que las técnicas usadas para la fijación pueden modificar la forma y el largo de las mismas. Las microfilarias sanguíneas de frotis tienden a encogerse, mientras que aquellas fijadas en una solución de formol 2% y luego montadas, quedan extendidas, pudiéndose observar con mayor precisión la morfología (Esslinger, 1973; Spratt y Varughese, 1975). Este tipo de preparación para las microfilarias sanguíneas comparadas con las uterinas, no debiera presentar diferencias, como se registró en *L. navonae* de Misiones. Sin embargo, en *Dipetalonema*, microfilarias disecadas del útero de hembras maduras fueron levemente menores que aquellas extraídas del sitio definitivo del hospedador (piel, sangre o linfa) (Spratt y Varughese, 1975). Si bien las medidas pueden variar, éstas junto con los caracteres cualitativos (forma de la cola, vaina) son consistentes para la determinación de especies.

Las longitudes de las espículas izquierda y derecha no presentan diferencias significativas para las diferentes localidades y especies hospedadoras y son uno de los caracteres cuantitativos más estables junto con la cápsula bucal. Los machos juveniles del quinto estadio presentan las espículas completamente desarrolladas, tanto en forma como en longitud. Sin embargo, una medida muy utilizada para las claves de filarias es el radio espicular, que es la relación del tamaño de la espícula derecha con respecto a la izquierda (EI/ED). Este radio es muy variable intraespecíficamente. Por ejemplo, en *L. guiterasi* parásito de *Glossophaga soricina* en Colombia, el radio fue de 2,61 (Esslinger, 1973), en tanto que para Venezuela los radios provenientes de dos infrapoblaciones de esta especie hospedadora fueron de 2,75 y 2,70 (Guerrero et al., 2002). En la especie *L. navonae* para diferentes hospedadores, se registraron radios espiculares variables (en *N. squamipes*: 3,22 y en *Oligoryzomys chacoensis*: 3,49), pero Spratt y Varughese (1975) recomiendan que para el cálculo del radio espicular se utilice la media del largo de las espículas. Brant y Gardner (2000), en un estudio filogenético del género *Litomosoides*, definieron dos estados para este carácter, especies con un radio espicular de 1 a 2,5 y especies con radio espicular de 3 a 7. Este intervalo de 0,5, observado por Brant y Gardner (op. cit.) para las 18 especies sobre las que basaron su análisis, ahora desaparece con el valor de 2,64 descripto para *L. oxymycteri* y también con los valores de otras infrapoblaciones de *L. guiterasi* [valores de 2,61 (Esslinger, 1973) y de 2,70 y 2,75 (Guerrero et al., 2002)]. Estas observaciones permiten sugerir que los caracteres morfométricos del género *Litomosoides* no son válidos para ser

utilizados en estudios filogenéticos debido a la gran variación que presentan entre infrapoblaciones de una misma especie.

Los resultados alcanzados en el presente análisis indicarían que la variación observada en los caracteres cuantitativos no estaría relacionada con el ambiente ni con las especies hospedadoras que parasitan y podría ser un atributo propio del género.

Las longitudes de las diferentes estructuras (largo del esófago, largo de la cola, etc) se correlacionaron con las longitudes de los especímenes. Intraespecíficamente, se observaron correlaciones positivas entre el tamaño del cuerpo con el tamaño de las espículas, el largo del esófago y la cola. En *L. bonaerensis* las espículas derecha e izquierda mostraron una correlación negativa con el tamaño del cuerpo (Figs. 2.16 y 2.17), esto es, aquellos especímenes de menor tamaño presentaron espículas grandes. Las espículas son estructuras cuticularizadas que se forman en el cuarto estadio larvario y en el quinto muestran ya la forma del adulto, aumentando poco en tamaño. Como se mencionó anteriormente, en el quinto estadio se registra el mayor aumento del tamaño del cuerpo. La correlación negativa observada en *L. bonaerensis* obedece, a que aquellos especímenes de talla pequeña (juveniles) presentaron espículas levemente más grandes que las de los adultos. Por el contrario, en *L. oxymycteri* se observó una correlación positiva para la espícula izquierda. Sin embargo la recta observada presenta un coeficiente de determinación muy bajo ($r^2 = 0,19$). Mientras que para *L. navonae* no se observó correlación alguna (ver Tabla 2.11).

Si bien se registraron correlaciones positivas entre el largo del cuerpo con el esófago en machos y hembras de *L. oxymycteri* y con el largo de la cola en machos, en todos los casos el coeficiente de determinación fue bajo, lo que indicaría que el largo del cuerpo sólo explica menos del 40% de la variación de las respectivas estructuras (LE machos, LE hembras y Lc machos) (Tabla 2.10).

La tendencia dentro del género *Litomosoides* quedó expresada en las correlaciones positivas observadas entre la longitud del cuerpo y las otras longitudes estudiadas. La talla del cuerpo y los caracteres cuantitativos mencionados tanto en machos como en hembras se ajustaron a una recta (Figs. 2.23 a 2.28). Así, se observó que correlacionaron en forma positiva el largo de la cola de ambos sexos y el esófago de los machos. Aquellas especies de *Litomosoides* con tallas pequeñas como *L. chandleri*, *L. hoplomyis* o *L. molossi* presentaron colas y esófagos pequeños y las especies de tallas grandes, colas y esófagos largos (como *L. brasiliensis*, *L. andersoni*, *L. kohnae*). Sin embargo, el coeficiente de determinación es bajo, lo que indica que el tamaño del cuerpo explica menos del 31% de la variación del tamaño de la cola y el esófago. Por otra parte, las correlaciones de las espículas y la vulva fueron positivas y presentaron un coeficiente de determinación más alto. En estos casos, el tamaño del cuerpo explicó el 52% de la variación de la espícula izquierda, el 29% de la espícula derecha y el 62% de la vulva (ver Tabla 2.13). *Litomosoides molossi*, *L. chandleri* o *L. guiterasi* presentaron espículas pequeñas y la vulva abrió cerca del extremo anterior, mientras que *L. brasiliensis*, *L. kohnae* o *L. legerae* llevan espículas más largas y la vulva abre lejos del extremo anterior.

Como se mencionó anteriormente, el radio espicular es un índice que puede variar intraespecíficamente, pero al relacionar el radio espicular con la espícula izquierda se observó que las

espículas no aumentan de tamaño en forma proporcional, sino que la espícula izquierda aumenta más que la derecha (Fig. 2.27).

El dimorfismo sexual entre los nematodos es común, en las filarias las diferencias de tamaño entre machos y hembras son muy notorias. Dentro del género *Litomosoides* los machos son dos a tres veces más chicos que las hembras. La correlación positiva observada indicó que las hembras tienden a aumentar de tamaño mucho más que los machos (Fig. 2.30), esto es, aquellas especies con hembras de tallas grandes presentan machos proporcionalmente más chicos con respecto a especies de tallas menores. Las causas del dimorfismo sexual entre los nematodos aún no están claras. Algunos autores sostienen que están relacionadas con el tipo de ciclo de vida, otros con la fecundidad (Poulin, 1998). También se cree que existe competencia entre machos y hembras cuando el recurso es escaso, lo que favorece un desarrollo temprano de los machos (como en los Oxyuridae). En este estudio se observó que aquellas especies que se ajustan a la recta de regresión, presentaron una relación de sexos donde las hembras predominaron sobre los machos. Así, en *L. odilae*, *L. bonaerensis* y *L. hoplomyis* la relación de sexos fue de 1:2; 1:3,5 y 1:4,4 respectivamente, mientras que aquellas especies que no se ajustaron a la recta, como *L. guiterasi*, *L. brasiliensis* o *L. andersoni* la relación de sexos estuvo invertida (1:0,7; 1:0,7 y 1:0,87 respectivamente). La proporción de machos y hembras de una población componente de filarias podría ser un factor que también influya en el dimorfismo sexual.

El análisis morfométrico del género *Litomosoides* permitió indicar que:

- Se observaron variaciones en los caracteres cuantitativos para una misma especie de filaria, sin embargo, esas variaciones no se deben a que parasitan diferentes especies hospedadoras ni tampoco diferentes localidades y son un atributo del género.
- Los caracteres cuantitativos de mayor valor diagnóstico son: el tamaño de la cápsula bucal y el largo de la espícula derecha e izquierda. El resto de los caracteres cuantitativos está sujeto a variaciones y su utilización en la diagnosis debe complementarse con los caracteres cualitativos.
- La tendencia interespecifica del género indica que la longitud del cuerpo es el carácter más variable y los demás caracteres, correlacionados a éste, varían en menor proporción. Las longitudes de las espículas no varían proporcionalmente. La espícula izquierda tiende a aumentar de tamaño más que la derecha.
- El dimorfismo sexual de las filarias en el género *Litomosoides* se incrementa con el aumento de la talla de los especímenes. El dimorfismo sexual acentuado podría relacionarse con la proporción de machos y hembras registrada para cada población componente.

CAPÍTULO 3: ASPECTOS ECOLÓGICOS DEL GÉNERO *LITOMOSOIDES*

INTRODUCCIÓN

Los estudios realizados sobre las diferentes especies de *Litomosoides* son principalmente descriptivos y en su mayoría no tienen en cuenta los aspectos ecológicos. Los primeros aportes al respecto, fueron realizados por Esslinger (1973), quien recolectó 17 especies de murciélagos y 3 especies de roedores en dos localidades de Colombia, describiendo 9 especies de *Litomosoides* y dando a conocer valores de prevalencia para cada especie hospedadora. Por otra parte, Forrester y Kinsella (1973) relevaron 235 *Sigmodon hispidus* y 281 *Oryzomys palustris*, dos especies de roedores simpátricos en Florida (EEUU) y observaron que cada especie hospedadora presentaba una especie diferente de filaria. Además, notaron una correlación positiva entre el peso y la prevalencia de filarias tanto para *Sigmodon* como para *Oryzomys*, pero no encontraron una correlación entre el peso y la intensidad parasitaria. Recientemente, en el estado de Oruro, Bolivia, Brant y Gardner (1997) observaron que durante el año 1984, un 44% de *Ctenomys opimus* estaba parasitado por *Litomosoides andersoni*, en tanto que en el año 1986, el 25% de la misma especie hospedadora estaba parasitada por otra especie de filaria, *L. ctenomyos*. Moraes Neto y Lanfredi (1998) relevaron 58 especímenes de *Akodon cursor* en Río de Janeiro, Brasil y hallaron que el 26,7% estuvo parasitado por dos especies de filarias, *L. silvai* y *L. chagasfilhoi*, observándose el primer caso de co-parasitismo.

Algunos autores han estudiado el ciclo de vida de estas filarias con el fin de describir morfológicamente los estadios larvales y los períodos de desarrollo de los mismos (Scott et al., 1951; Forrester y Kinsella, 1973; Bain et al., 1980; Diagne et al., 1989). Otros han utilizado a las filarias para estudiar fenómenos del parasitismo en modelos animales (Ziegler et al., 1991; Bain et al., 1991; Maréchal, 1995). En todos los casos se utilizaron roedores y como vector a *Ornithonyssus bacoti* (Acarii, Dermanyssoidea), donde se observó que las microfilarias son ingeridas por el ácaro y al cabo de 15 días se desarrollan las larvas infestantes (L3) en el hemocel del vector. El período de prepatencia dura aproximadamente 60 días (Williams, 1948). La especie *O. bacoti* es cosmopolita y también se la encuentra como ectoparásito de murciélagos y marsupiales (Lareschi y Mauri, 1998).

En este capítulo se analizan la Prevalencia, Abundancia media e Intensidad media de las especies de filarias halladas en la ribera del Río de La Plata y en el nordeste del país, además de la disposición espacial de las mismas en el seno de las poblaciones hospedadoras, procurando determinar los factores que influyen en los valores observados.

MATERIALES Y MÉTODOS

1) Ribera del Río de la Plata

La ribera del Río de la Plata constituye un área ecotonal que pertenece a la Provincia Biogeográfica Pampeana, con una mezcla de comunidades pertenecientes al Distrito Pampeano, del Espinal y de las Selvas Mixtas (Cabrera y Willink, 1973). A orillas del Río de la Plata se encuentra una franja de tierras deprimidas intercaladas con zonas más altas, los albardones. Las aguas provenientes de las lluvias o de crecidas, desembocan en arroyos y canales artificiales y junto con el efecto modelador del río, hacen que la costa presente una heterogeneidad de microambientes. Estas condiciones favorecen el desarrollo de diferentes comunidades que se relacionan entre sí generando un ambiente particular. Las comunidades naturales principales que se desarrollan desde el río hacia el interior son: juncales, praderas ribereñas, matorrales ribereños, saucedales, selva marginal, pajonales y pseudoestepas de flechillos (Barrios y Moschione, 1993). Gran cantidad de plantas y animales alcanzan este ambiente dispersándose a lo largo de la costa del Río Paraná y del Uruguay lo que contribuye a que se registre una mayor diversidad en la provincia de Buenos Aires (Barrios y Moschione, 1993).

Se tomaron en consideración seis localidades situadas en la ribera del Río de la Plata en la provincia de Buenos Aires. La localidad situada más al norte fue la Estación Experimental Delta del Paraná (34° 09' S 58° 57' O), Otamendi, partido de Campana. Separadas por la Ciudad Autónoma de Buenos Aires, hacia el sur le siguen la Reserva Natural de Hudson (34° 45' S 58° 06' O), partido de Berazategui; la Reserva Selva Marginal de Punta Lara (34° 47' S 58° 01' O), partido de Ensenada; y los Balnearios de Palo Blanco, Los Talas y La Balandra (34° 56' S 57° 44' O), situados en el partido de Berisso. En Otamendi los muestreos se realizaron desde 01/01/1994 al 01/01/1995, una vez al mes, durante dos noches consecutivas. Estos muestreos formaron parte de un trabajo mayor, realizado por la Dra. Sánchez López M.I. de la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires. En Hudson se realizaron dos muestreos: en abril y septiembre de 1995; en tanto que para las restantes cuatro localidades, durante los años 1995 y 1996, se realizaron muestreos estacionales (uno en cada estación del año). Además, en Punta Lara se realizó un muestreo en julio de 1998 y en La Balandra en agosto de 1998 y mayo de 2001, este último realizado por Ulyses Pardiñas. En todos los casos, las trampas permanecieron abiertas por una noche, siendo colocadas por la tarde y retiradas a la mañana siguiente.

2) Nordeste de Argentina

La Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú (27° 05' S 54° 56' O), Aristóbulo del Valle, provincia de Misiones, se incluye en la Provincia Biogeográfica Paranaense, Distrito de las Selvas (Cabrera y Willink, 1973). Su fisiografía es la de un terreno ondulado con alturas que van desde los 200 a 700 msnm, atravesada por numerosos arroyos que varían su caudal de acuerdo con las lluvias locales. El clima subtropical lluvioso templado favorece el desarrollo de una selva siempreverde formada por árboles altos que constituyen el estrato superior, árboles menores del estrato medio y un sotobosque de helechos y cañas. Si bien el área se halla modificada por la acción antrópica, este ambiente representa el sistema de mayor biodiversidad del país con numerosos endemismos (Massoia, 1980; Crespo, 1982). En la Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú se realizaron siete

campañas en las siguientes fechas: mayo de 1997, julio de 1998, julio de 1999, marzo y septiembre de 2000, marzo y junio de 2001.

Selvas de Río de Oro (26° 48' S 58° 57' O) provincia de Chaco y Las Coloradas (26° 14' S 59° 67' O) provincia de Formosa, se sitúan en la parte más húmeda de la Provincia Biogeográfica Chaqueña (Cabrera y Willink, 1973). Es una llanura con clima subtropical, abundantes lluvias en verano y una estación seca en invierno. Se caracteriza por la gran abundancia de ambientes acuáticos cubiertos por vegetación; pastizales edáficos que alternan con esteros y cañadas, y sabanas y bosques mixtos con palmares (Bucher, 1980). La diversidad de especies en esta región no es tan alta como la de la Selva Paranaense, aunque desde el punto de vista zoogeográfico presentan numerosas especies en común. Una porción importante de estas llanuras se ve afectada por la agricultura y ganadería, lo que da un típico paisaje en mosaico. En julio de 2000 se realizó un muestreo en la localidad de Selvas del Río de Oro y en septiembre de 2001 en Las Coloradas. En cada una de las campañas, las trampas permanecieron activas durante 5 días consecutivos.

Metodología de muestreo

Los roedores fueron capturados mediante el uso de trampas de captura viva tipo jaulas de 8 cm x 15 cm x 8 cm y/o de 15 cm x 15 cm x 30 cm y trampas Sherman; y también se emplearon trampas de captura muerta tipo Victor. Los cebos consistieron en pan mojado en aceite, algodón con pasta de maní y en algunos casos manzana.

Los animales capturados fueron sacrificados con éter o cloroformo y disecados en el campo; otros fueron conservados en formol 10% o en freezer para su disección en el laboratorio. El sexo de los mismos fue determinado mediante observación directa de los genitales externos y confirmado una vez procesado el animal. Para la prospección helmintológica se procedió a retirar las vísceras y revisar la cavidad torácica y abdominal. Cuando las prospecciones se llevaron a cabo en el campo, las filarias fueron puestas en solución fisiológica y fijadas lentamente con gotas de formol 10%; en los casos en que las vísceras fueron congeladas, una vez a temperatura ambiente, las filarias fueron fijadas en formol 10%. Para el estudio de las filarias al microscopio óptico se procedió como lo explicado en los Capítulos 1 y 2.

Los hospedadores fueron identificados, en la medida de lo posible, a nivel de especie. En algunos casos se pudieron determinar sólo a nivel genérico. En la ribera del Río de la Plata pudieron identificarse *Oligoryzomys flavescens*, *O. delticola* y *Oligoryzomys* sp. por este motivo y para no dividir la muestra, se consideró todo como "*Oligoryzomys* sp."

Para Cuñá Pirú, Misiones, se recolectó principalmente *O. nigripes*, aunque algunos ejemplares no fueron identificados a nivel específico, considerándolos también como "*Oligoryzomys* sp."

En Selvas del Río de Oro, Chaco, se capturó *Oligoryzomys fornesi*, en tanto que en Las Coloradas, Formosa, *O. chacoensis*. Algunos autores consideran como especie válida a *O. microtis* y a *O. chacoensis* para éste área, siendo la primera considerada sinónimo de *O. fornesi* (Redford y Eisenberg, 1992; Galliari et al., 1996). Debido a la complejidad del estatus taxonómico de *Oligoryzomys* se prefirió trabajar a nivel genérico.

En el Capítulo 1, en la sección *Resumen Taxonómico*, aquellos hospedadores en los que se hallaron filarias, en su mayoría, fueron identificados a nivel específico. Los ejemplares se encuentran depositados en la Colección de Mastozoología del Museo de Ciencias Naturales de La Plata, en la Colección del Instituto de Limnología de La Plata Raúl Ringuelet (ILPLA) y otros están siendo estudiados por U. Pardiñas y serán depositados en la colección del Centro Nacional Patagónico (CENPAT).

Indices ecológicos

Se calculó la Riqueza específica [S] de los hospedadores, para los diferentes sitios de muestreo (Begon et al., 1987) y la abundancia de roedores según el Índice de Densidad Relativo (IDR), donde $IDR = (n^\circ \text{ de individuos capturados} / n^\circ \text{ de noches de muestreo} \times n^\circ \text{ de trampas}) \times 100$. Este índice se aplicó tanto al conjunto de roedores IDR como a cada una de las *i* poblaciones constituyentes del conjunto de localidades IDR(*i*), y a cada una de las comunidades de las diferentes localidades IDR(*c*).

En la Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú se da el IDR del muestreo de julio de 1999, en el resto de los muestreos no se contabilizaron las noches trampa. Del total de roedores capturados, sólo una parte fueron eviscerados. Para las poblaciones parásitas se utilizaron los siguientes índices cuantitativos (Bush et al., 1997):

- Prevalencia (P): $n^\circ \text{ de hospedadores infestados por una especie parásita} / n^\circ \text{ de hospedadores examinados} \times 100$
- Abundancia Media (AM): $n^\circ \text{ total de individuos de una especie parásita en una especie hospedadora particular} / n^\circ \text{ total de individuos prospectados de esa especie hospedadora}$
- Intensidad Media (IM): $n^\circ \text{ total de individuos de una especie parásita en una especie hospedadora particular} / n^\circ \text{ de individuos hospedadores parasitados por esa especie}$

Se compararon las prevalencias totales, por localidad y por especie mediante la desviante normal Z (Morales y Pino, 1987):

$$Z = \frac{(q1 - q2)}{\sqrt{\frac{q1(1 - q1) + q2(1 - q2)}{n1 + n2}}}$$

donde *q1* y *q2* son las proporciones de casos positivos y *n1* y *n2* el número de individuos de las muestras 1 y 2, respectivamente. Se considera que hay diferencias significativas entre dos porcentajes cuando $Z > 1,96$ para $p < 0,05$.

Siempre se compararon aquellas prevalencias donde el número de hospedadores fuera igual o mayor que 10.

Las diferencias entre las Abundancias Medias y las Intensidades Medias entre especies de filarias y entre localidades se pusieron a prueba con el test de t (Moroney, 1968):

$$t = \frac{AM1 - AM2}{\sqrt{\frac{s_1^2(n1-1) + s_2^2(n2-1)}{n1+n2-2}}} \sqrt{\frac{1}{n1} + \frac{1}{n2}}$$

donde AM1 y AM2 son las abundancias y/o intensidades; s^2 es la varianza respectiva para cada muestra y n1 y n2 el número de roedores de cada muestra.

Para estudiar la variación temporal de la Intensidad Media de *Litomosoides bonaerensis* y *L. oxymycteri* a lo largo del año, se utilizaron todos los muestreos realizados en la ribera del Río de la Plata y se graficaron con los modelos de densidad poblacional de *Oligoryzomys flavescens* y de *Oxymycterus rufus* en la localidad de Otamendi dados por Bonaventura et al. (1992).

Para determinar el tipo de distribución seguida por los datos se utilizó el índice de dispersión de Morisita (I_s) (Morales y Pino, 1987):

$$I_s = N \frac{\sum x^2 - \sum x}{(\sum x)^2 - \sum x}$$

donde N es el número de hospedadores examinados, $\sum x$ es la sumatoria del número de parásitos de una determinada especie encontrados en la muestra examinada. Se considera que si:

$I_s = 1$, la distribución de los datos es poissoniana

$I_s < 1$, la distribución de los datos es normal

$I_s > 1$, los datos se distribuyen según la ley binomial negativa

La sobredispersión o contagio de una especie parásita en el seno de una población hospedadora fue evaluada mediante el coeficiente de agregación (K):

$$k = \frac{\overline{x^2}}{s^2 - \overline{x}}$$

donde \overline{x} es la media aritmética y s^2 la varianza.

El valor del coeficiente K es próximo a 8 en poblaciones con disposición espacial al azar, muy inferior a 8 en poblaciones sobredispersas y negativo en aquellas con disposición normal; cuanto menor sea el valor de K, más contagiosa será la disposición espacial de los individuos (Morales y Pino, 1987).

Como un estimador de la edad de los roedores se utilizaron los pesos de los mismos a fin de evaluar la relación entre la edad y la intensidad parasitaria. Aquellos roedores con mayor peso fueron considerados adultos y los de menor peso juveniles. De este modo, se realizó un análisis de correlación lineal estimándose el coeficiente r de Pearson entre: el peso del hospedador y la intensidad parasitaria. A fin de evaluar la significancia del modelo de regresión lineal se realizó un ANOVA (Sokal y Rohlf, 1979).

RESULTADOS

Ribera del Río de la Plata

Características generales de la comunidad de hospedadores

Considerando el número de trampas colocadas, el tiempo de permanencia de las mismas en el campo y la cantidad de roedores capturados en las seis localidades, el IDR fue de 13,60%. Las dos localidades con mayor índice de densidad relativo fueron Hudson y La Balandra con un IDR= 40,88% y IDR= 19,57% respectivamente, en el resto de la localidades se observó un IDR del 10% (Tabla 3.1). La riqueza específica en el área de estudio fue de $S=7$, estando representadas las siguientes especies de roedores: *Scapteromys aquaticus* Thomas, *Oxymycterus rufus* (Fischer), *Oligoryzomys* sp. Bangs, *Akodon azarae* (Fischer), *Deltamys kempi* Thomas, *Rattus* sp. Fischer y *Cavia* sp. Pallas. Aquellas especies con mayor índice de densidad en el área fueron *S. aquaticus* (IDR(i)= 37,34%) y *O. rufus* (IDR(i)= 27,42%). En menor medida le siguieron *Oligoryzomys* sp. (IDR(i)= 15,82%), *A. azarae* (IDR(i)= 13,92%) y *Rattus* sp., *D. kempi* y *Cavia* sp. con menos del 3% (Tabla 3.2).

Tabla 3.1. Cantidad de noches trampa, número de roedores capturados y abundancia relativa (IDR) para cada una de las seis localidades de la Ribera del Río de la Plata.

Localidades	Noches Trampa	Nº roedores capturados	IDR
Otamendi	910	95	10,43
Hudson	159	65	40,88
Punta Lara	783	86	10,98
Palo Blanco	430	44	10,23
Los Talas	547	56	10,23
La Balandra	654	128	19,57
Total	3483	474	13,60

Con respecto a la abundancia relativa de cada población de roedores en cada una de las diferentes localidades, *O. rufus* fue la especie dominante en Otamendi, Hudson y Punta Lara, no habiéndose capturado en Palo Blanco; en tanto que en Los Talas, Palo Blanco y La Balandra *S. aquaticus* fue la especie más dominante (Tabla 3.2).

De las 6 localidades muestreadas sólo en Otamendi, Hudson, Punta Lara y La Balandra se observaron roedores parasitados por filarias. *Litomosoides bonaerensis* se la encontró parasitando a especímenes de *Oligoryzomys* sp. de estas 4 localidades, mientras que *L. oxymycteri* se la encontró parasitando a especímenes de *O. rufus* en Otamendi, Hudson y Punta Lara.

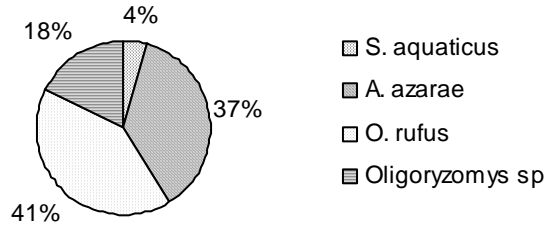
En Otamendi, Hudson y Punta Lara, alrededor del 40% de los roedores estuvo representado por *O. rufus*, mientras que en La Balandra predominó *S. aquaticus* (Fig. 3.1). *Oligoryzomys* sp. siempre mantuvo valores intermedios de dominancia en las cuatro localidades (del 10% al 25%), en tanto que *A. azarae* fue bastante variable de acuerdo a la localidad (del 9% en La Balandra al 37% en Otamendi) (Fig. 3.1).

Tabla 3.2. Número y densidad relativa de las poblaciones de roedores (IDRI) en seis localidades de la Ribera del Río de la Plata

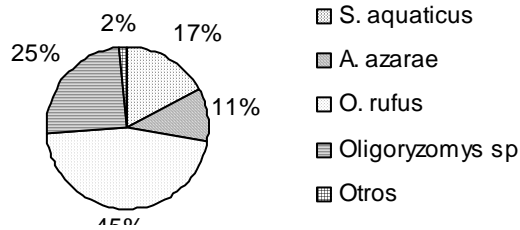
Especies de roedores	Localidades												Totales	
	Oramendi		Hudson		Punta Lara		Los Talas		Palo Blanco		La Balandra		Nº	IDRc
<i>Scapteromys aquaticus</i>	Nº	IDRI	Nº	IDRI	Nº	IDRI	Nº	IDRI	Nº	IDRI	Nº	IDRI	Nº	IDRc
	4	0,84	11	2,31	25	5,27	39	8,22	37	7,80	61	12,86	177	37,34
<i>Akodon azarae</i>	35	7,34	7	1,47	12	2,53	1	0,21	-	-	11	2,32	66	13,92
<i>Cricetomys mollis</i>	39	8,22	30	6,32	32	6,75	1	0,21	-	-	28	5,90	130	27,42
<i>Citellomys sp.</i>	17	3,58	16	3,37	9	1,89	5	1,05	5	1,05	23	4,85	75	15,82
<i>Deiromys kempi</i>	-	-	1	0,21	1	0,21	1	0,21	-	-	4	0,84	7	1,47
<i>Rattus sp.</i>	-	-	-	-	6	1,26	9	1,89	2	0,42	1	0,21	18	3,79
<i>Cavia sp.</i>	-	-	-	-	1	0,21	-	-	-	-	-	-	1	0,21
Subtotales	95	20,04	65	13,71	86	18,14	56	11,81	44	9,28	128	27,00	474	100

Figura 3.1. Porcentaje de roedores capturados en las localidades de Otamendi, Hudson, Punta Lara y La Balandra donde se hallaron filarias.

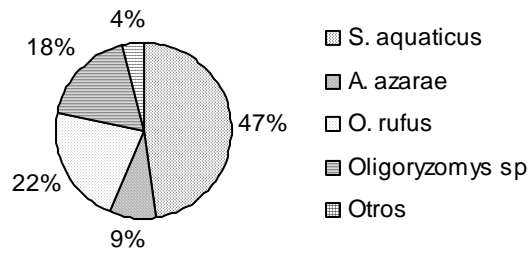
Porcentaje de roedores en Otamendi



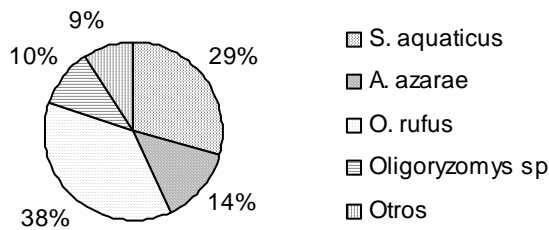
Porcentaje de roedores en Hudson



Porcentaje de roedores en La Balandra



Porcentaje de roedores en Punta Lara



Proporción de sexos en las diferentes especies hospedadoras

En el área de la ribera del Río de la Plata se capturaron un total de 69 especímenes pertenecientes a *Oligoryzomys* sp. y 128 a *O. rufus*. La proporción de sexos fue de 1:1,26 y de 1:1,5 respectivamente. En la Tabla 3.3 se detalla el número de roedores machos y hembras parasitados y no parasitados por filarias. Se observó que no hay diferencias significativas entre machos y hembras parasitados por filarias para las dos especies hospedadoras: en *Oligoryzomys* sp. ($z = 0,26$ $p < 0,05$) y en *O. rufus* ($z = 0,96$ $p < 0,05$) (Tabla 3.3). No se compararon las proporciones de sexo para cada una de las localidades debido al escaso número de hospedadores.

Tabla 3.3. Proporción de sexos de *Oligoryzomys* sp. y *O. rufus* parasitados y no parasitados por filarias en el área de la ribera del Río de la Plata.

<i>Oligoryzomys</i> sp.				<i>Oxymycterus rufus</i>			
<i>L. bonaerensis</i>	Machos	Hembras	Total	<i>L. oxymycteri</i>	Machos	Hembras	Total
Parasitados	11	8	19	Parasitados	36	21	57
No parasitados	27	22	49	No parasitados	39	29	68
Total	38	30	68	Total	75	50	125

$Z = 0,26$; $Z < Z_{(0,05)} 1,96$ $Z = 0,96$; $Z < Z_{(0,05)} 1,96$

Las poblaciones componentes de las filarias en *Oligoryzomys* sp. y *Oxymycterus rufus*

Las P, IM y AM de *L. bonaerensis* para el área de estudio fueron: $P = 27,53\%$, $IM = 8$ y $AM = 2,2$ (Tabla 3.4). Para *L. oxymycteri*: $P = 45,31\%$, $IM = 12$ y $AM = 5,5$ (Tabla 3.5). Los mayores valores de P, AM e IM fueron registrados en *L. oxymycteri*. En la localidad de Punta Lara se observó que el 71,87% de los *O. rufus* estaban parasitados por esta filaria (Fig. 3.2), aunque con los más bajos valores de IM y AM ($IM = 6,5$ y $AM = 4,7$) (Fig. 3.3 y 3.4). Para Otamendi se registró el mayor valor de AM ($AM = 8$) pero con una P del 53,84% en tanto que para Hudson se registró el mayor valor de IM y la menor P (Tabla 3.5).

En *L. bonaerensis* la P más alta se registró en Hudson, con un 50%, mientras que la más baja fue para Otamendi ($P = 11,76\%$). Las IM más altas se obtuvieron en La Balandra y Otamendi con 9,6 y 9 respectivamente y la más baja en Punta Lara ($IM = 5,5$), en tanto que la AM más alta fue de 3,5 para Hudson, seguida por La Balandra ($AM = 2,9$), Punta Lara ($AM = 1,2$) y Otamendi ($AM = 1,05$) (Tabla 3.4).

Al comparar la P total observada de *L. bonaerensis* con la de *L. oxymycteri*, las diferencias fueron significativas ($z = 3,42$; $p < 0,05$).

Comparando de a pares las P de *L. bonaerensis* entre localidades, se observaron diferencias significativas entre: Otamendi- Hudson ($z = 3,69$; $p < 0,05$), Otamendi- La Balandra ($z = 2,10$; $p < 0,05$) y Hudson- Punta Lara ($z = 2,13$; $p < 0,05$) (Tabla 3.6), siendo no significativas las diferencias entre los pares Otamendi- Punta Lara, Hudson- La Balandra y Punta Lara- La Balandra. En *L. oxymycteri* las

diferencias fueron significativas entre: Otamendi- Punta Lara ($z= 2,26$; $p< 0,05$) y Hudson- Punta Lara ($z= 2,95$; $p< 0,05$) (Tabla 3.6).

Tabla 3.4. Prevalencia (P), Intensidad (IM) y Abundancia (AM) de *Litomosoides bonaerensis* en *Oligoryzomys* sp. en la ribera del Río de la Plata.

Localidad	P	IM (rango)	AM
Otamendi (n= 17)	11,76 %	9 (1-17)	1,05
Hudson (n=16)	50 %	7 (2-14)	3,5
Punta Lara (n=9)	22,22 %	5,5 (5-6)	1,2
La Balandra (n= 23)	30,43 %	9,6 (2-31)	2,91
Área ribereña (n= 69)	27,53 %	8 (1-31)	2,2

Tabla 3.5. Prevalencia (P), Intensidad (IM) y Abundancia (AM) de *Litomosoides oxymycteri* en *Oxymycterus rufus* en la ribera del Río de la Plata.

Localidad	P	IM (rango)	AM
Otamendi (n= 39)	53,84 %	14,8 (1-185)	8
Hudson (n=30)	46,66 %	16,8 (1-206)	7,8
Punta Lara (n=32)	71,87 %	6,5 (1-20)	4,7
Área ribereña (n= 128)	45,31 %	12 (1-206)	5,5

Tabla 3.6. Valores de la desviante normal Z de las Prevalencias de *Litomosoides bonaerensis* y *Litomosoides oxymycteri* entre pares de localidades.

	Localidades	Z ($p< 0,05$)
<i>L. bonaerensis</i>	Otamendi - Hudson	3,69*
	Otamendi - Punta Lara	0,56
	Otamendi - La Balandra	2,10*
	Hudson - Punta Lara	2,13*
	Hudson - La Balandra	1,79
	Punta Lara - La Balandra	0,74
<i>L. oxymycteri</i>	Otamendi - Hudson	0,84
	Otamendi - Punta Lara	2,95*
	Hudson - Punta Lara	2,26*

*diferencia significativa ($p< 0,05$)

Figura 3.2. Prevalencia (P) de *Litomosoides bonaerensis* y *Litomosoides oxymycteri* en la ribera del Río de la Plata.

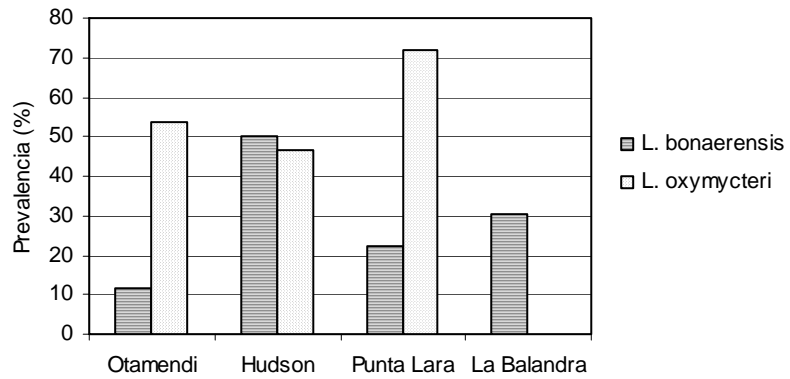


Figura 3.3. Abundancia Media (AM) de *Litomosoides bonaerensis* y *Litomosoides oxymycteri* en la ribera del Río de la Plata.

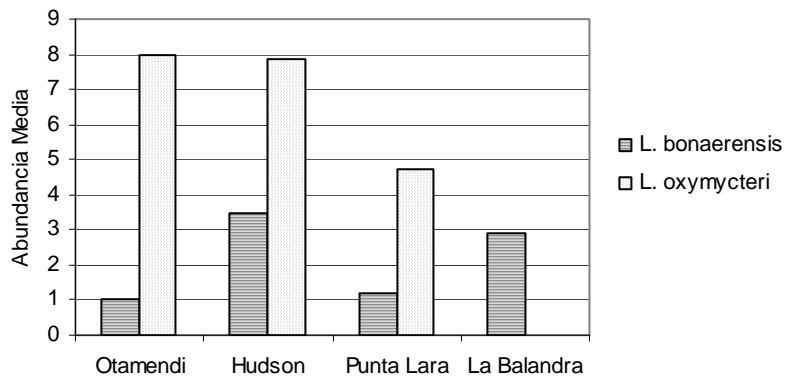
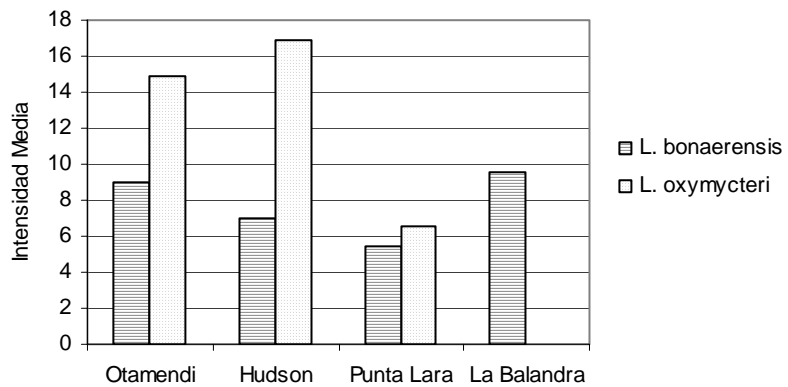


Figura 3.4. Intensidad Media (IM) de *Litomosoides bonaerensis* y *Litomosoides oxymycteri* en la ribera del Río de la Plata.



Al comparar las P de las dos especies de filarias en una misma localidad, se observa que fueron significativas las diferencias entre *L. bonaerensis* - *L. oxymycteri* en Otamendi ($z= 5,30$; $p< 0,05$) y *L. bonaerensis* - *L. oxymycteri* de Punta Lara ($z= 5,19$; $p< 0,05$) (Tabla 3.7).

Tabla 3.7. Valores de la desviante normal Z de las Prevalencias entre *Litomosoides bonaerensis* y *Litomosoides oxymycteri* para la misma localidad.

Localidades	Z ($p< 0,05$)
<i>L. bonaerensis</i> - <i>L. oxymycteri</i> de Otamendi	5,30*
<i>L. bonaerensis</i> - <i>L. oxymycteri</i> de Hudson	0,32
<i>L. bonaerensis</i> - <i>L. oxymycteri</i> de Punta Lara	5,19*

* diferencia significativa ($p< 0,05$)

Se pusieron a prueba las AM e IM totales para la ribera del Río de la Plata entre *L. bonaerensis* y *L. oxymycteri* y las diferencias fueron no significativas (AM: $t= 1,08$ n.s.; IM: $t= 0,48$ n.s.). De la misma manera se compararon las AM e IM entre localidades para *L. bonaerensis* y entre localidades para *L. oxymycteri* y tampoco se observaron diferencias significativas.

Variación temporal de la Abundancia e Intensidad medias de las filarias

Se estudió la variación temporal de la Abundancia e Intensidad medias de las dos especies de filarias a lo largo del año. Se obtuvieron muestras en todos los meses, excepto para el mes de noviembre, donde no se realizaron muestreos. *Oligoryzomys* sp. no fue capturado en los meses de enero y junio, mientras que *O. rufus* estuvo ausente sólo en el mes de agosto.

Las IM y AM mensuales de *L. oxymycteri* siempre fueron más elevadas que las de *L. bonaerensis* (Fig. 3.5). La IM y la AM de *L. oxymycteri* presentaron dos picos, uno en octubre (de 25 y 6 respectivamente) y otro en abril (de 29 y 11 respectivamente), mientras que en *L. bonaerensis* presentaron un pico máximo en octubre (IM= 20 y AM= 8) y luego se mantuvieron bajos, aumentando levemente en el mes de julio (IM= 8 y AM= 4) (Fig. 3.5). Los registros de intensidad para cada especie de *Litomosoides* fueron graficados con el modelo de densidad poblacional de sus respectivos hospedadores. Así las densidades poblacionales de los roedores comenzaron a aumentar a principios de la primavera, con un pico poblacional a mediados del verano para *O. rufus* (Fig. 3.6) y a fines del verano en *Oligoryzomys* sp. (Fig. 3.7).

La intensidad de filarias en relación al peso del hospedador

Para mostrar si existe una correlación entre la edad del hospedador y la intensidad de infección por filarias se realizó un análisis de regresión.

Oligoryzomys sp. presentó una correlación negativa entre el peso del hospedador y la intensidad parasitaria ($r= -0,53$; $r^2= 0,28$; $F= 4,73$; $p= 0,05$; $n= 12$) (Fig. 3.8). Así, los roedores jóvenes (menor peso) presentaron altas intensidades con respecto a la de los adultos. De esta manera

Figura 3.5. Variación de la Intensidad y Abundancia de *Litomosoides bonaerensis* en *Oligoryzomys* y de *Litomosoides oxymycteri* en *Oxymycterus rufus* en la ribera del Río de la Plata.

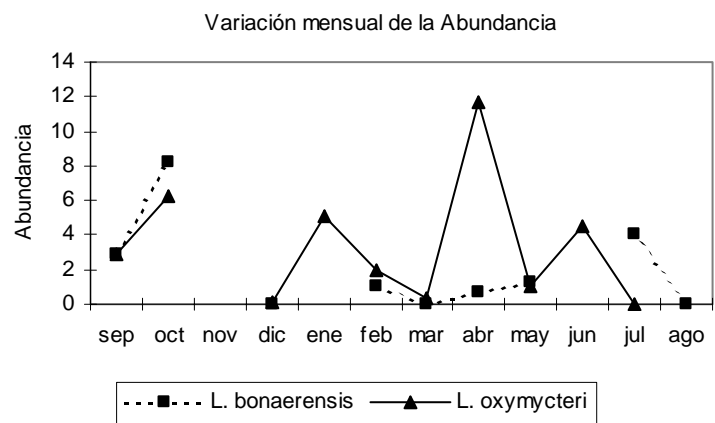
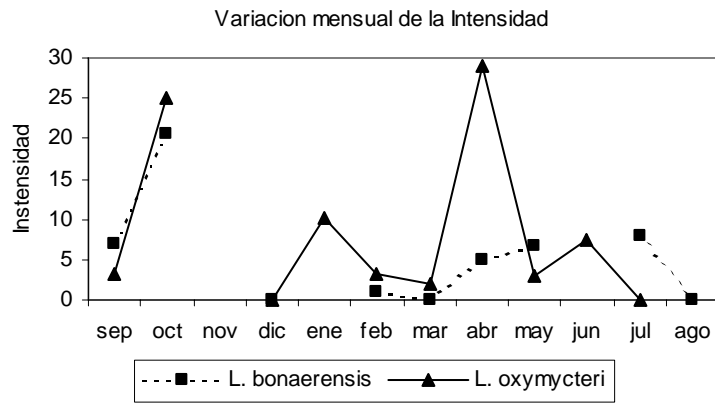


Figura 3.6. Variación de la Intensidad de *Litomosoides oxymycteri* en relación a la densidad de *Oxymycterus rufus* en la ribera del Río de la Plata (densidad tomada según Bonaventura et al., 1992).

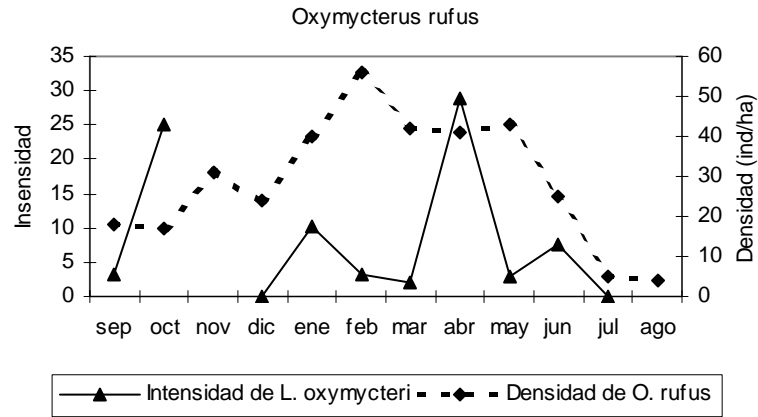


Figura 3.7. Variación de la Intensidad de *Litomosoides bonaerensis* en relación a la densidad de *Oligoryzomys* sp. en la ribera del Río de la Plata (densidad tomada según Bonaventura et al., 1992).

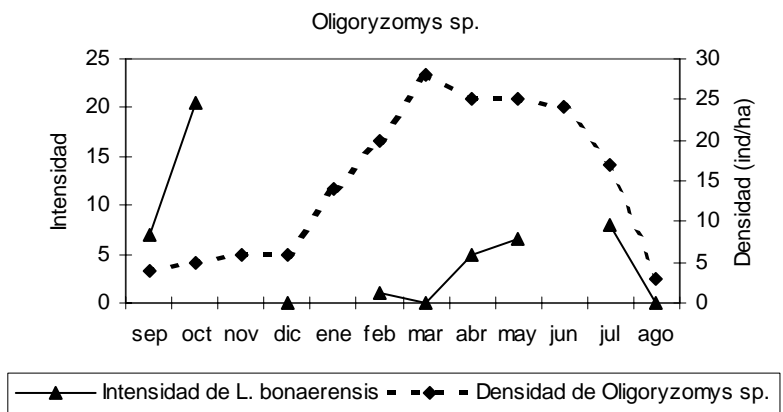


Figura 3.8. Correlación del Peso de *Oxymycterus rufus* y la Intensidad de *Litomosoides oxymycteri*.

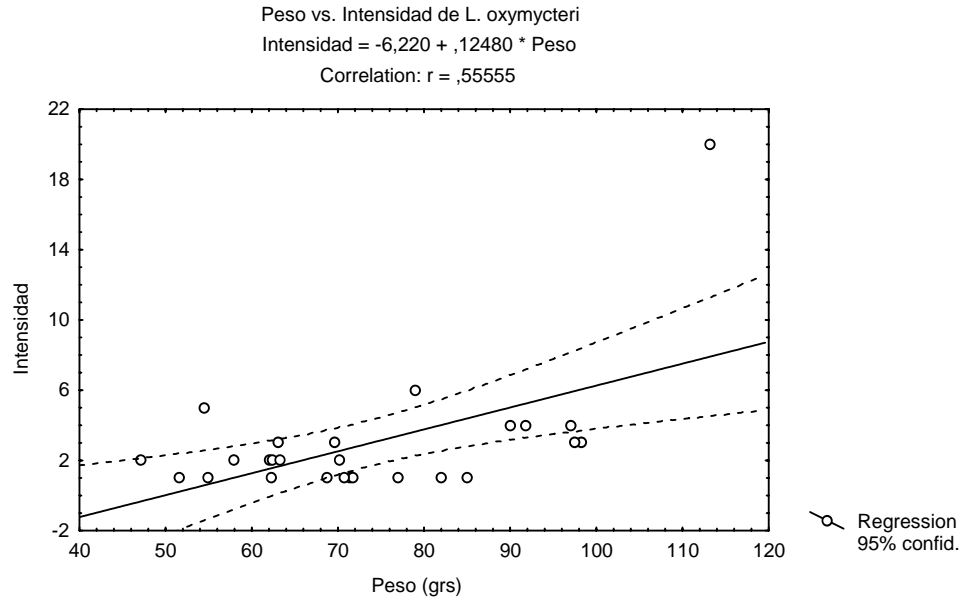
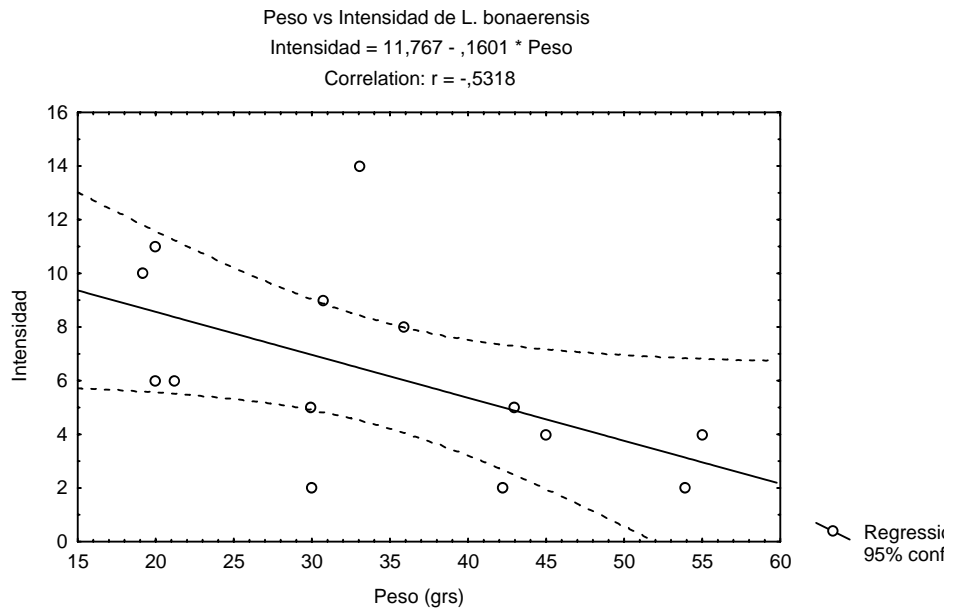


Figura 3.9. Correlación del Peso de *Oligoryzomys* sp. y la Intensidad de *Litomosoides bonaerensis*.



el 28% de la variación en la intensidad es explicada por el peso del hospedador. Por el contrario para *O. rufus* se observó una correlación positiva entre el peso del hospedador y la intensidad parasitaria ($r = 0,55$; $r^2 = 0,30$; $F = 10,71$; $p < 0,05$; $n = 24$), siendo los adultos (mayor peso) los más parasitados. En este caso el 30% de la variación en la intensidad está explicada por el peso del hospedador (Fig. 3.9).

Disposición espacial de las filarias

Para determinar el tipo de distribución de las filarias se calculó en Índice de Dispersión de Morisita. En *L. bonaerensis* el I_s fue de 5,86, en tanto que para *L. oxymycteri* fue $I_s = 21,13$. En ambos casos el valor de I_s fue > 1 , lo que indica que las dos especies de filarias se distribuyeron siguiendo la curva de la binomial negativa.

Además se calculó el coeficiente de agregación (K) para las dos especies de filarias en el área ribereña y en las diferentes localidades. En la ribera del Río de la Plata *L. oxymycteri* presentó una disposición más contagiosa que *L. bonaerensis* ($K_{Lo} = 0,049$ y $K_{Lb} = 0,203$) (Tabla 3.8). *Litomosoides bonaerensis* en la localidad de La Balandra ($K_{LB} = 0,191$) tiene una disposición más contagiosa que en Hudson ($K_H = 0,671$). En Otamendi y Punta Lara no se calculó el coeficiente de agregación debido a que sólo dos hospedadores estaban parasitados. Las poblaciones componentes de *L. oxymycteri* en Hudson y Otamendi presentaron una disposición más contagiosa ($K_H = 0,044$ y $K_O = 0,072$ respectivamente) en comparación con la de Punta Lara ($K_{PL} = 0,439$) (Tabla 3.8).

Tabla 3.8. Coeficiente de agregación K para las dos especies de filarias discriminado por localidades y para la ribera del Río de la Plata.

Localidad	Valores de K	
	<i>L. bonaerensis</i>	<i>L. oxymycteri</i>
Otamendi	-	0,072
Hudson	0,671	0,044
Punta Lara	-	0,439
La Balandra	0,191	-
Área Ribereña	0,203	0,049

Nordeste de Argentina

Características generales de la comunidad de hospedadores

La comunidad de roedores del nordeste de Argentina se caracterizó por su alta riqueza específica ($S = 18$). Se capturaron un total de 256 roedores múridos, de los cuales el 44,92% se recolectaron en la localidad de Cuñá Pirú, un 28,90% en Las Coloradas y un 26,17% en Selvas del Río de Oro. Cuñá Pirú presentó una riqueza específica de $S = 11$, seguida por Selvas del Río de Oro ($S = 7$) y Las Coloradas ($S = 6$).

En la selva paranaense se observaron las siguientes especies de roedores: *Akodon montensis* Thomas, *Brucepattersonius* sp., *Necomys temchuki* (Massoia), *Nectomys squamipes* (Brants), *Oligoryzomys nigripes* (Olfers), *Oryzomys intermedius* (Leche), *Oryzomys ratticeps* (Hensel), *Oxymycterus misionalis* Sanborn, *Thaptomys nigrita* (Lichtenstein) y *Rattus* sp. Fischer (Tabla 3.9). La región chaqueña presentó una riqueza específica $S = 8$, registrándose: *Scapteromys aquaticus*, *Oligoryzomys* sp., *Akodon azarae bibiana*, *Akodon* sp. Meyen, *Pseudoryzomys simplex* (Winge), *Holochilus chacarius* Thomas, *Calomys callosus* (Rengger) y *Rattus* sp.

Considerando el número de trampas activas colocadas por día, para la Región Chaqueña el IDR fue de 5,64%, en tanto que para Cuñá Pirú se estimó en 12%.

Los roedores con mayor índice de densidad en el área fueron las especies de *Akodon* spp. (IDR(i) = 44,13%) y *Oligoryzomys* spp. (IDR(i) = 28,09%). En menor medida le siguieron *H. chacarius* (IDR(i) = 7,42%), *P. simplex* (IDR(i) = 4,68%), *N. squamipes* (IDR(i) = 3,90%) y *C. callosus* (IDR(i) = 3,12%) y con menos del 3% las restantes especies (Tabla 3.9).

Con respecto a la abundancia relativa de las poblaciones de roedores en cada una de las diferentes localidades, *A. montensis*, *Oligoryzomys* spp. y *N. squamipes* fueron las más dominantes en Cuñá Pirú con un 64%, 16% y 9% respectivamente (Fig. 3.10). Para Selvas del Río de Oro dominaron *Oligoryzomys* spp. (55%), *P. simplex* (20%) y *H. chacarius* (16%) en tanto que para Las Coloradas *Akodon* spp. (57%), *Oligoryzomys* spp. (27%) y *C. callosus* (10%) (Fig. 3.10).

Se encontraron tres especies de filarias en el área de estudio: *Litomosoides odilae*, *L. anguyai* y *L. navonae*. Estas tres especies se registraron en Cuñá Pirú, cada una en una especie de roedor diferente. Así, *L. odilae* se la encontró parasitando a *Oligoryzomys* sp.; *L. anguyai* en *O. misionalis* y *L. navonae* en *N. squamipes*. *Litomosoides navonae* fue recolectada en Selvas del Río de Oro y Las Coloradas asociada con *Oligoryzomys* sp. y *H. chacarius* en ambas localidades y en Las Coloradas como parásito de *Akodon* sp.

Proporción de sexos en las diferentes especies hospedadoras

La relación de sexos para aquellos hospedadores que estuvieron parasitados por filarias varió según la especie. Para la Selva Paranaense en *Oligoryzomys* sp. fue de 1:1,11 y en *N. squamipes* de 1:1,5. Para la Región Chaqueña en *Oligoryzomys* sp. la relación fue de 1:2,05 y en *H. chacarius* y *Akodon* sp. de 1:0,9. Las filarias se hallaron principalmente en roedores machos. Por el contrario, en *H. chacarius* y en *Akodon* sp. fueron halladas tanto en hembras como en machos. Debido al escaso número de hospedadores parasitados no fue posible realizar la prueba de χ^2 para proporciones de machos/hembras.

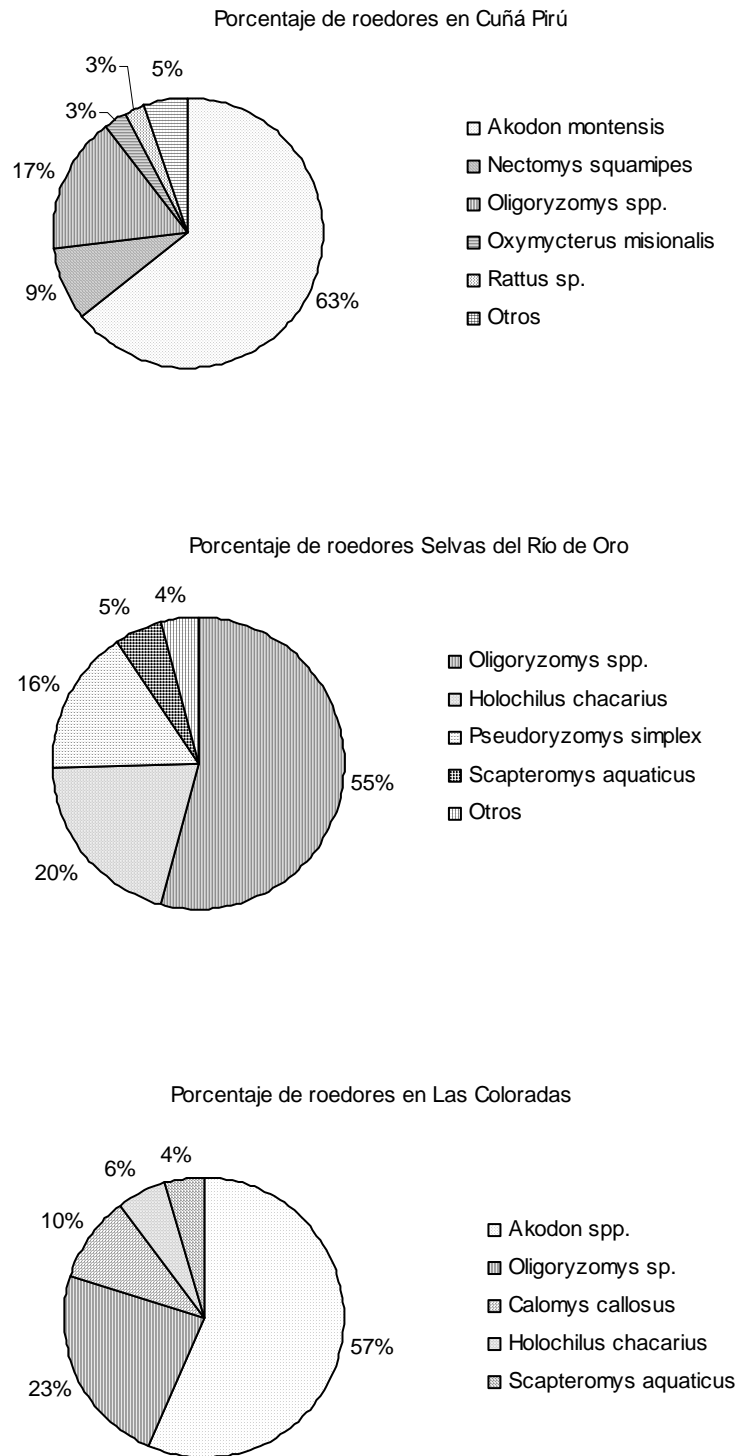
Las poblaciones componentes de las filarias en el nordeste de Argentina

En la Tabla 3.10 se muestran los valores de P, IM y AM de las filarias halladas en el área para

Tabla 3.9. Número y densidad relativa de las poblaciones de roedores (IDRi) en tres localidades del Noreste Argentino

Especies de roedores	Localidades												Totales
	Duiñá Pirú (Misiones)			Selvas del Río de Oro (Chaco)			Las Coloradas (Formosa)						
	Nº	IDRi	IDRc	Nº	IDRi	IDRc	Nº	IDRi	IDRc	Nº	IDRi	IDRc	
<i>Akodon azarae bibianae</i>	-	-	-	-	-	-	19	7,42	7,42	19	7,42	7,42	
<i>Akodon montensis</i>	74	28,90	-	-	-	-	-	-	-	74	-	28,90	
<i>Akodon</i> sp.	-	-	0,39	1	0,39	7,42	19	7,42	7,42	20	-	7,81	
<i>Bucepattersonius</i> sp.	1	0,39	-	-	-	-	-	-	-	1	-	0,39	
<i>Necromys temchudai</i>	2	0,78	-	-	-	-	-	-	-	2	-	0,78	
<i>Oxymycterus misionalis</i>	3	1,17	-	-	-	-	-	-	-	3	-	1,17	
<i>Thaptomys nigrita</i>	1	0,39	-	-	-	-	-	-	-	1	-	0,39	
<i>Holochilus chacarius</i>	-	-	3,90	15	5,85	7,42	4	1,56	1,56	19	-	7,42	
<i>Nectomys squamipes</i>	10	3,90	-	-	-	-	-	-	-	10	-	3,90	
<i>Oligoryzomys trigripes</i>	15	5,85	-	-	-	-	-	-	-	15	-	5,85	
<i>Oligoryzomys</i> sp.	4	1,56	15,62	40	15,62	23,04	15	5,85	5,85	59	-	23,04	
<i>Oryzomys ratticeps</i>	1	0,39	-	-	-	-	-	-	-	1	-	0,39	
<i>Oryzomys intermedius</i>	1	0,39	-	-	-	-	-	-	-	1	-	0,39	
<i>Pseudoryzomys simplex</i>	-	-	4,68	12	4,68	4,68	-	-	-	12	-	4,68	
<i>Calomys callosus</i>	-	-	0,39	1	0,39	2,73	7	2,73	2,73	8	-	3,12	
<i>Scapteromys aquaticus</i>	-	-	1,17	4	1,56	1,17	3	1,17	1,17	7	-	2,73	
<i>Rattus</i> sp.	3	1,17	0,39	1	0,39	1,56	-	-	-	4	-	1,56	
Subtotales	115	44,92	28,90	74	28,90	26,17	67	26,17	26,17	256	-	100	

Figura 3.10. Porcentaje de roedores capturados en Cuñá Pirú (Misiones), Selvas del Río de Oro (Chaco) y Las Coloradas (Formosa).



los diferentes hospedadores. Las P variaron desde el 2,5% al 66%, con IM de 4 a 18 y AM de 0,26 a 10. *Litomosoides anguyai* en *O. misionalis* registró la más alta P y AM (P= 66,6%; AM= 10,3), al igual que *L. navonae* en *N. squamipes* (P= 60%; AM= 3,9) (Tabla 3.10). Las IM más altas se registraron en *L. navonae* en *Oligoryzomys* sp. de Las Coloradas (IM= 18) y en *L. anguyai* (IM= 15,5) (Fig. 3.11).

Tabla 3.10. Prevalencia (P), Intensidad (IM) y Abundancia (AM) de *Litomosoides odillae*, *Litomosoides anguyai* y *Litomosoides navonae* en el Nordeste de Argentina.

Localidad	Especie de filaria	Hospedador	P	IM (rango)	AM
Cuñá Pirú (Misiones)	<i>Litomosoides odillae</i>	<i>Oligoryzomys</i> sp. (n= 19)	15,8 %	4,3 (1-11)	0,68
	<i>Litomosoides anguyai</i>	<i>Oxymycterus misionalis</i> (n= 3)	66,6 %	15,5 (14-17)	10,3
	<i>Litomosoides navonae</i>	<i>Nectomys squamipes</i> (n= 10)	60 %	6,5 (1-13)	3,9
Selvas del Río de Oro (Chaco)	<i>Litomosoides navonae</i>	<i>Oligoryzomys</i> sp. (n= 40)	2,5 %	6	0,15
		<i>Holochilus chacarius</i> (n= 15)	13,3 %	5,5 (1-10)	0,73
Las Coloradas (Formosa)	<i>Litomosoides navonae</i>	<i>Oligoryzomys</i> sp. (n= 15)	6,6 %	18	1,2
		<i>Holochilus chacarius</i> (n= 4)	25 %	7	1,75
		<i>Akodon</i> sp. (n= 38)	7,8 %	3,3 (2-5)	0,26

Se compararon las P de las filarias observadas en las diferentes especies hospedadoras para cada una de las tres localidades por separado. Así, se observaron diferencias significativas entre la P de *L. odillae* y *L. navonae* en Cuñá Pirú ($z= 3,91$; $p< 0,05$) y entre *L. navonae* de *Oligoryzomys* sp. y de *H. chacarius* para Selvas del Río de Oro ($z= 2,14$; $p< 0,05$) (Tabla 3.11). En Las Coloradas no hubo diferencias significativas para *L. navonae* entre *Oligoryzomys* sp. y *Akodon* sp. ($z= 0,23$; $p< 0,05$).

Tabla 3.11. Valores de la desviante normal Z de las P de filarias entre hospedadores (Hd) de una misma localidad.

Localidades	<i>Litomosoides</i> spp. por Hd	Z ($p< 0,05$)
Cuñá Pirú	<i>Oligoryzomys</i> sp.- <i>N. squamipes</i>	3,91*
Selvas del Río de Oro	<i>Oligoryzomys</i> sp.- <i>H. chacarius</i>	2,14*
Las Coloradas	<i>Oligoryzomys</i> sp.- <i>Akodon</i> sp.	0,23

* diferencia significativa ($p< 0,05$)

Tanto *Oligoryzomys* sp. como *H. chacarius* de Selvas del Río de Oro y de Las Coloradas estuvieron parasitados por *L. navonae*. Debido a que no se observaron diferencias significativas entre las P de *L. navonae* de *Oligoryzomys* sp. de Selvas del Río de Oro con la del mismo hospedador de Las Coloradas ($z= 1,03$; $p< 0,05$), se consideraron en forma conjunta. También se consideraron conjuntamente las filarias de *H. chacarius* de estas dos localidades ya que el número de especímenes prospectados fue bajo. Estas dos localidades se tomarán como Región Chaqueña.

De esta manera se consideró en forma conjunta las especies hospedadoras de una y otra localidad y se recalculó la P, IM y AM para cada uno de estos hospedadores. Así en *Oligoryzomys* sp. se observó una P= 3,63%, IM= 12 y AM= 0,43, y para *H. chacarius* una P= 15,8%, IM= 6 y AM= 0,94 (Tabla 3.12).

Figura 3.11. Prevalencia (P) e Intensidad media de las filarias en el nordeste de Argentina.

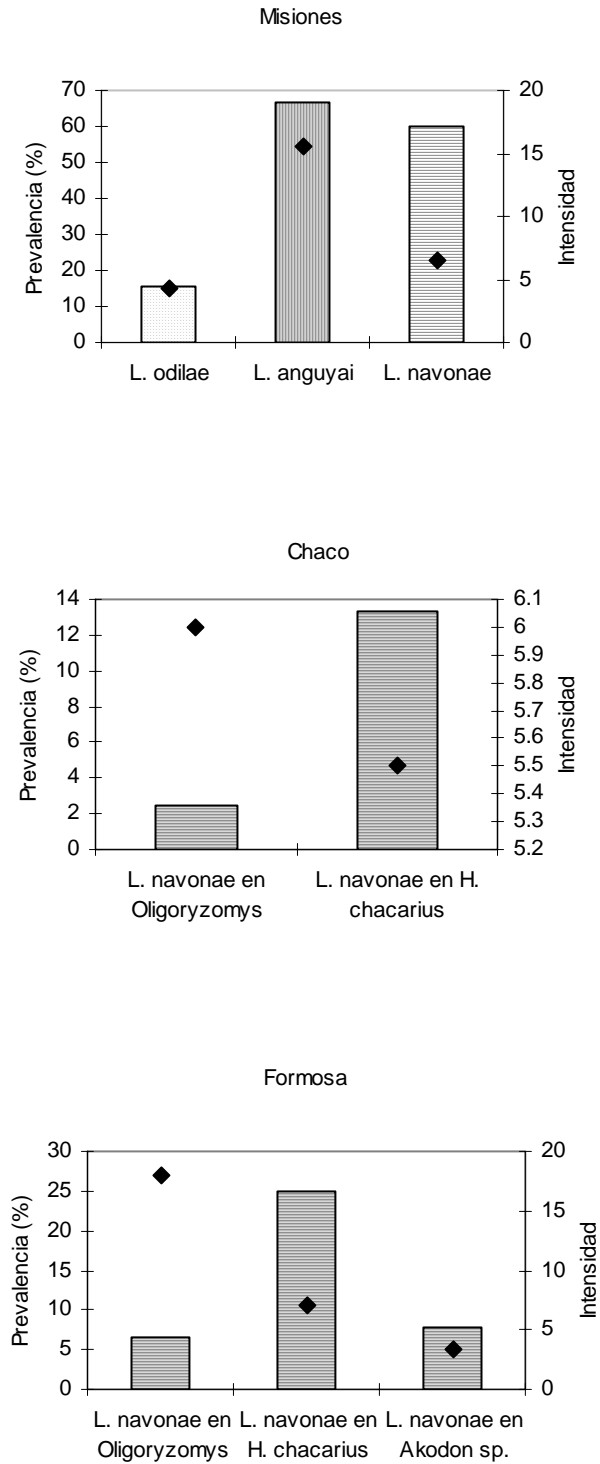


Tabla 3.12. Prevalencia (P), Intensidad (IM) y Abundancia (AM) de *Litomosoides navonae* en *Oligoryzomys* sp. y *Holochilus chacarius* de la Región Chaqueña.

Especie de filaria	Hospedador	P	IM (rango)	AM
<i>Litomosoides navonae</i>	<i>Oligoryzomys</i> sp. (n= 55)	3,63 %	12 (6-18)	0,43
	<i>Holochilus chacarius</i> (n= 19)	15,8 %	6 (1-10)	0,94

Comparando de a pares las P de *L. navonae* entre la Selva Paranaense y la Región Chaqueña para los diferentes hospedadores se observó que hay diferencias significativas entre *N. squamipes* y las tres especies hospedadoras de la Región Chaqueña (Tabla 3.13). Para la Región Chaqueña, las P de *Oligoryzomys* sp.- *H. chacarius* presentaron diferencias significativas ($z= 2,55$; $p< 0,05$), en tanto que para *Oligoryzomys* sp.- *Akodon* sp. y *H. chacarius* - *Akodon* sp. no se observaron diferencias significativas (Tabla 3.13).

Tabla 3.13. Valores de la desviante normal Z de las P de *Litomosoides navonae* entre hospedadores de la Selva Paranaense y la Región Chaqueña

Localidades	Hospedadores	Z (p< 0,05)
Selva Paranaense – Región Chaqueña	<i>N. squamipes</i> - <i>Oligoryzomys</i> sp.	8,66*
	<i>N. squamipes</i> - <i>H. chacarius</i>	3,89*
	<i>N. squamipes</i> - <i>Akodon</i> sp.	2,34*
Región Chaqueña	<i>Oligoryzomys</i> sp.- <i>H. chacarius</i>	2,55*
	<i>Oligoryzomys</i> sp.- <i>Akodon</i> sp.	1,23
	<i>H. chacarius</i> - <i>Akodon</i> sp.	1,33

DISCUSIÓN

En el área ribereña de la provincia de Buenos Aires la comunidad de roedores estuvo compuesta principalmente por ejemplares de la Familia Muridae. Las especies capturadas (*S. aquaticus*, *O. rufus*, *Oligoryzomys* sp., *A. azarae*) son las más frecuentes en el área y ya habían sido registradas en estas localidades por Massoia (1961) y Kravetz (1972).

Desde el norte hacia el sur, las localidades de la ribera varían en su topografía, por lo que se ve reflejado en la dominancia de las poblaciones de roedores. Así en Otamendi, Hudson y Punta Lara dominó *O. rufus* y en Palo Blanco, Los Talas y La Balandra, *S. aquaticus*. Las tres primeras localidades presentan un ambiente de selva en galería con suelos húmedos e inundables, siendo Hudson el área con menos perturbación antrópica. Las otras tres localidades situadas más al sur, presentan zonas con pajonales inundables y con un leve empobrecimiento de la vegetación.

Las filarias fueron específicas de sus hospedadores para esta área. *Litomosoides bonaerensis* siempre estuvo asociada con *Oligoryzomys* sp. en 4 de las 6 localidades. En Palo Blanco y Los Talas el número de hospedadores capturados (*Oligoryzomys* sp.) fue muy bajo para registrarse la presencia de *L. bonaerensis*.

En el caso de *L. oxymycteri* siempre se la encontró asociada con *O. rufus* en Otamendi, Hudson y Punta Lara, y no pudo constatar su presencia en Palo Blanco y Los Talas por falta de captura de ejemplares de la especie hospedadora. En tanto que en La Balandra, el número de hospedadores capturados fue alto (n= 28), pero no se recolectaron filarias. Es probable que haya que prospectar más especímenes para confirmar la ausencia de *L. oxymycteri* en esta localidad. Según Gregory y Blackburn (1991), con tamaños muestrales de 50 hospedadores o más, uno puede estar relativamente confiado que no se están perdiendo especies, que de hecho están presentes. Por otra parte, se observó la presencia de *Ornithonyssus bacoti* (posible vector de *L. oxymycteri*) en *O. rufus* en La Balandra (Lareschi com. pers.). La ausencia de esta filaria puede deberse a que la población de *O. rufus* está aislada de las poblaciones de áreas vecinas, lo que impide el contagio. Este aislamiento poblacional del hospedador ha sido observado en relación a un ectoparásito, *Hoplopleura fonsecai* (Phthiraptera) para las poblaciones de *O. rufus* entre las localidades de Otamendi, Hudson y Punta Lara (Lareschi et al., 2003).

Por otra parte, tanto *S. aquaticus* como *A. azarae* parecerían ser hospedadores inadecuados para estas especies de filarias, ya que se observó una filaria en estado no avanzado de desarrollo en la cavidad corporal de cada especie hospedadora, considerándose un hecho accidental (ver Tabla 3.2 para los tamaños muestrales).

Los valores más altos de los índices fueron registrados en *L. oxymycteri*, tanto para el área en su conjunto como para las localidades tomadas en forma independiente. Las P de *L. oxymycteri* en las diferentes localidades superaron el 50%, mientras que las de *L. bonaerensis* fueron menores al 50%. Las diferencias entre las P totales de las dos especies de filarias y entre las P de éstas en la misma localidad siempre fueron significativas, excepto en Hudson. Una situación similar se verifica con las IM y las AM. En *L. oxymycteri* las IM variaron entre 6,5 a 17 y las AM fueron de más de 5, mientras que en *L. bonaerensis* las IM rondaron entre 5,5 y 9,6 y las AM menores a 3. Sin embargo estas variaciones observadas no mostraron diferencias significativas.

Las diferencias observadas de las P de *L. bonaerensis* en las diferentes localidades pueden deberse al bajo número de hospedadores disecados. Para un tamaño de muestra pequeño, un leve incremento del número de hospedadores prospectados puede incrementar ampliamente la prevalencia (Gregory y Blackburn, 1991). Se observa que las diferencias entre la P de Punta Lara (n=9) y Hudson (n=16) son amplias (ver tabla 3.4), con sólo siete hospedadores de diferencia la prevalencia se incrementa en un 28%. Por otra parte, con tamaños muestrales semejantes, en Otamendi (n= 17) y Hudson (n= 16) las diferencias fueron también significativas. Con respecto a *L. oxymycteri*, se observó un 25% de diferencia entre las P de Hudson y Punta Lara, mientras que en La Balandra con un tamaño muestral de 28, no se hallaron filarias. La prevalencia es un índice estimativo del porcentaje de hospedadores que se hallan parasitados en un área determinada y permite analizar qué factores, intrínsecos y/o extrínsecos al hospedador, determinan ese patrón de distribución.

Las variaciones temporales de la AM e IM de *L. bonaerensis* y *L. oxymycteri* observadas podrían relacionarse con las variaciones de la densidad poblacional de sus hospedadores. Según el modelo observado en los roedores de la localidad de Otamendi (Bonaventura et al., 1992), la densidad de *Oligoryzomys* sp. comienza a aumentar a principios de la primavera, con un pico poblacional a fines

del verano (marzo) y con la presencia de individuos reproductivos a partir de septiembre (ver Fig. 3.7). Las filarias marcan un pico de intensidad en octubre, cuando comienza a aumentar la densidad de su hospedador. La I se mantiene a niveles bajos, con un incremento de la misma luego del pico poblacional del hospedador (marzo). Si se considera que en la etapa reproductiva, el hospedador tiene un estrecho contacto con otros individuos de la población y que ello favorecería el contagio de los ectoparásitos y, teniendo en cuenta que el desarrollo de las filarias hasta el estado adulto dura aproximadamente dos meses (Maréchal, 1995), el pico observado en la IM de *L. bonaerensis* en los meses de abril – julio estaría explicado desde el comportamiento del hospedador.

Algo similar ocurre en *O. rufus*. Este roedor comienza a aumentar su densidad poblacional a principios de la primavera y en el mes de octubre se registra la mayor proporción de individuos reproductivos. La I de *L. oxymycteri* presenta un pico en octubre y otro en abril, aunque durante el resto de los meses se mantiene a niveles bajos, disminuyendo notoriamente en julio, junto con la densidad del hospedador. Los picos tan altos de I registrados, podrían asociarse a que *O. rufus* vive más de dos períodos reproductivos (dos años) (Kravetz, 1972; Cueto et al., 1995), de manera que estos valores podrían corresponderse a los de un hospedador adulto del segundo año de vida. Estos hallazgos coinciden con lo observado por Spratt y Varughese (1975) para *Dipetalonema johnstoni* que parasita a marsupiales australianos y a *Rattus fuscipes*. Estos autores reportaron un aumento de la concentración de microfilarias en la piel de las ratas silvestres durante la estación reproductiva de las mismas, sugiriendo que los animales se infestan en los primeros meses de vida. Además, encontraron altas intensidades de filarias adultas y niveles elevados de microfilarias en sangre en hospedadores adultos del segundo período reproductivo.

Esto coincide además, con lo observado en el análisis de correlación para *L. oxymycteri*, donde la I se relaciona en forma positiva con el peso del hospedador (Fig. 3.8). Esto es, a medida que el hospedador crece aumenta las probabilidades de contagiarse con filarias.

Sin embargo, no ocurre lo mismo con la filaria de *Oligoryzomys* sp. En este caso el hospedador no vive más de un período reproductivo y la I de *L. bonaerensis* se correlaciona en forma negativa con el peso del roedor (Fig. 3.9), de manera que las filarias debieran transmitirse en etapas tempranas del ciclo del hospedador, presentando altas I en los roedores más jóvenes (a partir del mes de marzo donde aparecen las crías).

Por otra parte, según un estudio realizado sobre ectoparásitos de roedores en Punta Lara, Lareschi (2000) observó que *Ornithonyssus bacoti* se encuentra asociado principalmente con *O. rufus*, estando presente durante todo el año, mientras que en *Oligoryzomys* sp. sólo se lo encontró en otoño.

En el parasitismo, el hospedador representa una isla y el recurso se dispone en parches. Los parásitos no se distribuyen uniformemente en los parches y algunos hospedadores albergan muchos parásitos y otros, unos pocos. Este tipo de disposición agregada se ajusta a la distribución binomial negativa (Poulin, 1998).

En el caso de las filarias estudiadas, tanto *L. bonaerensis* como *L. oxymycteri* presentaron una distribución que se ajusta a la binomial negativa, con valores de Is de 5,86 y 21,13 respectivamente.

De este modo, pueden observarse diferentes grados de agregación entre los parásitos, los cuales pueden verse afectados por diferentes aspectos tales como el tamaño muestral, el tamaño del cuerpo del parásito, la reproducción del parásito, entre otros.

En *L. oxymycteri* se observó un índice de agregación más alto que en *L. bonaerensis* para la ribera del Río de la Plata. Esto se vio reflejado en las localidades de Otamendi y Hudson, donde se recolectaron dos hospedadores con una intensidad de 185 y 206 filarias, mientras que el resto de los hospedadores no superaron las 20 filarias. En el caso de *L. bonaerensis* no se vieron estos picos de intensidad y sólo se registraron hospedadores con un máximo de 30 filarias.

Numerosos estudios evidencian que el tamaño del cuerpo de los parásitos se correlaciona en forma negativa con la intensidad de la infección, debido a la mortalidad dependiente de la intensidad parasitaria, y afectando, de este modo, el grado de agregación de los mismos (Poulin y Morand, 2000). Maréchal (1995) observó que aquellos roedores que eran infectados con un inóculo de 200 L3 de *L. sigmodontis*, se recolectaban adultos de tallas inferiores a aquellos roedores que habían sido infectados con un inóculo de 60 L3. *Litomosoides oxymycteri* presentó un nivel de agregación mayor ($k= 0,049$) que el de *L. bonaerensis* ($k= 0,203$), pero se deberían estudiar los tamaños de las filarias en cada infrapoblación para poder inferir si las variaciones del tamaño observadas de cada especie son efecto del grado de agregación de las filarias.

La comunidad de roedores capturados en el nordeste de Argentina alcanzó una alta riqueza específica. Las especies dominantes que componen la fauna de la Selva Paranaense (*A. montensis*, *O. nigripes* y *N. squamipes*) difiere de aquella de la Región Chaqueña (*Oligoryzomys* spp. [*O. fornesi* y *O. chacoensis*], *A. azarae bibiana*, *H. chacarius* y *P. simplex*).

En Cuñá Pirú tanto *A. montensis* como *Oligoryzomys* sp. se hallaron en capueras, mientras que *N. squamipes* siempre estuvo asociado con el curso del arroyo que da nombre a la Reserva. Las restantes especies capturadas fueron poco frecuentes.

Tanto para Selvas del Río de Oro como para Las Coloradas, *Oligoryzomys* spp. y *Akodon* spp. fueron capturados en pajonales de piri (*Cyperus giganteus*) mientras que *H. chacarius* y *P. simplex* se los capturó en pastizales inundables.

La presencia de *Rattus* sp. en las dos regiones indicó la presencia del hombre. En Misiones se capturaron en los alrededores del Balneario del Arroyo y en Chaco en la cercanía de una casa-rancho deshabitada.

En el nordeste de Argentina se observaron tres especies de filarias: *L. odilae*, *L. anguyai* y *L. navonae*. Estas especies fueron específicas de sus hospedadores en la Selva Paranaense (ver tabla 3.10). Por el contrario, en la Región Chaqueña, *L. navonae*, que fue la única filaria recolectada, presentó una baja especificidad, hallándose en cinco especies de roedores diferentes. Esto es frecuente en otras especies de *Litomosoides*. *Litomosoides brasiliensis* parasita numerosas especies de murciélagos simpátricos en Colombia (Esslinger, 1973; Guerrero et al., 2002), mientras que *L. sigmodontis* y *L. scotti* son específicas de sus hospedadores (roedores simpátricos) (Forrester y Kinsella, 1973).

Las P de las filarias en Cuñá Pirú fueron más altas (16% al 66%) que en la Región Chaqueña (3 al 15%), en tanto que la IM y AM fueron semejantes en ambas regiones.

En Cuñá Pirú, *L. anguyai* y *L. navonae* presentaron P altas, mientras que *L. odilae* fue de 16%. Si bien se podría estar sobreestimando este índice como consecuencia del tamaño muestral, se asume que marca una tendencia. El comportamiento de los hospedadores podría estar influenciando las P. Uno de los factores más importantes que facilitarían el contagio de individuo a individuo, es la transmisión de ectoparásitos. Dos individuos tienen oportunidad de intercambiar ectoparásitos, fundamentalmente cuando se reúnen en un mismo lugar (madrigueras o nidos), o cuando entran en contacto estrecho (período reproductivo). *Nectomys squamipes* es una especie ampliamente distribuida en América del Sur, presenta hábitos semiacuáticos y vive estrechamente relacionado a los cursos de agua (Ernest, 1986). En la Reserva, siempre se los capturó en las orillas del Arroyo Cuñá Pirú. Esta compresión de una de las dimensiones espaciales de su ambiente (una banda estrecha), podría estar condicionando un incremento en la frecuencia de encuentro entre los individuos, lo que determinaría un mayor potencial de contagio de los ectoparásitos.

En el caso de *Oxymycterus misionalis*, ésta es una especie endémica de la Selva Paranaense, se la encuentra en el sotobosque, en bordes de caminos y picadas (Massoia, 1980; Crespo, 1982) y es poco abundante. Aquí, la baja densidad de los mismos estaría favoreciendo el aumento de la frecuencia de contacto entre los individuos.

Por el contrario, *Oligoryzomys nigripes* utiliza todo el ambiente y se lo suele encontrar en la capuera, junto con *Akodon montenis*. Esta especie es más abundante en la capuera que en las áreas mencionadas anteriormente. Así, los individuos tienen baja frecuencia de contacto ya que están dispersos en el ambiente, lo que se traduce en bajas prevalencias.

Una de las especies más abundantes en la reserva, que no se encontró parasitada por filarias, fue *A. montensis*. Existen opiniones encontradas acerca de la relación sistemática existente entre esta entidad taxonómica y una especie íntimamente relacionada: *Akodon cursor*. Para algunos autores *A. cursor* se distribuye desde el sudeste y centro de Brasil hasta el nordeste de Argentina (Misiones), incluyendo Paraguay y Uruguay (Crespo, 1982; Redford y Eisenberg, 1992). Para otros autores la situación es diferente: *A. cursor* representaría un complejo de especies morfológicamente similares y que podrían distinguirse a través de sus cariotipos (Albuquerque et al., 1998). En tal caso tenemos que *A. cursor* se distribuiría desde el nordeste hasta el sudeste de Brasil y *A. montensis* estaría presente desde el nordeste argentino hasta el sudeste de Brasil, incluyendo el Estado de Sao Paulo.

Moraes Neto y Lanfredi (1998) capturaron 58 ejemplares de *A. cursor* en Río de Janeiro, Brasil, de los cuales 15 (P= 25,9%) estaban parasitados por *L. silvai* y/o *L. chagasfilhoi*. En Cuñá Pirú ninguno de los 74 roedores examinados estaba parasitado por filarias. Tanto en Río de Janeiro como en Cuñá Pirú, las filarias halladas son específicas de sus hospedadores (Bain et al., 1980; Moraes Neto y Lanfredi, 1998; Notarnicola y Navone, 2002; Notarnicola et al., 2002). Si se asumiera que la muestra de Brasil y la de Misiones fueron extraídas de una población taxonómicamente uniforme (*A. cursor*), que ambos ambientes no presentan variaciones significativas que influyen en la prevalencia de esta parasitosis (composición de los ectoparásitos, variaciones en el comportamiento de los hospedadores), que *Ornithonyssus bacoti* sea el vector (ectoparásito cosmopolita hallado en *Akodon* sp.), y que la P

observada en la muestra de Río de Janeiro caracteriza a la población de los roedores en cuestión, existe una muy baja probabilidad que en Cuñá Pirú no se hayan observado roedores parasitados (si la prevalencia es del 25%, la p de 0 individuo infectado en 74 analizados es $< 0,000004$). Esto lleva a considerar que la uniformidad taxonómica del hospedador asumida en un principio, sería cuestionable. Entonces, se podría sugerir que los ejemplares capturados en Cuñá Pirú pertenecen a la especie *A. montensis* y por lo tanto la ausencia de filarias en estos roedores se explica porque los hospedadores pertenecen a distintas especies.

En las poblaciones de roedores en la Región Chaqueña, tanto *Oligoryzomys* sp. (*O. fornesi* y *O. chacoensis*) como *Akodon* sp. fueron dominantes y presentaron bajas P de *L. navonae* (diferencias no significativas), mientras que *H. chacarius* fue menos abundante y con P más altas (diferencias significativas con las P de las otras dos especies). En esta región, sólo 3 de los 39 ejemplares prospectados de *Akodon* sp., estuvieron parasitados.

Finalmente, si se consideran las especies de roedores parasitadas por filarias en este estudio (ribera del Río de la Plata y nordeste argentino) junto con los de Brasil y Florida (EEUU) (Forrester y Kinsella, 1973; Moraes Neto y Lanfredi, 1998), se observa que aquellos hospedadores con mayor talla (*Oxymycterus*, *Nectomys*, *Holochilus*, *Sigmodon*) presentan P más altas mientras que los hospedadores de menor talla (*Oligoryzomys*, *Akodon*) registran P más bajas.

El análisis de los aspectos ecológicos del género *Litomosoides* permitió llegar a los siguientes resultados:

- Las prevalencias de las filarias estarían afectadas por el comportamiento en el uso del hábitat del hospedador y su dominancia en el área.
- Las Intensidades y Abundancias Medias de las filarias estarían influenciadas por el ciclo de vida del hospedador. Aquellas especies hospedadoras que viven más de un período reproductivo presentan Intensidades y Abundancias medias de filarias más altas, en tanto que las especies hospedadoras que viven sólo un período reproductivo presentan Intensidades y Abundancias medias bajas.
- *Litomosoides* presenta una distribución agregada, siguiendo el modelo de otros helmintos parásitos.
- Las filarias no presentaron preferencias por el sexo del hospedador.
- La especificidad de las especies de *Litomosoides* estudiadas es variable. En roedores simpátricos algunas filarias son específicas de sus hospedadores (*L. bonaerensis*- *L. oxymycteri*; *L. odilae*- *L. anguyai*) mientras que en *L. navonae* es parásita de cinco especies diferentes de roedores.

CAPÍTULO 4: DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DEL GÉNERO *LITOMOSOIDES*

INTRODUCCIÓN

Un área biogeográfica es una superficie de la tierra ocupada por una entidad biológica determinada. Tanto los vegetales como los animales forman asociaciones denominadas biocenosis y están influenciadas por los factores ambientales constituyendo los ecosistemas (Cabrera y Willink, 1973).

La República Argentina forma parte de la Región Biogeográfica Neotropical y está dividida en dominios, provincias y distritos. Entre los ocho dominios que la constituyen según Cabrera y Willink (1973) y Cabrera (1994), se describen:

- Dominio Amazónico
 - Provincia Paranense
- Dominio Chaqueño
 - Provincia Chaqueña
 - Provincia Prepuneña
 - Provincia del Espinal
 - Provincia del Monte
 - Provincia Pampeana
- Dominio Subantártico
 - Provincia Subantártica

El Dominio Amazónico cubre la mayor parte de América del Sur y América Central. Se trata de un territorio con clima cálido y húmedo, cubierto por vegetación densa y con flora y fauna caracterizada por la riqueza de endemismos. Constituye, sin duda, el territorio con mayor volumen de biomasa de la tierra.

El Dominio Chaqueño ocupa un área disyunta. En Argentina se extiende al este de los Andes, sur de Bolivia, oeste y centro de Paraguay y una estrecha faja del Estado de Mato Grosso en Brasil. Predomina el clima de tipo continental, con lluvias moderadas a escasas, inviernos suaves y veranos cálidos. La vegetación es polimorfa: bosques xerófilos caducifolios, matorrales, estepas herbáceas, etc.

El Dominio Subantártico se extiende desde los 37° de latitud sur a lo largo de la cordillera hasta el Cabo de Hornos. El clima es riguroso por el exceso de frío lo que da lugar a formas xerófilas como arbustos bajos y plantas en cojín.

Las poblaciones hospedadoras constituyen, para los parásitos, un recurso que se distribuye en parches y en un medio que para ellos es total o parcialmente inhabitable (Price, 1980), por lo cual la distribución de los parásitos está estrictamente limitada a la de sus hospedadores.

En este contexto, diferentes localidades ubicadas en ecosistemas contrastantes fueron relevadas, mostrándose la distribución geográfica de las especies del género *Litomosoides* en Argentina y en el resto de América, relacionando esta distribución con la de sus hospedadores y las características del ambiente.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se realizaron campañas en diferentes localidades de la República Argentina y se contó con el apoyo de investigadores de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de La Plata (FCNyM), quienes en algunas oportunidades cedieron el material para eviscerarlo. En la Tabla 4.1 se detallan las localidades donde se realizaron los muestreos.

Los tipos de trampas y cebos utilizados para roedores fueron explicados en el Capítulo 3. Para la captura de quirópteros se utilizaron redes de niebla, las cuales fueron activadas durante las horas crepusculares. También se tuvo acceso a taperas, techos de colegios y/o casas donde se observó la presencia de murciélagos durante el día y se capturaron manualmente.

El modo de recolección, fijación, conservación y estudio de las filarias fue detallado en los Capítulos 1 y 2. La distribución geográfica de las diferentes especies de *Litomosoides* se tomó de la bibliografía, la cual se detalla en la Tabla 4.2.

Los hospedadores capturados fueron identificados en su mayoría a nivel específico por especialistas de la FCNyM y gran parte de los ejemplares fueron depositados en la Colección de Mastozoología del Museo de La Plata. Para la nomenclatura de los hospedadores se siguió a Galliari et al., 1996. Para la distribución geográfica de los hospedadores se siguió a Redford y Eisenberg (1992); Musser y Carleton (1993) y Barquez et al. (1999).

Para la confección de los mapas se utilizaron los siguientes criterios: en las Figuras 4.16 y 4.17, el mapa A lleva la distribución geográfica de las filarias en quirópteros y los mapas B-G la distribución geográfica de sus respectivos hospedadores. En las Figuras 4.18 a 4.21 se graficó la distribución de las filarias y sus hospedadores en un mismo mapa. La Figura 4.18 y 4.19 se graficaron las distribuciones de las especies de filarias y de los roedores múridos (*Oryzomyini* y *Phyllotini*) y de *Ctenomyidae* y *Sciuridae*; en la Figura 4.20, las distribuciones de las especies de filarias y de los roedores múridos *Akodontini* y en la Figura 4.21, las de los roedores múridos (*Sigmodontini*) y *Echimyidae* y de los marsupiales.

RESULTADOS

Áreas prospectadas de la República Argentina

Se prospectaron un total de 1.339 micromamíferos procedentes de las Provincias Biogeográficas Paranense, Chaqueña, Prepuneña, del Monte, del Espinal, Pampeana y Subantártica (Tabla 4.1 y Fig. 4.1).

Tabla 4.1. Lista de localidades de la República Argentina donde se capturaron micromamíferos y colectores. Los números se corresponden con las localizaciones en la Figura 4.1.

Localidad – Provincia	Áreas Biogeográficas	Colectores
1 Puerto Península, Iguazú, MI	Pcia. Paranense	Abba
2 Cuñá Pirú, Aristóbulo del Valle, MI	Pcia. Paranense	Notarnicola, Cátedras de Mastozoología y Parasitología FCNyM- UNLP
3 Santa Inés, MI	Pcia. Paranense	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
4 San Juan Poriahú, Loreto, CO	Pcia. Paranense	Merino
5 Las Coloradas, FO	Pcia. Chaqueña	Notarnicola, Lunaschi, Pardiñas, Podesta, Cirignoli y Merlo
6 Selvas del Río de Oro, CH	Pcia. Chaqueña	Notarnicola, Cremonte, Galliari, Pardiñas, Podesta y Cirignoli
7 Trampasacha, Sierra de Ambato, CA	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
7 Laguna Blanca, CA	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
8 Alto Cachi, S	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
9 Camino a Garganta del Diablo, Tilcara, J	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
9 Sierra Zenta, Humahuaca, J	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
9 Camino San Francisco-Pampichuela, J	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
9 Hostería Las Vertientes, Lozano, J	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
9 Río Lozano, León, J	Pcia. Prepuneña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
10 Pampas de Achala, CB	Pcia. Chaqueña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
10 Río Papagayos, SL	Pcia. Chaqueña	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
11 Laguna La Niña Encantada, ME	Pcia. del Monte	Pardiñas, Podesta y Cirignoli
12 Reserva Ñacuñán, ME	Pcia. del Monte	Corbalán y Lareschi
13 Playa Fracasso, Península Valdes, C	Pcia. del Monte	Pardiñas
14 Otamendi, Campana, BA	Pcia. Pampeana	Sánchez López
14 Ramallo, BA	Pcia. Pampeana	Nava y Vouglino
15 Hudson, Berazategui, BA	Pcia. Pampeana	Navone, Lareschi y Notarnicola
15 Punta Lara, Ensenada, BA	Pcia. Pampeana	Navone, Lareschi y Notarnicola
15 Los Talas, Palo Blanco y La Balandra, Berisso, BA	Pcia. Pampeana	Navone, Lareschi y Notarnicola; Pardiñas y Podesta; Busch
16 Punta Piedra, BA	Pcia. Pampeana	Notarnicola y Pardiñas
16 Estancia San Pedro, Castelli, BA	Pcia. Pampeana	Notarnicola y Merino
17 Arroyo Las Brusquitas, Mar del Plata, BA	Pcia. Pampeana	Pardiñas, Podesta, Cirignoli y D´Elía
18 Laguna Salada Grande, BA	Pcia. Pampeana	Merino y Abba
19 Sierra de la Ventana, BA	Pcia. Pampeana	Merino; Pardiñas
20 Collón Curá, Sierra de Cuchillo Curá, Las Lajas, Chos Malal y Lago Epulafquen, N	Pcia. Subantártica	Pardiñas, Podesta, Cirignoli y Cremonte
21 Las Breñas, Caviahué y Cerrito Piñón, N	Pcia. Subantártica	Pardiñas, Podesta, Cirignoli y Cremonte

(Abreviaturas: BA: Buenos Aires, C: Chubut, CA: Catamarca, CB: Córdoba, CH: Chaco, CO: Corrientes, FO: Formosa, J: Jujuy, ME: Mendoza, MI: Misiones, N: Neuquén, S: Salta, SL: San Luis).

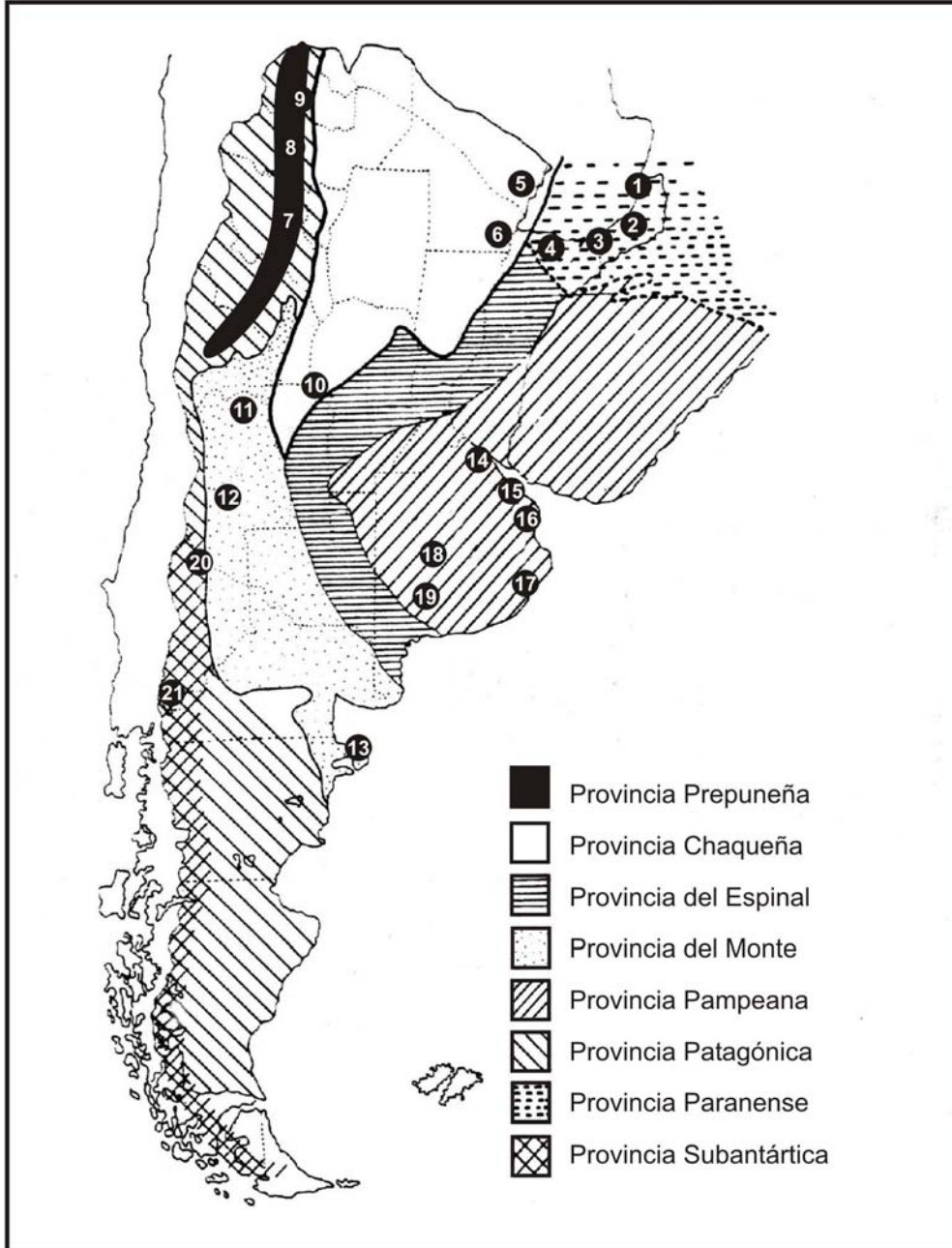


Figura 4.1. Areas Biogeográficas de Argentina. **1 a 21** Localidades relevadas detalladas en Tabla 4.1

La Provincia Paranense (Fig. 4.1) abarca el extremo sur de Brasil, el extremo nordeste de Argentina y el este de Paraguay. Las precipitaciones anuales alcanzan los 2000 mm y la temperatura media es de 21° C. El terreno es montañoso con serranías de poca altura y la vegetación dominante es la selva subtropical, con bosques de *Araucaria*. La fauna resulta una combinación de elementos propios y de la Provincia Chaqueña.

Se relevaron las localidades de Puerto Península, Iguazú; Cuñá Pirú, Aristóbulo del Valle y Santa Inés (Misiones) y en Estancia San Juan Poriahú, Loreto (Corrientes).

Se disecaron 4 marsupiales, 5 quirópteros y 167 roedores pertenecientes a las siguientes especies:

- Orden Marsupialia
 - Familia Didelphidae
 - 2 *Didelphis albiventris* Lund
 - 1 *D. aurita* Wied-Neuwied
 - 1 *Monodelphis henseli* Thomas
- Orden Chiroptera
 - Familia Phyllostomidae
 - 2 *Tonatia bidens* (Spix)
 - 1 *Carollia perspicillata* (Linnaeus)
 - 2 *Pygoderma bilabiatum* (Wagner)
- Orden Rodentia
 - Familia Muridae
 - Tribu Akodontini
 - 2 *Akodon* sp. Meyen
 - 84 *Akodon montensis* Thomas
 - 1 *Bucepattersonius* sp.
 - 3 *Necomys temchuki* (Massoia)
 - 3 *Oxymycterus misionalis* Sanborn
 - 7 *Oxymycterus rufus* (Fischer)
 - 1 *Thaptomys nigrita* (Lichtenstein)
 - Tribu Oryzomyini
 - 11 *Nectomys squamipes* (Brants)
 - 3 *Holochilus brasiliensis* (Desmarest)
 - 12 *Oligoryzomys* sp. Bangs
 - 16 *Oligoryzomys nigripes* (Olfers)
 - 13 *Oryzomys* sp. Baird
 - 1 *Oryzomys intermedius* (Leche)
 - 1 *Oryzomys ratticeps* (Hensel)
 - Tribu Phyllotini
 - 4 *Calomys callidus* (Thomas)
 - Tribu Sigmodontini

3 *Rattus* sp. Fischer

Familia Octodontidae

2 *Ctenomys* sp. Blainville

En esta Provincia Biogeográfica se hallaron cuatro especies de filarias: *Litomosoides oxymyteri*, *L. anguyai*, *L. navonae* y *L. odilae* en los roedores *Oxymycterus rufus*, *Oxymycterus misionalis*, *Nectomys squamipes* y *Oligoryzomys nigripes* con marcada especificidad hospedatoria.

En el resto de los hospedadores prospectados no se hallaron filarias.

La Provincia Chaqueña (Fig. 4.1) se extiende al sur de Bolivia, el oeste de Paraguay y el norte de Argentina, hasta Córdoba, San Luis y Santa Fe, desde la cordillera hasta las riberas del Río Paraná. Abarca llanuras y sierras de poca elevación, con un clima continental y lluvias estivales que varían desde unos 500 mm hasta 1200 mm anuales. La temperatura media es de 20° a 23° C. La vegetación está constituida por bosques xerófilos caducifolios mezclados con palmares y sabanas, con un estrato herbáceo de gramíneas y numerosas cactáceas y bromeliáceas terrestres.

Se relevaron las localidades de Las Coloradas (Formosa) y Selvas del Río de Oro (Chaco) que pertenecen al Distrito Oriental y en las orillas del Río Mina Clavero (Córdoba) y Río Papagayos (San Luis) que pertenecen al Distrito Serrano.

Se disecaron 4 marsupiales, 18 quirópteros y 168 roedores pertenecientes a las siguientes especies:

- Orden Marsupialia
 - Familia Didelphidae
 - 3 *Gracilinanus agilis* (Burmeister)
 - 1 *Lutreolina crassicaudata* (Desmarest)
- Orden Chiroptera
 - Familia Phyllostomidae
 - 2 *Sturnira lilium* (E. Geoffroy)
 - 1 *Desmodus rotundus* (E. Geoffroy)
 - Familia Vespertilionidae
 - 2 *Myotis* sp. Kaup
 - 2 *Eptesicus furinalis* d'Orbigny
 - Familia Molossidae
 - 11 *Eumops perotis* (Schinz)
- Orden Rodentia
 - Familia Muridae
 - Tribu Akodontini
 - 29 *Akodon* sp.
 - 19 *Akodon azarae bibianae* (Fischer)
 - 6 *Oxymycterus* sp. Waterhouse
 - Tribu Oryzomyini

- 19 *Holochilus chacarius* Thomas
- 11 *Oligoryzomys* sp.
- 25 *Oligoryzomys chacoensis* Myers y Carleton
- 20 *Oligoryzomys fornesi*
- 12 *Pseudoryzomys simplex* (Winge)

Tribu Phyllotini

- 8 *Calomys callosus* (Rengger)
- 1 *Calomys venustus* (Thomas)
- 5 *Graomys centralis* (Waterhouse)
- 3 *Phyllotis xanthopygus* Waterhouse

Tribu Scapteromyini

- 7 *Scapteromys aquaticus* Waterhouse

Tribu Sigmodontini

- 1 *Rattus* sp.

Familia Caviidae

- 2 *Cavia aperea* Erxleben

En la Provincia Chaqueña sólo se encontró una especie de filaria, *Litomosoides navonae* parásita de varias especies de roedores simpátricos en el Distrito Oriental (*Akodon azarae bibiana*, *Holochilus chacarius*, *Oligoryzomys chacoensis* y *Oligoryzomys fornesi*) con baja especificidad hospedadora.

El resto de los hospedadores prospectados no presentaron filarias.

La Provincia Prepuneña (Fig. 4.1) se extiende por las laderas y quebradas de las montañas del noroeste de Argentina, desde Jujuy hasta Catamarca, a partir de los 1000 m de altura. El clima es seco y cálido con lluvias estivales y una temperatura media de 12° C. Los suelos son montañosos, arenosos, con una fisonomía de estepa o matorral arbustivo, con predominio de cactáceas. La fauna es muy difícil de diferenciar de aquellas de las Provincias Altoandinas, Puneña y del Monte.

Se realizaron capturas en las localidades de Lozano, Tilcara, León, Humahuaca y Pampichuela (Jujuy); Alto Cachi (Salta); Laguna Blanca y Trampasacha, Sierra de Ambato (Catamarca).

Se prospectaron 4 marsupiales y 137 roedores pertenecientes a las siguientes especies:

- Orden Marsupialia
 - Familia Didelphidae
 - 4 Marmosini gen. et sp. indet.
- Orden Rodentia
 - Familia Muridae
 - Tribu Akodontini
 - 9 *Akodon* sp.
 - 12 *Akodon albiventer* Thomas
 - 7 *Akodon puer* Thomas

- 2 *Hypsimys* sp. Thomas
- 13 *Necomys lactens* (Thomas)
- 5 *Oxymycterus akodontius* Thomas
- 5 *Oxymycterus paramensis* Thomas

Tribu Oryzomyini

- 39 *Oligoryzomys* sp.

Tribu Phyllotini

- 2 *Andinomys edax* (Thomas)
- 1 *Calomys musculus* (Thomas)
- 18 *Calomys venustus* (Thomas)
- 1 *Eligmodontia hirtipes*
- 1 *Graomys medius* (Waterhouse)
- 5 *Graomys griseoflavus* (Waterhouse)
- 8 *Phyllotis* sp. Waterhouse
- 5 *Phyllotis xanthopygus*

Tribu Sigmodontini

- 1 Sigmodontinae indet.

Familia Octodontidae

- 3 *Octodontomys gliroides* (Gervais y d'Orbigny)

En la Provincia Prepuneña no se encontraron filarias en los 141 hospedadores prospectados.

La Provincia del Monte ocupa una gran extensión de las regiones áridas del país (Fig. 4.1). La fisiografía es variada con llanuras arenosas, bolsones y mesetas, laderas bajas de montañas y un clima seco y cálido en la porción septentrional y más fresco y húmedo en la meridional. Las precipitaciones son escasas (menos de 250 mm anuales) y la temperatura oscila entre 13° y 15° C. La vegetación es una estepa arbustiva xerófila con *Prosopis* (el caldén) y matorrales de *Larrea* (jarilla).

Se realizaron muestreos en la Laguna La Niña y la Reserva Ñacuñán (Mendoza) y en Playa Fracasso, Península Valdés (Chubut).

Se capturaron 43 roedores pertenecientes a las siguientes especies:

- Orden Rodentia

- Familia Muridae

- Tribu Akodontini

- 1 *Abrothrix longipilis* (Waterhouse)
 - 4 *Abrothrix olivaceus* (Waterhouse)
 - 16 *Akodon molinae* Contreras
 - 1 *Akodon iniscatus* Thomas

- Tribu Phyllotini

- 9 *Calomys musculus*
 - 5 *Eligmodontia typus* Cuvier

7 *Graomys griseoflavus* (Waterhouse)

En la Provincia del Monte no se encontraron filarias en los 43 hospedadores prospectados.

La Provincia Pampeana (Fig. 4.1) ocupa las llanuras al este de Argentina y abarca las provincias de Buenos Aires, sur de Entre Ríos, Santa Fe y Córdoba, el este de La Pampa y San Luis. La región es llana a ondulada con algunas serranías de poca altura y tiene un clima templado-cálido, con lluvias regulares durante todo el año (600-1200 mm anuales). La temperatura oscila entre 13° y 17° C. La vegetación dominante es la estepa o pseudoestepa de gramíneas que forman matas de 60 cm a 1 m de altura, entre las cuales crecen numerosas herbáceas y arbustos.

Se relevaron sólo localidades de la provincia de Buenos Aires: Ramallo; Otamendi (Campana); Hudson (Berazategui); Punta Lara (Ensenada); Los Talas, Palo Blanco y La Balandra (Berisso); Punta Piedras; Castelli; Laguna Salada Grande; Arroyo Las Brusquitas (Mar del Plata) y Sierra de la Ventana.

Se disecaron un total de 4 marsupiales, 139 quirópteros y 555 roedores:

- Orden Marsupialia
 - Familia Didelphidae
 - 4 *Lutreolina crassicaudata*
- Orden Chiroptera
 - Familia Vespertilionidae
 - 8 *Myotis levis* (I. Geoffroy)
 - Familia Molossidae
 - 131 *Tadarida brasiliensis* (I. Geoffroy)
- Orden Rodentia
 - Familia Muridae
 - Tribu Akodontini
 - 120 *Akodon azarae* (Fischer)
 - 7 *Deltamys kempfi* Thomas
 - 149 *Oxymycterus rufus*
 - Tribu Oryzomyini
 - 1 *Holochilus brasiliensis*
 - 44 *Oligoryzomys* sp.
 - 8 *Oligoryzomys flavescens*
 - 26 *Oligoryzomys delticola*
 - Tribu Phyllotini
 - 2 *Phyllotis bonariensis* Crespo
 - Tribu Scapteromyini
 - 181 *Scapteromys aquaticus*
 - Tribu Sigmodontini
 - 16 *Rattus* sp.
 - Familia Caviidae

1 *Cavia* sp. Pallas

En la Provincia Pampeana se hallaron dos especies de filarias: *Litomosoides oxymycteri* en *Oxymycterus rufus* y *L. bonaerensis* en *Oligoryzomys flavescens* y *Oligoryzomys delticola* de la ribera del Río de la Plata.

La Provincia Subantártica (Fig. 4.1) se extiende a lo largo de la cordillera austral desde aproximadamente los 37° S. Presenta un relieve montañoso, con clima frío y húmedo y nieve durante el invierno. La vegetación es el bosque caducifolio o peremnifolio con matorrales. En el Distrito del Pehuén predominan los bosques de *Araucaria* (pehuén) acompañados por lengas (*Nothofagus pumilio*) y matorrales de coirones (*Festuca*). A menor altura predominan los bosques de ñire (*Nothofagus antarctica*).

Se realizaron muestreos en las localidades de: Las Breñas; Caviahué; Cerrito Piñón, Collón Curá; Sierra de Cuchillo Curá, Las Lajas; Chos Malal; Lago Epulafquen (Neuquén).

Se disecaron 71 roedores pertenecientes a las siguientes especies:

- Orden Rodentia

- Familia Muridae

- Tribu Akodontini

- 25 *Abrothrix longipilis*

- 1 *Akodon molinae* Contreras

- 1 *Akodon iniscatus*

- 9 *Chelemys macronyx* (Thomas)

- 4 *Geoxus valdivianus* (Philippi)

- Tribu Oryzomyini

- 9 *Oligoryzomys longicaudatus* (Benett)

- Tribu Phyllotini

- 5 *Eligmodontia morgani* Allen

- 1 *Euneomys chinchilloides* (Waterhouse)

- 3 *Graomys griseoflavus*

- 3 *Loxodontomys micropus* (Waterhouse)

- 1 *Phyllotis xanthopygus*

- Tribu Sigmodontini

- 9 *Rattus* sp.

Entre los 71 roedores prospectados en la Provincia Subantártica, se encontraron dos especies de filarias: *Litomosoides pardiñasi* en *Oligoryzomys longicaudatus* y *Litomosoides* sp. en *Phyllotis xanthopygus*.

Generalidades de la biología y ecología de los hospedadores parasitados por *Litomosoides* en Argentina

Los roedores, principalmente Oryzomyini y Akodontini, fueron los hospedadores que albergaron las ocho especies de *Litomosoides* descritas en el presente trabajo. Teniendo en cuenta que este género está acotado a un grupo particular de hospedadores, es interesante resaltar aspectos de su biología y ecología, con el fin de inferir cuales de ellos están o no vinculados a la presencia de filarias.

Entre los Oryzomyini, la especie *Holochilus chacarius* es conocida como la rata colorada (Fig. 4.2). Su distribución se restringe al nordeste de Paraguay y bordeando el Río Paraná en Argentina. Es un roedor de talla mediana, con un color de pelaje anaranjado en el dorso y blanco a gris en el vientre, posee hábitos semiacuáticos y suele nadar y trepar muy bien. Esta especie es estrictamente herbívora y se la suele encontrar en plantaciones de arroz, bananas y caña de azúcar (Massoia, 1970; Redford y Eissenberg, 1992).

Nectomys squamipes, llamada rata de agua (Fig. 4.3) es una especie ampliamente distribuida desde Venezuela hasta Argentina. Es nadadora y de gran tamaño con respecto a los otros oryzomyinos y está adaptada a ambientes acuáticos, por lo que se la encontró en los bordes de arroyos de la Selva Paranaense (Fig. 4.4). Su pelaje es amarronado con los flancos y vientre grisáceos (Ernest, 1986; Redford y Eissenberg, 1992).

Oligoryzomys nigripes (el colilargo menor) es un roedor endémico de la Selva Paranaense, de pequeño tamaño que frecuenta tanto los terrenos bajos con pajonales como las picadas y caminos que se abren en la selva (Fig. 4.5) (Massoia, 1980; Crespo, 1982). *Oligoryzomys chacoensis* (Fig. 4.6) y *O. fornesi* (Fig. 4.7) son especies restringidas a Paraguay y norte de Argentina (Formosa y Chaco) que frecuentan bañados y pajonales húmedos de la Provincia Biogeográfica Chaqueña (Fig. 4.8) (Massoia, 1970; Redford y Eissenberg, 1992).

Oligoryzomys flavescens (colilargo chico) (Fig. 4.9) se distribuye en la mesopotamia y Buenos Aires. Esta asociada a cuerpos de agua, aunque se la encuentra también en ambientes más secos (Fig. 4.10) (Barlow, 1969; Cueto et al., 1995). *Oligoryzomys delticola* (colilargo isleño) es endémico del Delta del Paraná (Redford y Eissenberg, 1992) y *Oligoryzomys longicaudatus* muestra mayor flexibilidad para la elección del hábitat. Esta especie se distribuye en Salta y Jujuy y desciende por la cordillera hasta Tierra del Fuego, asociada a bosques y matorrales típicos de la cordillera (Fig. 4.11) (Redford y Eissenberg, 1992; Musser y Carleton, 1993).

Nectomys y *Oligoryzomys* presentan hábitos nocturnos y son principalmente omnívoros, excepto *O. longicaudatus* que consume semillas en la estación seca.

Entre los Akodontini se encuentra *Oxymycterus rufus* (Fig. 4.12), conocido con el nombre de hociquito común. Esta especie está ampliamente distribuida desde el sur de Misiones hasta Buenos Aires asociada con pajonales cercanos a ríos o bañados (Fig. 4.10). Es de mediano tamaño y su pelaje es grisáceo rojizo a gris amarillento en el vientre (Barlow, 1969; Redford y Eissenberg, 1992). *Oxymycterus nasutus*, una especie restringida a Uruguay, es poco conocida y se la consideró hasta hace poco, como sinónimo de *O. rufus*. En tanto que *Oxymycterus misionalis* (el hociquito chico) (Fig. 4.13) es endémico de la Selva Paranaense (Fig. 4.5) y también su biología es poco conocida

(Hershkovitz, 1994; Hoffmann et al., 2002). Los hociudos son especies que presentan una dieta omnívora o insectívora. Se caracterizan por presentar un hábito semifosorial y en algunos casos pueden nadar, pero su pelaje queda completamente mojado. Algunas especies tienen actividad diurna y otras nocturna (Barlow, 1969; Redford y Eissenberg, 1992).

Akodon azarae es un roedor de moderado tamaño ampliamente distribuido por el norte y centro de Argentina (Fig. 4.14). Son roedores terrícolas que habitan pastizales naturales, matorrales y bosques húmedos, cercanos a cuerpos de agua, pero son muy malos nadadores. Su dieta es principalmente herbívora, aunque en algunos casos pueden incorporar invertebrados como oligoquetos. Pueden presentar tanto hábitos nocturnos como diurnos (Bonaventura et al., 1992; Cueto et al., 1995).

Phyllotis xanthopygus (Fig. 4.15) fue el único representante de los Phyllotini que se halló parasitado. Es una especie con orejas grandes y pelaje color café. Se la encuentra en ambientes rocosos, a grandes alturas sobre el nivel del mar (hasta 4.500 msnm) y suele frecuentar los bordes de los bosques de *Araucaria* (Redford y Eissenberg, 1992).

Del análisis de estos aspectos surge que la mayoría de las especies hospedadoras pertenecientes a la Tribu Oryzomyini está asociada a ambientes húmedos, tienen hábitos acuáticos o semiacuáticos y son las especies más parasitadas, mientras que aquellas pertenecientes al grupo Akodontini y Phyllotini están asociadas tanto a pajonales como pastizales naturales, no son buenos nadadores y fueron los menos parasitados. En lo que respecta a quirópteros y marsupiales, en estos relevamientos no se hallaron especímenes parasitados.

Figura 4.2. *Holochilus chacarius*.



Figura 4.3. *Nectomys squamipes*.



Figura 4.4. Arroyo Cuñá Pirú, Reserva Valle del Arroyo Cuñá Pirú (Misiones).



Figura 4.5. Picada con capuera, Reserva Valle del Arroyo Cuñá Pirú (Misiones).



Figura 4.6. *Oligoryzomys chacoensis*.



Figura 4.7. *Oligoryzomys fornesi*.



Figura 4.8. Sabanas y bosques del chaco Oriental, Las Coloradas (Formosa).



Figura 4.9. *Oligoryzomys flavescens*.



Figura 4.10. Selva en galería con pastizal pampeano, ribera del Río de la Plata, La Balandra (Buenos Aires).



Figura 4.11. Matorrales con coirones, Chos Malal (Neuquén).



Figura 4.12. *Oxymycterus rufus*.



Figura 4.13. *Oxymycterus misionalis*.



Figura 4.14. *Akodon azarae*.



Figura 4.15. *Phyllotis xanthopygus*.



Distribución geográfica de las especies de *Litomosoides* en América y sus hospedadores

En la Tabla 4.2 se detallan las 38 especies de *Litomosoides* por orden alfabético, con sus respectivas localidades, especies hospedadoras y autores que las citan.

Las especies de *Litomosoides* que presentan mayor distribución geográfica son *L. brasiliensis*, *L. chandleri* y *L. guiterasi*, parásitas de quirópteros y *L. sigmodontis* de roedores. *Litomosoides brasiliensis* fue encontrada desde los 21° N a 3° S y de los 11° S a los 25° S (Tabla 4.2 y Fig. 4.16), registrada para ocho países de América; *L. chandleri* se extiende desde los 23° N a los 11° S (Fig. 4.17) y *L. guiterasi* se extiende desde los 23° N a los 23° S (Fig. 4.17), ambas fueron citadas para cuatro países (Tabla 4.2). *Litomosoides sigmodontis* se distribuye principalmente en Norteamérica, entre los 19° y 29° N citada para *Sigmodon hispidus* (Fig. 4.21), sin embargo se la mencionó en Venezuela para *Rattus norvegicus* (Tabla 4.2). El resto de las especies de filarias se restringen a una o dos localidades.

En lo que respecta a las especies hospedadoras, *L. brasiliensis* fue hallada en siete especies de murciélagos (Tabla 4.2 y Fig. 4.16, B-G), principalmente Phyllostomidae como *Carollia perspicillata* y Molosidae como *Myotis* sp., en tanto que *L. chandleri* y *L. guiterasi* parasitan a cuatro especies de Phyllostomidae (principalmente *Artibeus jamaicensis* y *Glossophaga soricina* respectivamente) (Fig. 4.17 D-F). *Litomosoides navonae* fue hallada en cuatro especies de roedores Oryzomyini (Fig. 4.18 y 4.19) y un Akodontini (Fig. 4.20). *Litomosoides bonaerensis* (Fig. 4.18), *L. colombiensis* (Fig. 4.17) y *L. hoplomyis* (Fig. 4.21) representan las filarias que parasitan sólo dos especies hospedadoras. Las 32 especies de filarias restantes, se describieron para una sola especie hospedadora.

Por otra parte, una misma especie hospedadora puede albergar dos o más especies de filarias. Tales casos son *Glossophaga soricina* donde se describieron a *L. brasiliensis*, *L. guiterasi*, *L. hamletti* y *L. fosteri*; *Artibeus jamaicensis* está parasitada por *L. guiterasi*, *L. chandleri*, *L. colombiensis* y *Litomosoides* sp. de Chitwood; *Carollia perspicillata* alberga a *L. brasiliensis* y *L. teshi*. *Litomosoides barretti* y *L. petteri* fueron descritas en el marsupial *Micoureus demararae* (Fig. 4.21) y *L. ctenomyos* y *L. andersoni* en el roedor *Ctenomys opimus* (Fig. 4.19). Sin embargo, aunque la mayoría parasita a una misma especie hospedadora, no coexisten en la misma localidad, excepto *L. brasiliensis* y *L. teshi* que fueron citadas en Buga, Colombia (Fig. 4.16), *L. chandleri* y *L. colombiensis* en Buenaventura, Colombia (Fig. 4.17) y *L. ctenomyos* y *L. andersoni* en Oruro, Bolivia (Fig. 4.19).

El único registro de coparasitismo se observó en el roedor *Akodon cursor* para *L. silvai* y *L. chagasfilhoi*. Estas especies fueron recolectadas del mismo hospedador, la primera hallada en la cavidad torácica y la segunda en la cavidad abdominal.

Al considerar las localidades, se puede observar que numerosas especies de filarias cohabitan en hospedadores simpátricos. En Florida, Estados Unidos, se encontró a *L. scotti* y *L. sigmodontis* como parásitos de *Oryzomys palustris* y *S. hispidus* respectivamente (Figs. 4.18 y 4.21). En Buenaventura y en Cali (Colombia), cohabitan *L. artibeii*, *L. colombiensis*, *L. chandleri*, *L. guiterasi* y *L. hoplomyis*, y *L. caliensis*, *L. chandleri*, *L. guiterasi* y *L. molossi* respectivamente (Fig. 4.16 y 4.17). En el Estado de Mato Grosso, Cuyabá y Arapuá, dos localidades muy cercanas de Brasil, se hallaron *L.*

brasiliensis y *L. hamletti* en *Myotis* sp. y en *G. soricina* respectivamente (Tabla 4.2), mientras que en Río de Janeiro se registraron *L. silvai*, *L. chagasfilhoi* y *L. legerae* (en roedores), *L. petteri* (en marsupiales) y *L. brasiliensis* (en murciélagos) y en Sao Paulo *L. carinii* y *L. kohnae* (en roedores), *L. guiterasi* y *L. brasiliensis* (en murciélagos) (Tabla 4.2). Finalmente, para la Argentina, en la provincia de Misiones cohabitan *L. odilae*, *L. anguyai* y *L. navonae* en tres especies de roedores simpátricos (Figs. 4.18-4.20), al igual que *L. bonaerensis* y *L. oxymycteri* en la ribera del Río de la Plata, provincia de Buenos Aires (Figs. 4.18 y 4.20).

Tabla 4.2. Lista detallada de las especies de *Litomosoides*, localidades, hospedadores y autores que las citaron. (Abreviaturas: AR: Argentina, BO: Bolivia, BR: Brasil, CO: Colombia, CR: Costa Rica, CU: Cuba, GF: Guyana Francesa, ME: México, PA: Panamá, PE: Perú, UR: Uruguay, VE: Venezuela).

Especies	Coordenadas	Localidad- Estado - País	Hospedador	Autor
<i>L. andersoni</i>	17° 40' S 67° 27' O	Oruro, Bolivia	<i>Chenomys opimus</i>	Brant y Gardner, 1997
<i>L. anguajai</i>	27° 05' S 54° 57' O	Aristóbulo del Valle, Misiones, AR	<i>Oxymycterus mistonalis</i>	Notarnicola et al., 2002
<i>L. antiopei</i>	3° 51' N 77° 01' O	Buena Ventura, Valle, CO	<i>Antibes cinereus</i>	Esslinger, 1973
<i>L. barretti</i>	12° 46' S 39° 31' O	Fazenda Bom Jardim, Castro Alves, Bahía, BR	<i>Micoureus demarcae</i>	Muller, 1980
	34° 09' S 58° 57' O	Oxamendi, Campana, Buenos Aires, AR		Presente estudio
	34° 45' S 58° 06' O	Hudson, Berazategui, Buenos Aires, AR	<i>Oligoryzomys delticola</i>	Notarnicola et al., 2000
<i>L. bonaerensis</i>	34° 45' S 58° 01' O	Punta Lara, Eresnada Buenos Aires, AR	<i>Oligoryzomys</i> sp.	Notarnicola et al., 2000
	34° 56' S 57° 43' O	La Balandra, Berisso, Buenos Aires, AR	<i>Oligoryzomys flavescens</i>	Presente estudio
	15° 34' S 56° 05' O	Cuyabá, Mato Grosso, BR	<i>Myotis</i> sp.	Lins de Almeida, 1936
	10° 27' N 66° 59' O	Caracas, VE		Diaz-Ungria, 1963
	21° 11' N 98° 48' O	Matlapa, Tamazunchale, San Luis Potosí, ME	<i>Carollia perispicillata arborea</i> ¹	Caballero y Caballero, 1944
	9° 53' N 83° 59' O	Santa Ana, San José, CR		Jimenez-Quiróe y Arroyo, 1960
	9° 00' N 79° 43' O	Panamá		Caballero y Caballero, 1947
	8° 00' N 63° 36' O	El Caura, Bolívar, VE	<i>Carollia perispicillata perispicillata</i>	Gracia-Rodrigo 1960;
	10° 13' N 67° 51' O	L. de Tiara, Aragua, VE		Diaz-Ungria, 1963
	3° 54' N 76° 04' O	Buga, Valle, CO	<i>Carollia perispicillata</i>	Diaz-Ungria, 1963
	11° 52' S 72° 47' O	Camisea, Cuzco, PE	<i>Carollia perispicillata</i> y <i>Stumira filium</i>	Esslinger, 1973
	23° 01' S 44° 19' O	Angra do Reis, Río de Janeiro, BR		Guerrero et al., 2002
	22° 27' S 42° 43' O	Mangurinhos, Río de Janeiro, BR		
	22° 29' S 42° 46' O	Guarabara, Río de Janeiro, BR		
<i>L. brasiliensis</i>	25° 32' S 54° 34' O	Foz do Iguaçu, Paraná, BR	<i>Carollia perispicillata</i> , <i>Glossophaga</i> sp., <i>G. soricina</i> , y <i>Phyllostomidae</i> sp.	Rego, 1961
	20° 24' S 54° 35' O	Campo Grande, Mato Grosso, BR		
	20° 40' S 51° 07' O	Ilha Seca, Sao Paulo, BR		
	23° 35' S 46° 43' O	Aracatuba, Sao Paulo, BR		
	4° 22' S 70° 02' O	Benjamin Constant, Minas Gerais, BR		
	18° 35' S 39° 45' O	Concepción da Barra, Espírito Santo, BR		
	3° 05' S 60° 01' O	Manaus, Amazonas, BR		
	11° 13' N 69° 40' O	Cabure, Estado de Falcon, VE	<i>Phyllostomus</i> sp.	Diaz-Ungria, 1963
	11° 56' S 71° 15' O	Paquiza, Parque Nacional Manu, PE		Guerrero et al., 2002
	0° 37' N 51° 47' O	Vila Nova, Amapá, BR	<i>Anoura caudifer</i>	Mourao, et al., 2002
	21° 08' S 56° 28' O	Borito, Mato Grosso, BR		
	21° 56' S 42° 37' O	Carumo, Río de Janeiro, BR		
	5° 18' N 53° 04' O	Piste de St. Elie, GF	<i>Lionycteris spumeus</i>	Guerrero et al., 2002
<i>L. caliensis</i>	3° 22' N 76° 29' O	Cali, Valle, CO	<i>Stumira filium</i>	Esslinger, 1973

Tabla 4.2 Continuación I

<i>L. canini</i>	23° 48' S 46° 44' O	Sao Paulo, Brasil	<i>Sciurus sp. (pitynonotus?)</i>	Travassos, 1919
<i>L. cinulana</i>	29° 56' S 51° 12' O	Porto Alegre, Rio Grande do Sul, BR	<i>Hesperomys sp.</i>	Linstow, 1899
<i>L. colombiana</i>	3° 51' N 77° 01' O	Buenaventura, Valle, CO	<i>Rattymimus dorsalis</i> ²	Eisinger, 1973
<i>L. chagasiformis</i>	22° 42' S 42° 37' O	Cajibabo Grande, Rio Bonito, Rio de Janeiro, BR	<i>Arbibueus jamaicensis</i>	Moraes Neto et al., 1997
	23° 07' N 82° 22' O	Cuba	<i>Akodon cursor</i>	Rufkowska, 1980
	3° 22' N 76° 29' O	Cali, Valle, CO	<i>Phyllonycteris poeyi</i>	
<i>L. chandleri</i>	3° 51' N 77° 01' O	Buenaventura, Valle, CO	<i>Myctonomys lakcaudatus</i>	Eisinger, 1973
	10° 03' N 66° 28' O	Agua Fria, Miranda, VE	<i>Arbibueus jamaicensis</i>	
	4° 05' N 52° 40' O	Nouragues, GF		Guerno et al., 2002
<i>L. clonmymys</i>	11° 56' S 71° 15' O	Paquiza, Parque Nacional Manu, PE	<i>Arbibueus platirostris</i>	
<i>L. essingeri</i>	17° 40' S 67° 27' O	Rancho Huancaroma, Oruro, BO	<i>Ctenomys opimus</i>	Brant y Gardner, 1997
<i>L. fosteri</i>	3° 22' N 76° 29' O	Yumbó, Valle, CO	<i>Melanomys caliginosus</i> ³	Eisinger, 1973
<i>L. galapae</i>	9° 00' N 79° 43' O	Panamá	<i>Glossophaga soricina leachi</i>	Caballero, 1947
	2° 57' S 51° 52' O	Carajás, Para, BR	<i>Ctenomys trinitatis lapinus</i>	Bain et al., 1989
	23° 07' N 82° 22' O	La Habana, CU	<i>Arbibueus jamaicensis parvipes</i>	Pérez, 1934
	22° 24' S 79° 66' O	Santa Clara, CU		
	23° 07' N 82° 22' O	Cuba	<i>Arbibueus jamaicensis</i>	Borus y Del Valle, 1967
<i>L. guttata</i>	18° 35' S 39° 45' O	Concepción da Barra, Espírito Santo, BR	<i>Tadorna tallicauda</i>	
	23° 35' S 46° 43' O	Aracatuba, Sao Paulo, BR	<i>Tadorna brasiliensis</i>	
	3° 05' S 60° 01' O	Manaus, Amazonas, BR		Rego, 1961
	3° 22' N 76° 29' O	Cali, Valle, CO	<i>Glossophaga soricina soricina</i>	
	3° 51' N 77° 01' O	Buenaventura, Valle, CO	<i>Glossophaga sp.</i>	
<i>L. hamelii</i>	10° 03' N 66° 28' O	Miranda, Agua Fria, VE	<i>Glossophaga soricina</i>	Eisinger, 1973
<i>L. haplomys</i>	15° 34' S 56° 05' O	Arapuá, Mato Grosso, BR	<i>Glossophaga soricina</i>	Guerno et al., 2002
<i>L. kolnari</i>	3° 51' N 77° 01' O	Buenaventura, Valle, CO	<i>Hoplomys gymnurus</i>	Sandground, 1934
<i>L. leysae</i>	23° 35' S 46° 43' O	Sao Paulo, BR	<i>Proechimys semispinosus</i>	Eisinger, 1973
	22° 44' N 42° 37' O	Fiburgo, Rio de Janeiro, BR	<i>Merdomys squamipes</i>	Vaz, 1934
<i>L. montivagabunda</i>	18° 26' N 99° 42' O	Cueva de Calicanto, Chiapa, Guernero, ME	<i>Dymnocyterus queator</i>	Bain et al., 1980
<i>L. molossii</i>	3° 22' N 76° 29' O	Cali, Valle, CO	<i>Macrotus mexicanus mexicanus</i>	Caballero, 1939
<i>L. nasuti</i> n. sp.	34° 31' S 54° 20' O	Castillos, Departamento Rocha, UR	<i>Mobius molossii</i>	Eisinger, 1973
	27° 05' S 54° 57' O	Ardabúo del Valle, Misiones AR	<i>Dymnocyterus nasutus</i>	Presente estudio
	26° 14' S 59° 07' O	Las Coloradas, Formosa, AR	<i>Merdomys squamipes</i>	Presente estudio
			<i>Holochilus charranus</i>	
			<i>Oligoryzomys chacoensis</i>	Presente estudio
			<i>Akodon azarae bibiani</i>	

Tabla 4.2 Continuación II

<i>L. navarroae</i> n. sp.	26° 48' S 58° 57' O	Selvas del Río de Oro, Chaco, AR	<i>Holochilus chacoensis</i> <i>Oligomyomys borriesi</i>	Presente estudio
<i>L. odiliae</i>	27° 05' S 54° 57' O 34° 09' S 58° 57' O 34° 45' S 58° 06' O	Arribádo del Valle, Misiones, AR Otamendi, Campana, Buenos Aires, AR Hudson, Berazategui, Buenos Aires, AR	<i>Oligomyomys nigripes</i>	Nitamicola y Navone, 2002 Presente estudio
<i>L. oxymycteri</i>	34° 45' S 58° 01' O	Punta Lara, Ezeiza, Buenos Aires, AR	<i>Oxymycterus rufus</i>	Nitamicola et al., 2000
<i>L. pandolfi</i> n. sp.	27° 42' S 57° 11' O 37° 53' S 71° 03' O	Estancia San Juan Porichú, San Miguel, Comientes, AR Chos Malal, Neuquén, AR	<i>Oligomyomys longicaudatus</i>	Presente estudio Presente estudio
<i>L. patersoni</i>	23° 17' S 64° 13' O	Tabacal, Salta, AR	<i>Holochilus vobinus</i> Brant	Mauza, 1928
<i>L. petleri</i>	22° 44' N 42° 37' O	Fiburgo, Río de Janeiro, BR	<i>Microvevus demarantei</i>	Bain et al., 1980
<i>L. scotti</i>	29° 11' N 82° 36' O	Cedar Key, Levy County, Florida, USA	<i>Oryzomys palustris</i>	Forsler y Kinsella, 1973
<i>L. serripicula</i> ⁴	Brasil		<i>Phyllstoma</i> sp.	Molin, 1858
<i>L. sigmodontis</i>	29° 45' N 95° 22' O 19° 42' N 101° 17' O 20° 46' N 103° 18' O	Houston, Texas, USA Michoacán, ME Jaisco, ME	<i>Sigmodon hispidus</i>	Grundler, 1931 Ochoterena y Caballero, 1932
<i>L. silvici</i>	29° 11' N 82° 36' O 10° 03' N 66° 28' O	Cedar Key, Levy County, Florida, USA Caracas, VE	<i>Rattus norvegicus</i>	Forsler y Kinsella, 1973 Vogel y Gabaldon, 1932
<i>L. sokali</i>	22° 53' S 43° 47' O	Serra do Casador, Itaquai, Rio de Janeiro, BR	<i>Necomys lasiurus</i> ⁵	Padilha y Faria, 1977
<i>L. teshi</i>	22° 42' S 42° 37' O	Calimbu Grande, Rio Bonito, Rio de Janeiro, BR	<i>Akodon cursor</i>	Morales Neto et al., 1996
<i>L. misioni</i>	11° 56' S 71° 15' O 3° 50' N 76° 21' O	Paqueta, Parque Nacional Maira, PE Bugá, Valle, CO	<i>Trachypus erubescens</i> <i>Carollia perspicillata</i>	Guerrero et al., 2002 Eisinger, 1973
<i>L. imbori</i>	11° 47' S 72° 42' O	San Martín, Urubamba, Guzco, PE	<i>Moraxelapha erilliae</i>	Guerrero et al., 2002
<i>Litomiosoides</i> sp.	20° 59' N 89° 36' O	Yucalán, ME	<i>Antheus jamaicensis yucalanicus</i>	Grinwood, 1938
<i>Litomiosoides</i> n. sp.	40° 14' S 70° 37' O	Cerrito Piñón, Collón Curá, Neuquén, AR	<i>Rhyllitis xanthopygus</i>	Presente estudio

Especies citadas como *Litomiosoides* sp. o *L. canini*

<i>L. canini</i>	22° 02' S 42° 41' O	Municipio Sumidouro, Rb de Janeiro, BR	<i>Nectomys squamipes</i>	Garnes y Vicente, 1984
<i>L. canini</i>	2° 44' N 44° 54' O	Sao Bento, Maranhao, BR	<i>Holochilus brasiliensis nanus</i>	Holanda et al., 1985
<i>L. canini</i>	23° 35' S 48° 02' O	Floresta Estadual de Itaperatinga, Sao Paulo, BR	<i>Nectomys squamipes</i>	Rodrigues, 1976
<i>Litomiosoides</i> sp.	Misiones, AR		<i>Sturnira lilium</i>	Bivero y Delpietro, 1970

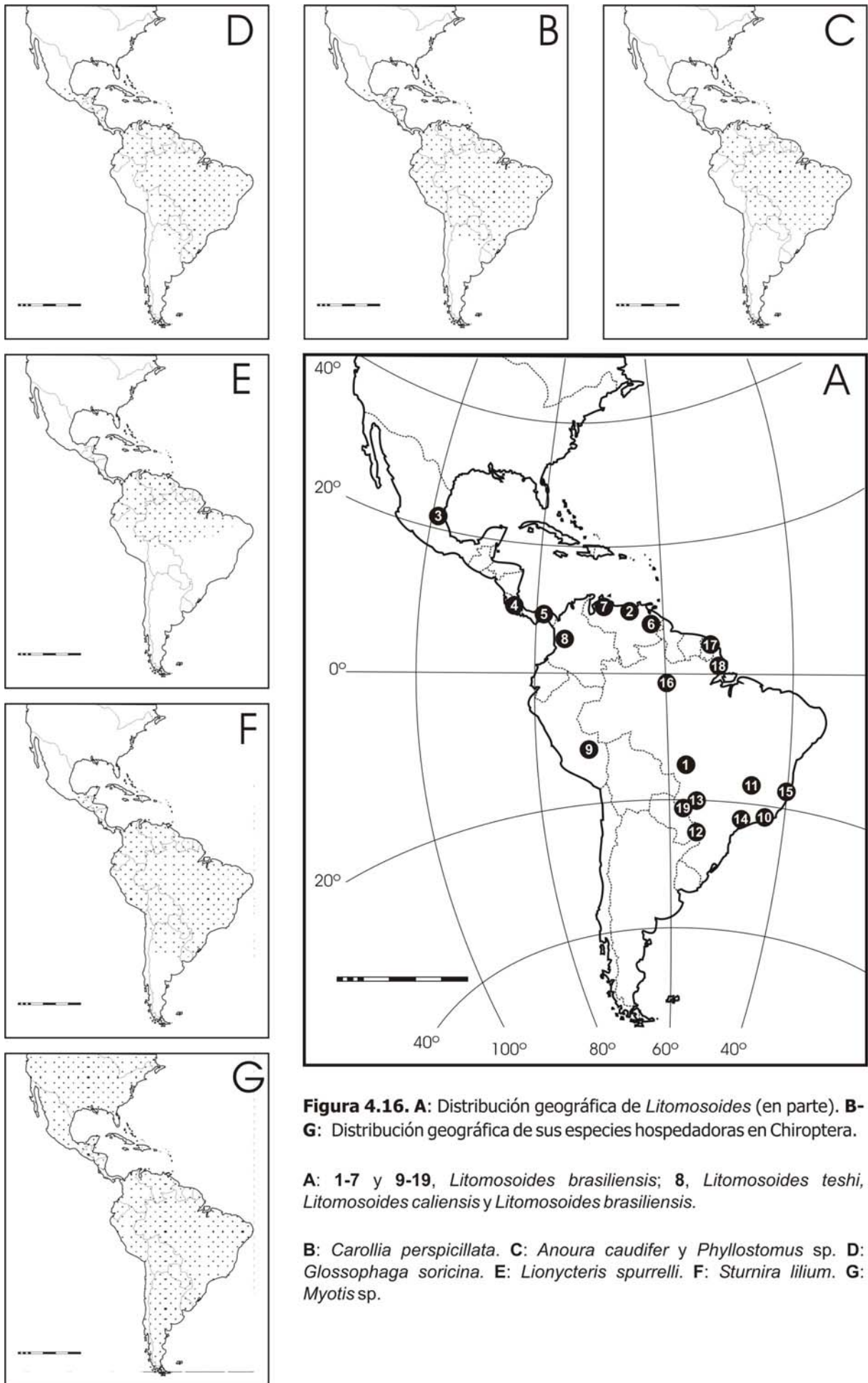
1: Clado para *Hemidemia perspicillata arctum*, pasó a *Carollia perspicillata arctus* (Redford y Eisenberg, 1992)

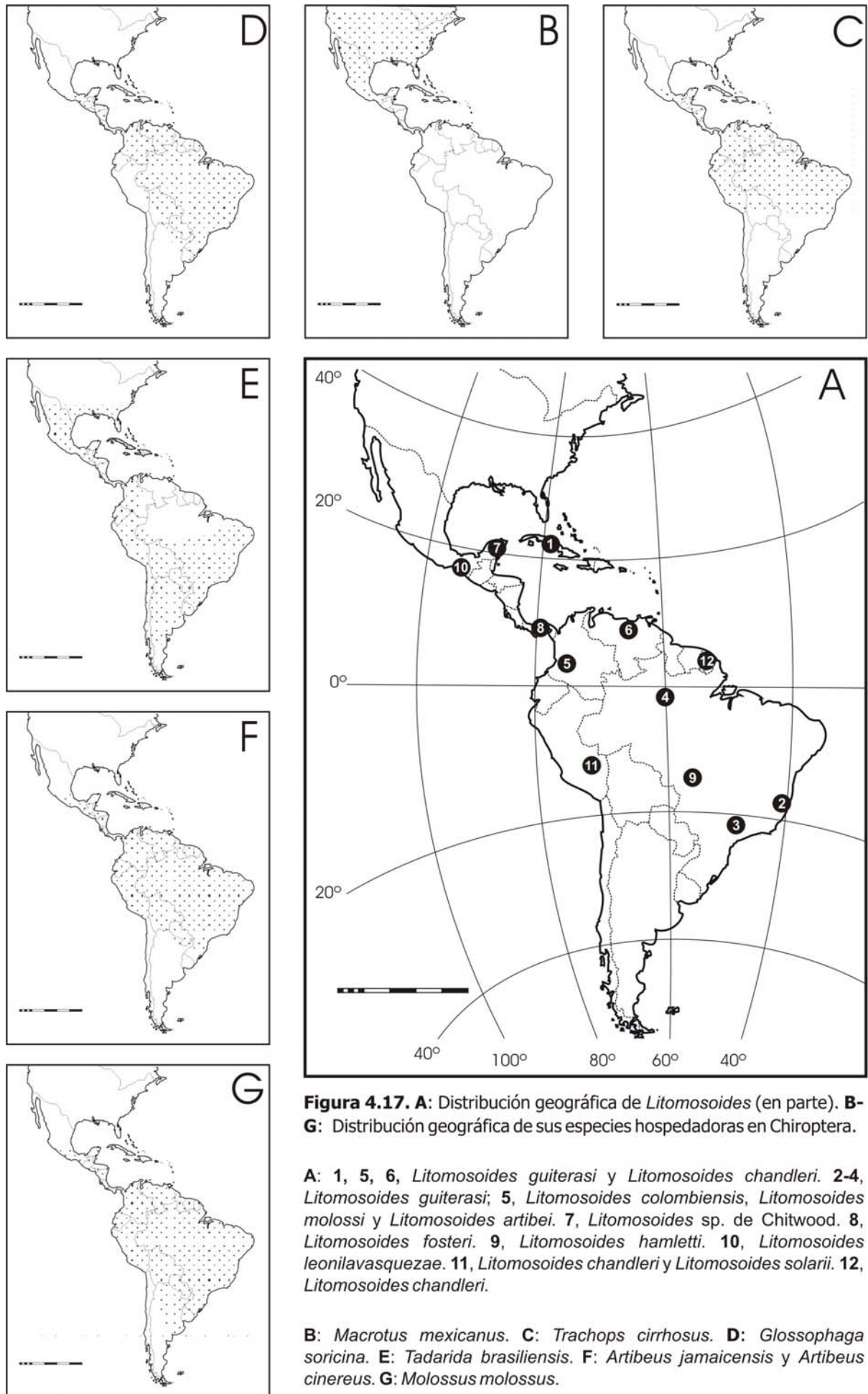
2: Clado para *Vampyrus dorsalis*. Esta especie pasó a *Platyrrhinus dorsalis* (Redford y Eisenberg, 1992)

3: Clado para *Oryzomys caliginosus*. Esta especie pasó a *Necomys caliginosus* (Musser y Carleton, 1993)

4: Según Guerrero et al. (2002) sería *L. brasiliensis*

5: Clado para *Akodon arviculoides*. Esta especie pasó a *Necomys lasiurus* (Galliani y Panditas, 2000)





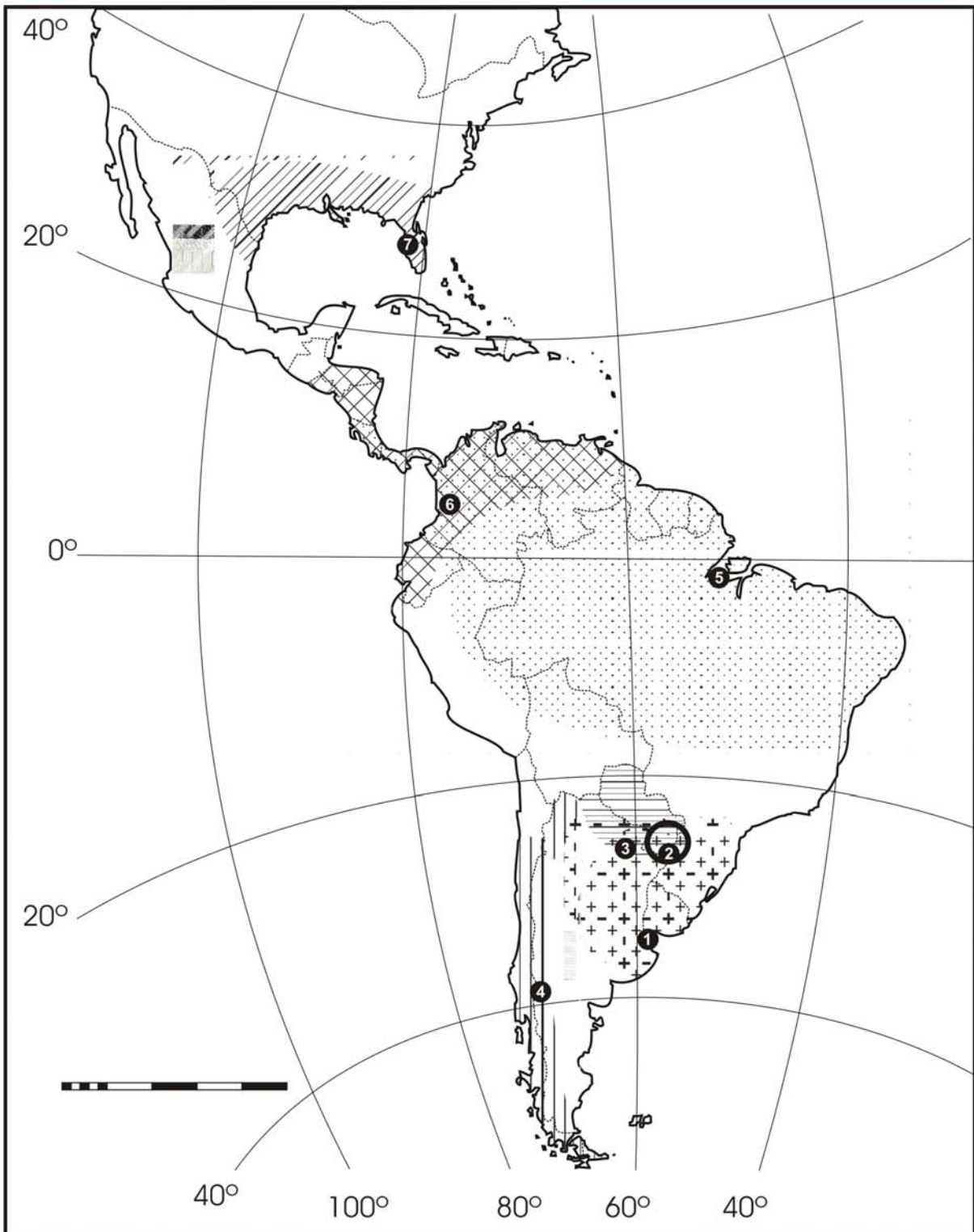









Figura 4.18. Distribución geográfica de *Litomosoides* (en parte) y de sus especies hospedadoras en roedores *Oryzomyini*.

1, *Litomosoides bonaerensis*. 2, *Litomosoides odilae*. 3, *Litomosoides navonae* n. sp. 4, *Litomosoides pardiñasi* n. sp. 5, *Litomosoides galizai*. 6, *Litomosoides esslingeri*. 7, *Litomosoides scotti*.

- | | |
|---|--|
|  <i>Oryzomys palustris</i> |  <i>Oligoryzomys chacoensis</i> + <i>O. fornesi</i> |
|  <i>Melanomys caliginosus</i> |  <i>Oligoryzomys flavescens</i> + <i>O. delticola</i> |
|  <i>Oecomys trinitatis</i> |  <i>Oligoryzomys nigripes</i> |
|  <i>Oligoryzomys longicaudatus</i> | |

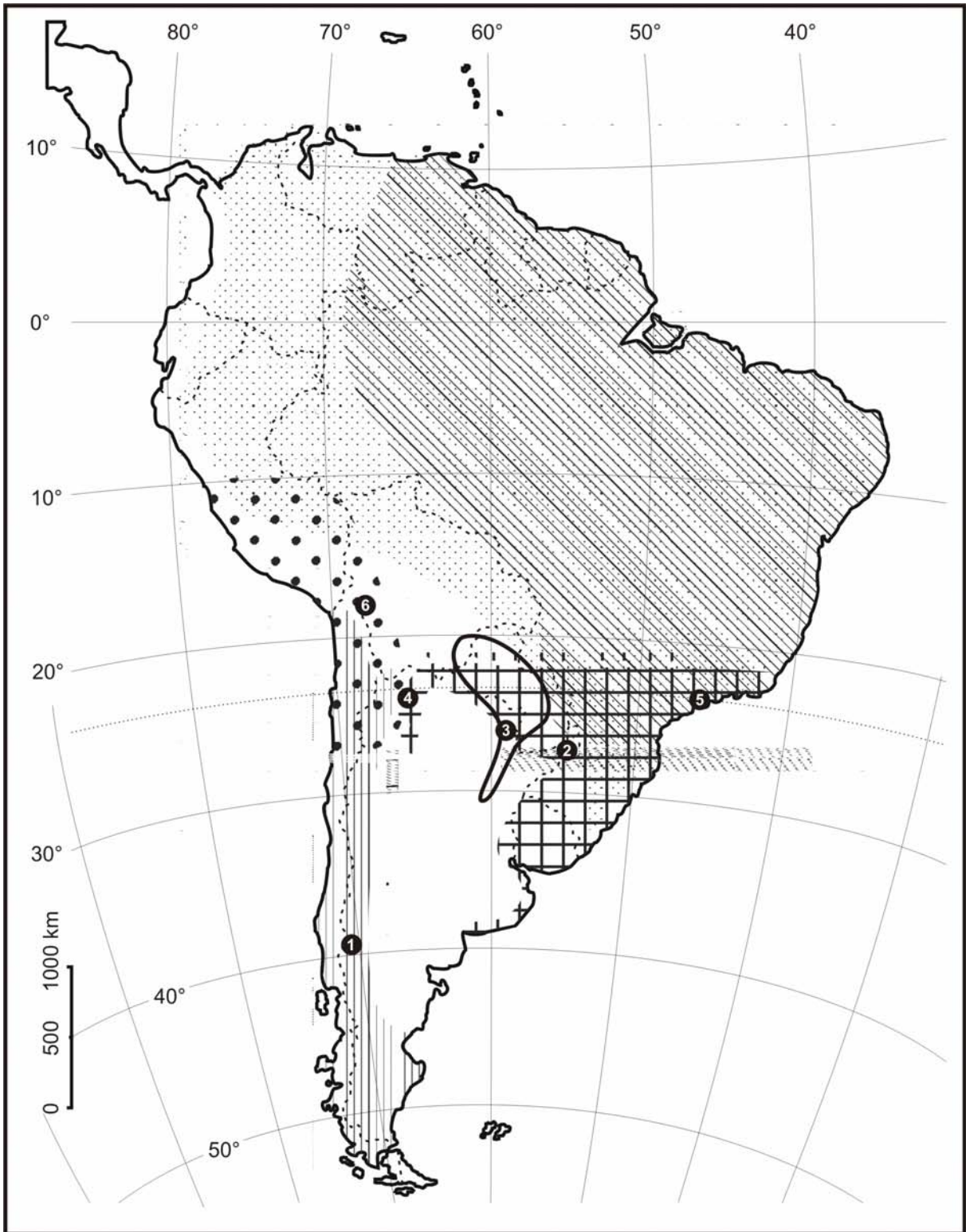








Figura 4.19. Distribución geográfica de *Litomosoides* (en parte) y de sus especies hospedadoras en roedores Oryzomyini, Phyllotini, Sciuridae y Octodontidae.

1, *Litomosoides* n. sp. de *Phyllotis xanthopygus*. 2-3, *Litomosoides navonae* n. sp. 4, *Litomosoides patersoni*. 5, *Litomosoides carinii* y *Litomosoides kohnae*. 6, *Litomosoides ctenomyos* y *Litomosoides andersoni*.

 *Nectomys squamipes*
 *Holochilus brasiliensis*
 *Holochilus chacarius*

 *Phyllotis xanthopygus*
 *Sciurus* sp.
 *Ctenomys opimus*

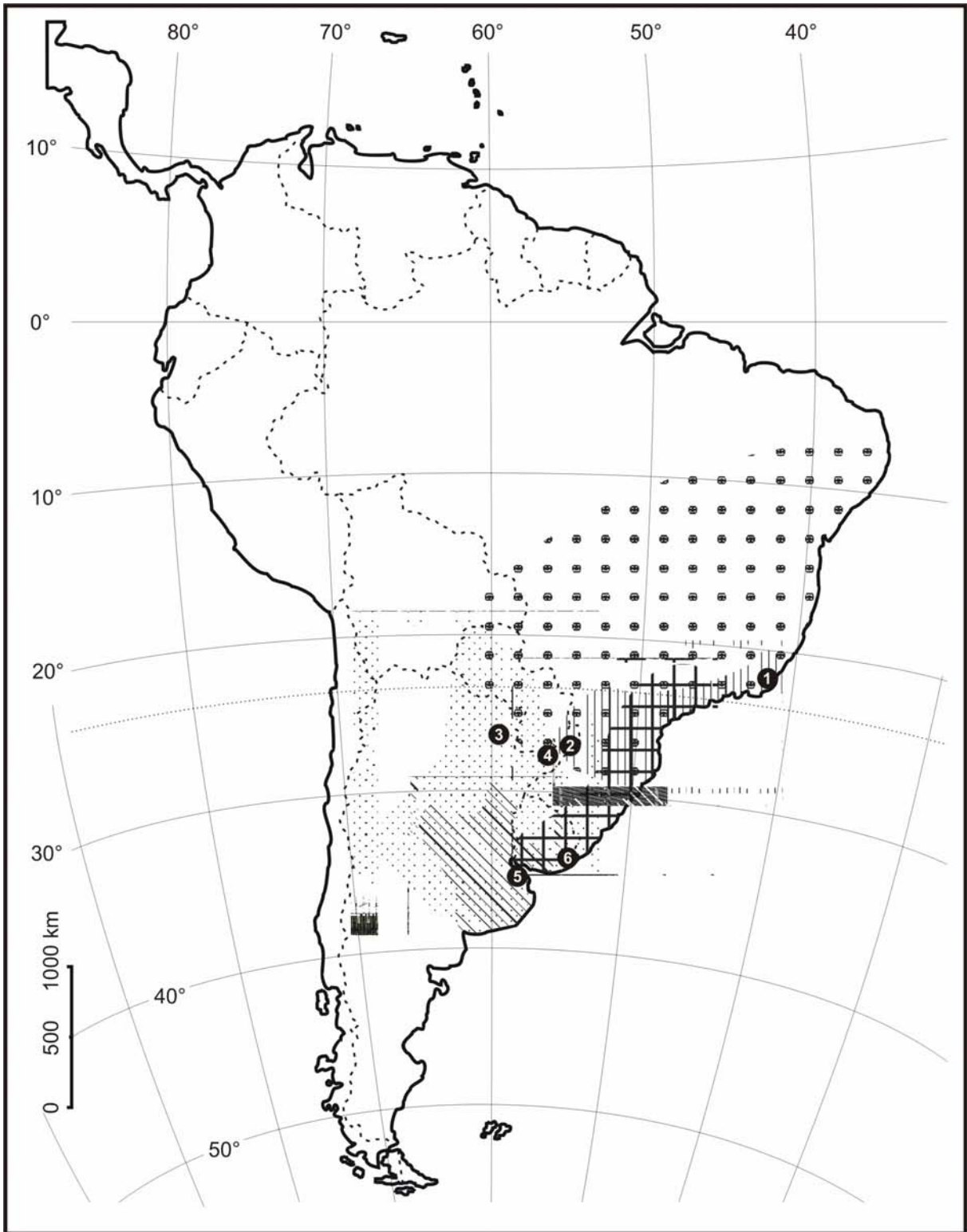







Figura 4.20. Distribución geográfica de *Litomosoides* (en parte) y de sus especies hospedadoras en roedores Akodontini.

1, *Litomosoides legerae*, *Litomosoides silvai* y *Litomosoides chagasfilhoi*. 2, *Litomosoides anguyai*. 3, *Litomosoides navonae* n. sp. 4 y 5, *Litomosoides oxymycteri*. 6, *Litomosoides nasuti* n. sp.

- | | | | |
|---|--|---|---|
|  | <i>Oxymycterus rufus</i> |  | <i>Akodon cursor</i> + <i>Necromys lasiurus</i> |
|  | <i>Oxymycterus nasutus</i> |  | <i>Akodon azarae</i> |
|  | <i>Oxymycterus misionalis</i> + <i>O. quaestor</i> | | |

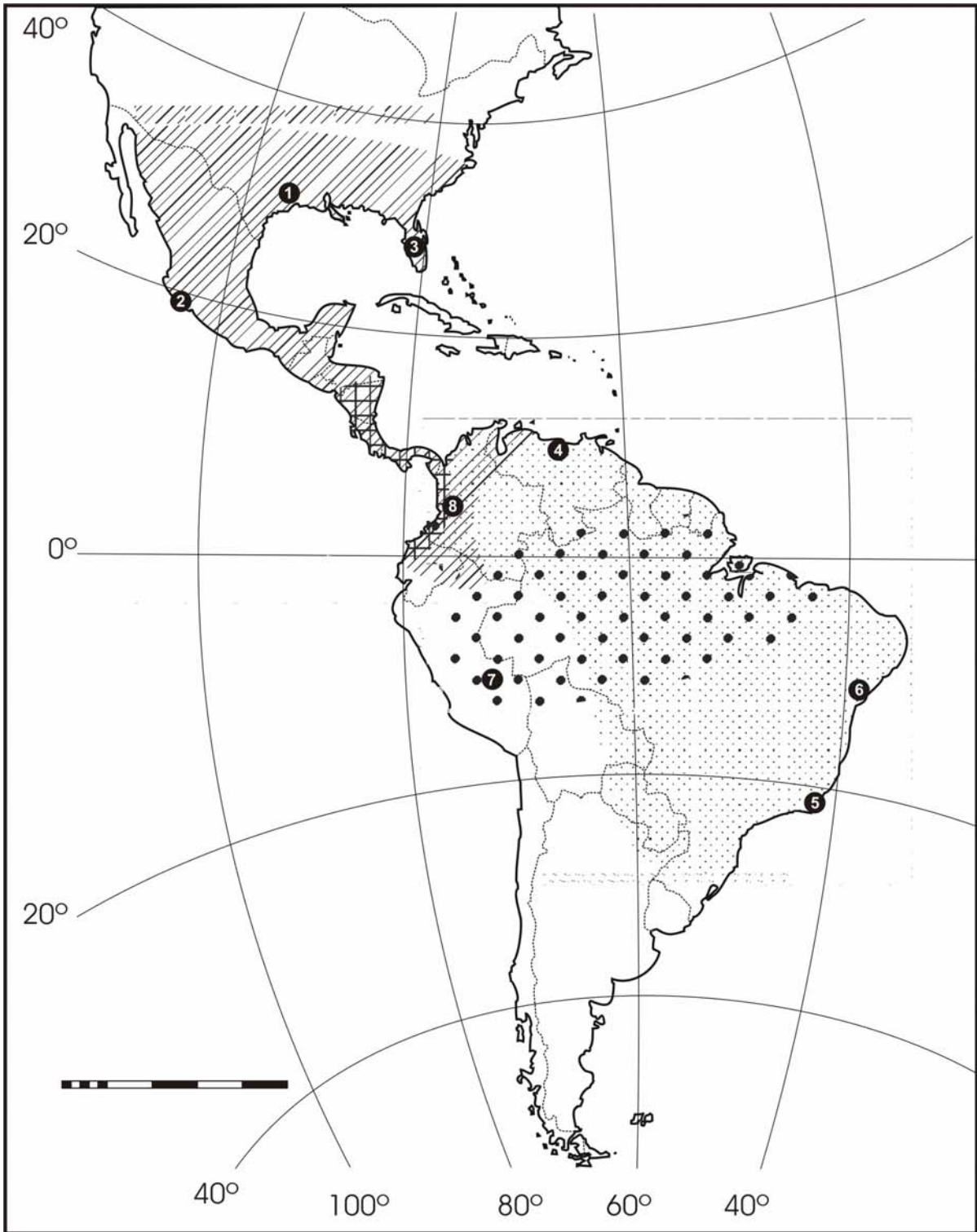




Figura 4.21. Distribución geográfica de *Litomosoides* (en parte) y de sus especies hospedadoras en roedores Sigmodontinii y Echimyidae y en marsupiales Didephidae.

1-4, *Litomosoides sigmodontis*. 5, *Litomosoides petteri*. 6, *Litomosoides barretti*. 7, *Litomosoides wilsoni*. 8, *Litomosoides hoplomyis*.

 *Sigmodon hispidus*

 *Monodelphis emiliae*

 *Micoureus demararae*

 *Hoplomys gymnurus* + *Proechimys semispinosus*

DISCUSIÓN

Si bien las filarias presentan una distribución tropical y subtropical, el género *Litomosoides* alcanza latitudes superiores a las de los trópicos, observándose que en América del Norte llega a los 29° N (*L. sigmodontis* y *L. scotti*) (Forrester y Kinsella, 1977) y en Sudamérica llega hasta los 23° S en Salta, Argentina (*L. patersoni*) (Mazza, 1928). Este estudio amplió la distribución geográfica sur del género, encontrándose dos especies a los 37° y 40° S (*L. pardiñasi* y *Litomosoides* sp. en *Phyllotis xanthopygus*) para la provincia de Neuquén.

Litomosoides brasiliensis es la especie mejor conocida del género y se la encuentra ampliamente distribuida (Fig. 4.16). Se la ha citado para más de 20 localidades y en ocho hospedadores diferentes, pero principalmente en *Carollia perspicillata* (Tabla 4.2). Sin embargo, no fue registrada en la zona amazónica, entre los 3° y 11° S.

Por otra parte, *L. guiterasi* y *L. chandleri* fueron citadas para localidades tan distantes como Cuba, Paquitzá (Perú) y Sao Paulo (Brasil), asociadas principalmente a *Glossophaga soricina*, la primera y a *Artibeus jamaicensis* la segunda.

Las especies de murciélagos, *C. perspicillata*, *G. soricina* y *A. jamaicensis*, presentan una distribución geográfica similar, desde el sur de México hasta el sudeste de Brasil (Figs. 4.16 B y D y 4.17 F). Todas las especies hospedadoras de quirópteros de las especies de filarias mencionadas, presentan una amplia distribución y se solapan entre sí (Figs. 4.16 B-G y 4.17 B-G). Teniendo en cuenta este aspecto, cabría esperar que *L. brasiliensis* estuviera presente en la zona amazónica y que *L. guiterasi* y *L. chandleri* tuvieran una distribución geográfica mayor a la actualmente conocida. Nuevas prospecciones confirmarán o rechazarán tal presunción.

Las especies *L. brasiliensis*, *L. guiterasi* y *L. chandleri* muestran una baja especificidad y el hecho de observarse en localidades tan cercanas y en las mismas especies hospedadoras, podría prestar a confusión su identificación, pero se separan claramente por sus caracteres cuali y cuantitativos. Sin embargo, Esslinger (1973) y Guerrero et al. (2002) dudaron de la validez de *L. hamletti* en *G. soricina* y de *L. serpicula* en *Phyllostoma* sp. y propusieron su sinonimia con *L. guiterasi* y *L. brasiliensis* respectivamente. De confirmarse esta sinonimia, se ampliarían las distribuciones geográficas y las listas de hospedadores de *L. guiterasi* y *L. brasiliensis*.

En contraste, ocho especies de filarias están relacionadas, cada una, con una sola especie hospedadora de quirópteros y restringidas a una localidad. Esto podría indicar un grado de especificidad más estricto y una distribución acotada con respecto a las tres especies mencionadas más arriba, pero debieran realizarse más prospecciones para confirmar o no su especificidad.

Por otra parte, se puede observar que áreas extensas no fueron relevadas y de este modo, en la región amazónica, no hay registros. Las áreas mayoritariamente prospectadas están representadas por Florida (EEUU) (Forrester y Kinsella, 1973), Colombia (Esslinger, 1973), el sur de Brasil, principalmente Sao Paulo y Río de Janeiro (Bain et al., 1989; Moraes Neto et al., 1996; 1997) y

recientemente Venezuela (Guerrero et al., 2002) y Argentina (Notarnicola et al, 2000; 2002; Notarnicola y Navone, 2002). Relevamientos más abarcativos permitirán conocer la distribución real de este género de filarias.

En lo que respecta a las especies de *Litomosoides* en roedores, *L. navonae* es la única especie que se la encontró en cinco especies diferentes de hospedadores, pero limitada al nordeste de Argentina. En tanto que *L. sigmodontis*, *L. hoplomyis* y *L. bonaerensis* se hallaron en dos especies hospedadoras. *Litomosoides sigmodontis* se la citó para *Sigmodon hispidus* y este hospedador se distribuye hasta el norte de América del Sur (Fig. 4.21). Es probable entonces, que *L. sigmodontis* llegue hasta esa latitud teniendo en cuenta que fue hallada en *Rattus norvegicus* de Venezuela. Nuevas prospecciones se necesitarán para confirmarlo. *Litomosoides hoplomyis* y *L. bonaerensis* se presentan en roedores simpátricos que están emparentados filogenéticamente (*Proechimys*, *Hopломys* y *Oligoryzomys flavescens* y *O. delticola* respectivamente), y están en un área restringida (Figs. 4.18 y 4.21). El resto de las especies parásitas de roedores y marsupiales fueron halladas, cada una, en una sola especie hospedadora y para una localidad determinada.

Los extensos relevamientos realizados en el presente estudio y aquellos referidos por otros autores, permiten considerar que las filarias que parasitan murciélagos presentan baja especificidad hospedatoria y las que están presentes en roedores y marsupiales, alta especificidad.

Un caso particular se observa entre *L. silvai* y *L. chagasfilhoi*, ya que estas filarias cohabitan en la misma especie hospedadora (*Akodon cursor*) de Río de Janeiro (Moraes Neto y Lanfredi, 1998). La primera pertenece al grupo *carinii* y la segunda al grupo *sigmodontis*, por lo que son claramente distinguibles. *Litomosoides silvai* fue originalmente descrita en *Akodon arviculoides* por Padilha y Faria (1977), pero el nombre del hospedador pasó a ser sinónimo de *Bolomys lasiurus* (Musser y Carleton, 1993) y recientemente de *Necromys lasiurus* (D'Elia, 2003). De acuerdo con este criterio taxonómico y con los hallazgos de Moraes Neto y Lanfredi (1998), *L. silvai* estaría presente en dos especies diferentes de hospedadores (*N. lasiurus* y *A. cursor*). Por otra parte, Moraes Neto et al. (1996), redescubrieron a *L. silvai* y consideraron que la especie *Akodon arviculoides*, el hospedador tipo, era sinónimo de *A. cursor*. Es probable entonces, que *L. silvai* parasite a una sola especie hospedadora y que el individuo hospedador del cual se obtuvo originalmente, sea *A. cursor*, considerando que fue citada para Río de Janeiro por Moraes Neto et al. (1996) y Moraes Neto y Lanfredi (1998) y que estos autores corroboraron la identidad del hospedador a través del cariotipo.

El ambiente donde se hallaron *L. pardiñasi* y *Litomosoides* sp. en *Phyllotis xanthopygus* es de clima frío y con nieve durante todo el invierno. *Oligoryzomys longicaudatus* fue capturado cerca del Río Neuquén, como lo hacen otros miembros de este género que habitan en lugares húmedos, mientras que *Phyllotis xanthopygus* fue capturado en roquedales a varios metros sobre el nivel del mar. La hostilidad del ambiente indica que aquellas especies que cumplen el rol de vectores de estas filarias debieran estar íntimamente asociadas con sus hospedadores, como lo hacen algunos ácaros ectoparásitos. En este sentido, algunas especies de ácaros presentan ciclos de vida donde pasan la

mayor parte del tiempo en íntima asociación con su hospedador y otras viven en los nidos de los hospedadores y suben a éste en el momento de alimentarse (Lareschi, 2000). Estas adaptaciones de los ácaros les permite alcanzar ambientes rigurosos como la Patagonia, teniendo en cuenta que tanto las larvas como las ninfas de *Ornithonyssus bacoti* se encuentran en los nidos de sus hospedadores y que esta especie, fue citada para *Oryzomys* sp. en la provincia de Neuquén (Lareschi y Mauri, 1998).

Las filarias halladas en la Provincia Biogeográfica Pampeana, Paranense y Chaqueña (*L. navonae*, *L. nasuti*, *L. bonaerensis* y *L. oxymycteri*) se distribuyen en ambientes aptos para el desarrollo de sus vectores, aunque en algunos casos el exceso de humedad puede ser un factor limitante (Lareschi y Mauri, 1998).

Se observa además que las prevalencias e intensidades obtenidas en el sur fueron bajas (1 de 3 hospedadores parasitados para *O. longicaudatus* y 1 de 43 en *Phyllotis*; I= 5 y 2 respectivamente), mientras que para las otras tres Provincias Biogeográficas las prevalencias superaron el 15% y las intensidades medias fueron superiores a 8.

Estos resultados sugerirían que las especies de filarias en la Provincia Subantártica podrían mantenerse con bajos índices de prevalencia e intensidad debido a las condiciones ambientales rigurosas, o que la colonización de este ambiente fue reciente y que las diferentes especies de filarias se están adaptando a las nuevas condiciones de temperatura y humedad.

Tanto las filarias del grupo *carinii* como del *sigmodontis* parasitan murciélagos, roedores y marsupiales. Así, entre los roedores Oryzomyini se encuentran *L. scotti* y *L. bonaerensis* (grupo *carinii*) o *L. kohnae* y *L. esslingeri* (grupo *sigmodontis*), especies que no están relacionadas morfológicamente. Sin embargo, entre los Akodontini sólo se encuentran filarias del grupo *sigmodontis*, muy similares morfológicamente, tales como *L. legerae*, *L. anguyai*, *L. oxymycteri* y *L. nasuti*, todas parásitas de *Oxymycterus*, y *L. navonae* y *L. chagasfilhoi* parásitas de *Akodon*. Estas observaciones sugieren que las especies del grupo *sigmodontis* que parasitan a los akodontinos se podrían haber especiado por un proceso de coespeciación parásito-hospedador, mientras que en las restantes, serían frecuentes los fenómenos de "host-switching".

Finalmente, es probable que la distribución de las especies de filarias esté relacionada con el comportamiento de sus hospedadores. De esta manera, algunas especies de murciélagos conforman grandes colonias en cuevas, como *Glossophaga* y comparten con otras especies el refugio (Barquez et al., 1999) y también suelen hacer migraciones hacia otras áreas en épocas desfavorables (Redford y Eissenberg, 1992). Estos comportamientos favorecerían el contagio de los ectoparásitos, su transporte a nuevas áreas y distribución de las filarias.

Los roedores y marsupiales tienen un uso del hábitat comparativamente más restringido y cuando son simpátricos, tienen un uso diferencial del mismo (Bonaventura et al., 1992; Cueto et al., 1995).

Estas particularidades del comportamiento de los hospedadores se ven reflejadas en diversos aspectos ecológicos de las filarias: en quirópteros, la riqueza de especies es baja, con amplia

distribución geográfica y espectro de hospedadores; en roedores y marsupiales, la riqueza es alta, con una distribución geográfica limitada y restringida a unas pocas especies hospedadoras.

Del análisis de la distribución geográfica del género *Litomosoides* se desprende que:

- Este estudio amplió la distribución geográfica del género *Litomosoides* a latitudes superiores a las de los trópicos, desde los 29° N (*L. sigmodontis* y *L. scotti*) a los 40° S (*L. pardiñasi* y *Litomosoides* sp. en *Phyllotis xanthopygus*).
- Entre las filarias de quirópteros, *Litomosoides brasiliensis* es la especie con mayor distribución geográfica y más baja especificidad, parasita seis especies de murciélagos Phyllostomidae y un Molosidae.
- *Litomosoides guiterasi* y *L. chandleri* presentan una amplia distribución, la primera asociada principalmente a *Glossophaga soricina* y la segunda a *Artibeus jamaicensis*, pero también fueron halladas en otras cinco especies de quirópteros Molosidae y Vespertilionidae.
- La mayoría de las especies de filarias que parasitan a quirópteros comparten, al menos una especie hospedadora, excepto *Litomosoides leonilavazquezae*, *L. molossi*, *L. serpicula* y *L. solarii*.
- Entre las filarias de roedores y marsupiales, *L. sigmodontis* fue la especie con mayor distribución.
- *Litomosoides navonae* fue hallada en cinco especies de roedores, seguida por *L. sigmodontis*, *L. bonaerensis* y *L. hoplomyis* que parasitaron, cada una, a dos especies hospedadoras. El resto de las filarias de roedores parasitan, cada una, a una sola especie hospedadora.
- Una misma especie hospedadora es parasitada indistintamente por filarias tanto del grupo *carinii* como del *sigmodontis*.
- La presencia de *Litomosoides pardiñasi* y de *Litomosoides* sp. parásito de *Phyllotis xanthopygus* en ambientes rigurosos, indicaría que aquellas especies que actúan como vectores están íntimamente asociadas a sus hospedadores.
- Las prevalencias e intensidades medias de las filarias de Argentina fueron más bajas para la Provincia Biogeográfica Subantártica que para las Provincias Chaqueña, Paranense y Pampeana.
- La distribución de las especies de filarias probablemente esté relacionada con el comportamiento de sus hospedadores. La riqueza y especificidad de las filarias que parasitan murciélagos son bajas y su distribución geográfica amplia; en roedores y marsupiales la riqueza y la especificidad son altas y limitada distribución geográfica.

CAPÍTULO 5: TAXONOMÍA Y ECOLOGÍA DEL GÉNERO *ORIHELIA*

INTRODUCCIÓN

Entre las filarias que parasitan a los Xenarthra, se encuentra el género *Orihelia* (Molin, 1858) (Onchocercidae: Onchocercinae) que, hasta el presente, está conformado por una sola especie, *Orihelia anticlava* (Molin, 1858).

Orihelia anticlava es parásita de numerosas especies pertenecientes a la Familia Dasypodidae (Mammalia: Xenarthra) de América del Sur. Se localiza en la cavidad abdominal de sus hospedadores y las microfilarias o L1 se encuentran circulando en el torrente sanguíneo.

Morfológicamente se caracteriza por presentar una cápsula bucal compuesta por dos segmentos bien cuticularizados; la disposición de las papilas de la cabeza forman un rectángulo lateralmente elongado; el esófago está notoriamente diferenciado, con una porción anterior muscular y una posterior glandular más ancha. El macho presenta una disposición asimétrica de las papilas caudales; el gubernaculum está presente y ambos sexos llevan apéndices caudales en el extremo de la cola (Lent y Freitas, 1942; Chabaud y Bain, 1976).

Bain et al. (1982) analizaron las características morfológicas y biológicas de los subgéneros que constituyen la línea *Dipetalonema* en el seno de la Subfamilia Onchocercinae. A partir de este trabajo se recategorizaron algunos subgéneros y se definieron cuatro líneas evolutivas. El linaje Australiano constituido por filarias con un área rugosa de hileras longitudinales dispuestas en forma irregular y las papilas caudales tendientes a reunirse en la línea media longitudinal, integrada por *Breinlia* Yorke y Maplestone, 1926 y *Johnstonema* Yeh, 1957; el Sudamericano llevando dos apéndices caudales en ambos sexos, microfilaria con vaina, esófago notoriamente dividido y cápsula bucal constituida por tres o menos segmentos (*Skrjabinofilaria*, *Orihelia*, *Dasypafilaria*); el linaje *Mansonella* caracterizado por un esófago delgado, no diferenciado, cuatro apéndices caudales en la cola tanto de los adultos como sus estadios larvales (*Tetrapetalonema* Faust, 1935, *Mansonella* Faust, 1929, *Esslingeria* Chabaud y Bain, 1976); y el linaje *Acanthocheilonema* que no presenta ningún carácter de los otros linajes, sino que tiene las espículas derecha e izquierda con características propias del grupo (*Macdonaldius* Khanna, 1933, *Monamena* Anteson, 1968, *Cercopithifilaria* Bain, Baker y Chabaud, 1982, *Molinema*) (Chabaud y Bain, 1994).

Orihelia anticlava es una especie con caracteres primitivos en el linaje sudamericano y constituye además, un género paleoendémico en América del Sur (Chabaud y Bain, 1976). Junto con *Skrjabinofilaria* Travassos, 1925, parásito de marsupiales, constituyen los filarideos más primitivos dentro de los Onchocercidae en Sudamérica (Bain et al., 1982).

La literatura referente a *O. anticlava* es escasa, fragmentaria y en algunos casos controversial. En éste capítulo se esclarece la taxonomía de la especie, se discuten tanto aspectos de la ecología

como de la distribución geográfica en relación a la de sus hospedadores, con el objeto de hipotetizar acerca de su origen y evolución en los Dasypodidae.

MATERIALES Y MÉTODOS

Desde 1978 hasta el 2000, se prospectaron 192 dasipódidos de diferentes localidades de las provincias de Buenos Aires, Córdoba, Santa Fé, La Pampa, Mendoza, Santiago del Estero, Corrientes, Chaco, Formosa y Santa Cruz (Fig. 5.1). Las filarias adultas fueron recolectadas de la cavidad abdominal, fijadas en AFA o formol 10% y conservadas en alcohol 70°. Para su observación al microscopio óptico, se aclararon en lactofenol; para el microscopio electrónico de barrido (MEB), los especímenes fueron deshidratados en una serie de alcoholes crecientes (70° a 100°), secados con la técnica de punto crítico y bañados en oro. Se utilizó un microscopio JEOL JSM T100. Las microfilarias fueron obtenidas del útero de hembras fijadas. Se examinaron microfilarias de *O. anticlava* depositadas en el Museo Nacional de Historia Natural (MNHM), París [donadas por Oswaldo Cruz, colectadas por Travassos (1940) e identificadas por Freitas (1941)] y se tomaron muestras de sangre de cuatro especímenes de *Chaetophractus villosus* (Jacinto Arauz, La Pampa), las cuales fueron mantenidas en un cultivo de linfocitos de 96 horas MEN (Minimun Essential Medium GIBCO), con 10 % de suero bovino fetal y posteriormente teñidas con hematoxilina y eosina. Otras 20 muestras de sangre de *C. villosus* (Bahía Blanca, Buenos Aires) fueron tomadas y se realizaron extendidos teñidos con Giemsa. Para la prevalencia e intensidad media se siguió a Bush et al. (1997), para la nomenclatura de los hospedadores a Wetzel (1982) y para la distribución de los hospedadores a Eisenberg (1989), Redford y Eisenberg (1992) y Eisenberg y Redford (1999).

RESULTADOS

Taxonomía

Lista de sinónimos de *O. anticlava* (Molin, 1858) Bain, Baker y Chabaud, 1982

Filaria anticlava Molin, 1858. pp. 381, 450 (en Lent y Freitas, 1942)

Filaria (Dasypodis) gilvipedis M. C. V. en Molin, 1858, p. 381 (en Lent y Freitas, 1942)

Filaria anticlava Linstow, 1878, p. 62 (en Lent y Freitas, 1942)

Filaria anticlava Stossich, 1897, p. 59 (en Lent y Freitas, 1942)

Acanthocheilonema tatusi Mazza y Anderson, 1925, pp. 761-765 (en Lent y Freitas, 1942)

Acanthocheilonema tatusi Mazza y Anderson, 1926, pp. 344-347 (en Lent y Freitas, 1942)

Acanthocheilonema tatusi Mazza, Romaña y Fiora, 1932, pp 993-996 (en Lent y Freitas, 1942)

Setaria sp. Travassos, Freitas y Lent, 1939, p. 226 (en Lent y Freitas, 1942)

Dipetalonema anticlava Lent y Freitas, 1942, pp. 275-280 (en Bain, Baker y Chabaud, 1982)

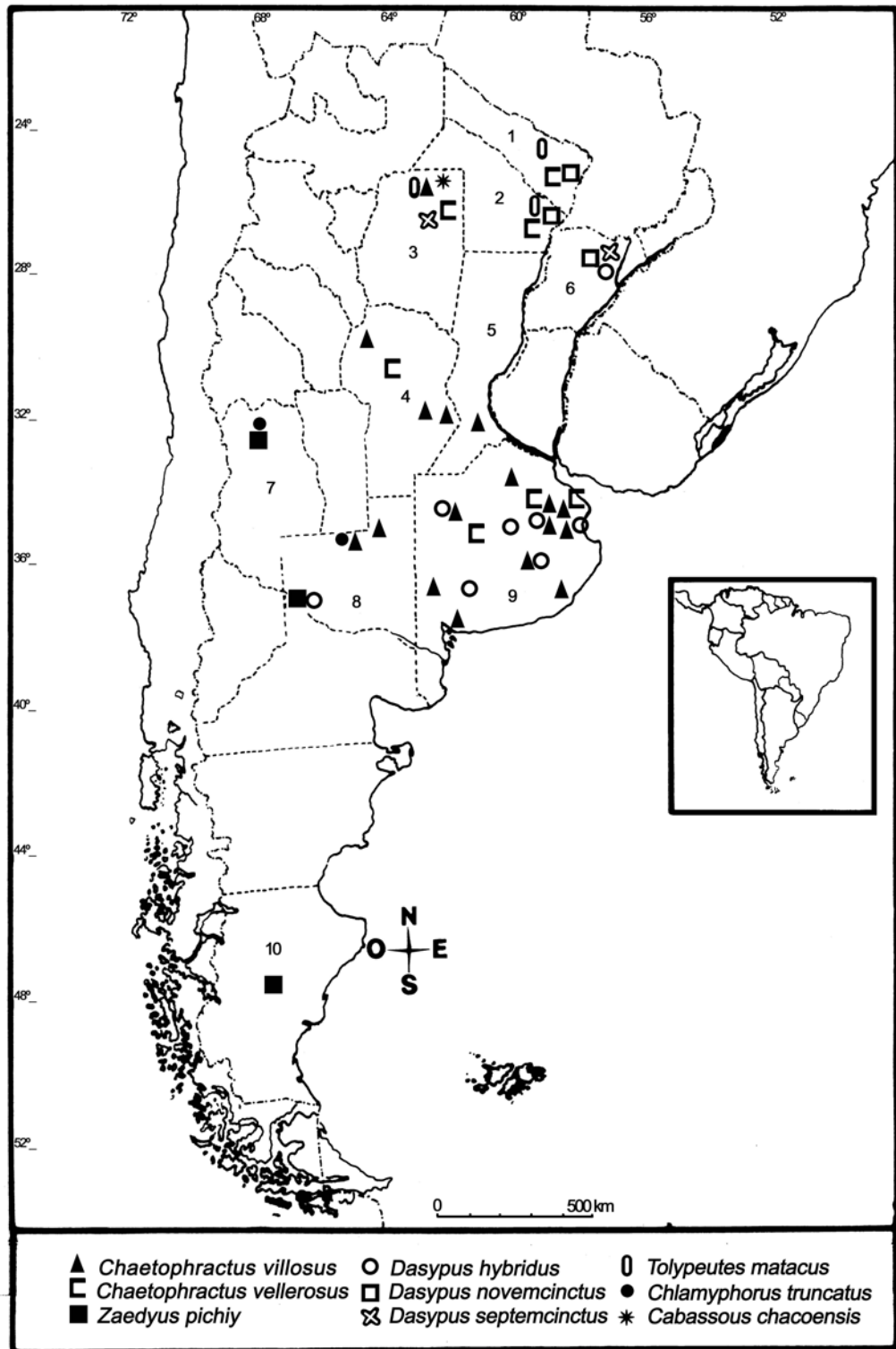


Fig. 5.1. Mapa de Argentina mostrando las localidades donde fueron capturados los dasipodidos. 1 Formosa, 2 Chaco, 3 Santiago del Estero, 4 Córdoba, 5 Santa Fé, 6 Corrientes, 7 Mendoza, 8 La Pampa, 9 Buenos Aires, 10 Santa Cruz.

Dipetalonema anticlava Masi Pallares, 1970, pp. 27-34 (en Bain, Baker y Chabaud, 1982)

Dipetalonema (Orihelia) anticlava Chabaud y Bain, 1976, pp. 365-397 (en Bain, Baker y Chabaud, 1982)

Dipetalonema (Orihelia) anticlava Navone, 1990, pp. 199-210

Dipetalonema anticlava Vicente, Rodrigues, Gomes y Pinto, 1997, p.167

Morfología

En la Tabla 5.1 se muestran las medidas de 10 machos y 10 hembras tomadas de *Chaetophractus villosus* de Bahía Blanca (Buenos Aires) y aquellas dadas por Lent y Freitas (1942) y Masi-Pallares (1970) para *Euphractus sexcinctus* y *Dasytus novemcinctus*. Los especímenes fueron depositados en la Colección de Helminología del Museo de Ciencias Naturales de La Plata (CHMLP) N° 4939 (4 machos y 4 hembras); N° 4940 (1 macho y 1 hembra, especímenes de MEB), La Plata, Argentina.

Orihelia anticlava se caracteriza por presentar una cápsula bucal fuertemente cuticularizada. En vista apical, al microscopio óptico y electrónico de barrido, se observan 4 papilas labiales internas y 4 cefálicas externas, formando un rectángulo lateralmente elongado conformando el *plateau cefálico* (Figs. 5.2 y 5.6-5.8). Al MEB la cutícula de la extremidad cefálica está levemente estriada. Los ánfidos son conspicuos y con una apertura transversa, las papilas cefálicas están más protruídas que las labiales (Fig. 5.3). El esófago está claramente dividido en una porción anterior muscular y posterior glandular más ancha. La vulva se abre ventralmente a la altura media del esófago (Fig. 5.9). En sección transversal, a nivel de la vulva, se observan los cordones laterales anchos, con la varilla cuticular interna redondeada (Fig. 5.10). La cola presenta dos grandes apéndices caudales (Fig. 5.4). La espícula izquierda presenta un mango más corto que el filamento distal (Fig. 5.14), mientras que la derecha lleva un gancho distal (Figs. 5.15-5.17). La relación de las espículas es de 3,02. La distribución de las papilas cloacales es similar a la descrita por Lent y Freitas (1942) y Masi-Pallares (1970). Un primer grupo de papilas precloacales, representadas por 3 papilas pedunculadas alineadas a la derecha y 1 alineada a la izquierda, manteniendo una distancia constante a la cloaca (Fig. 5.14); un segundo grupo formado por papilas adcloacales, que se disponen alrededor de la cloaca, siendo todas pedunculadas, unas más globosas que otras; y el tercer grupo de papilas apicales, que se localizan en el extremo posterior de la cola, constituido por un par anterior pequeño, seguido por un par más grande y una papila doble posterior en el extremo. El área rugosa en el macho fue observada al MO y MEB, comienza anterior a la cloaca y se extiende 3,516 (2,480-5,040) μm de largo. Está compuesta por hileras transversales, separadas unas de otras a 25 μm , cada una de las cuales lleva crestas longitudinales de aproximadamente 1,4 a 3,5 μm de largo (Figs. 5.5 y 5.13). El área rugosa no había sido descrita anteriormente.

Las microfilarias presentan vaina. Son fusiformes y la cola finaliza en un extremo redondeado y lleva núcleos (Fig. 5.11).

Microfilarias uterinas: las medidas fueron tomadas de una hembra hallada en un ejemplar de *C. villosus* de la localidad de Pampa de los Guanacos, Santiago del Estero, Argentina: largo 76,05 (62-79), ancho 4,75 (4,5-5,5) (n= 9); medidas de un *E. sexcinctus* (localidad: Salobra, Brasil) 689TW col. MNHM París (n= 9): largo 74,72 (69-79), ancho 4,61 (4,4-5).

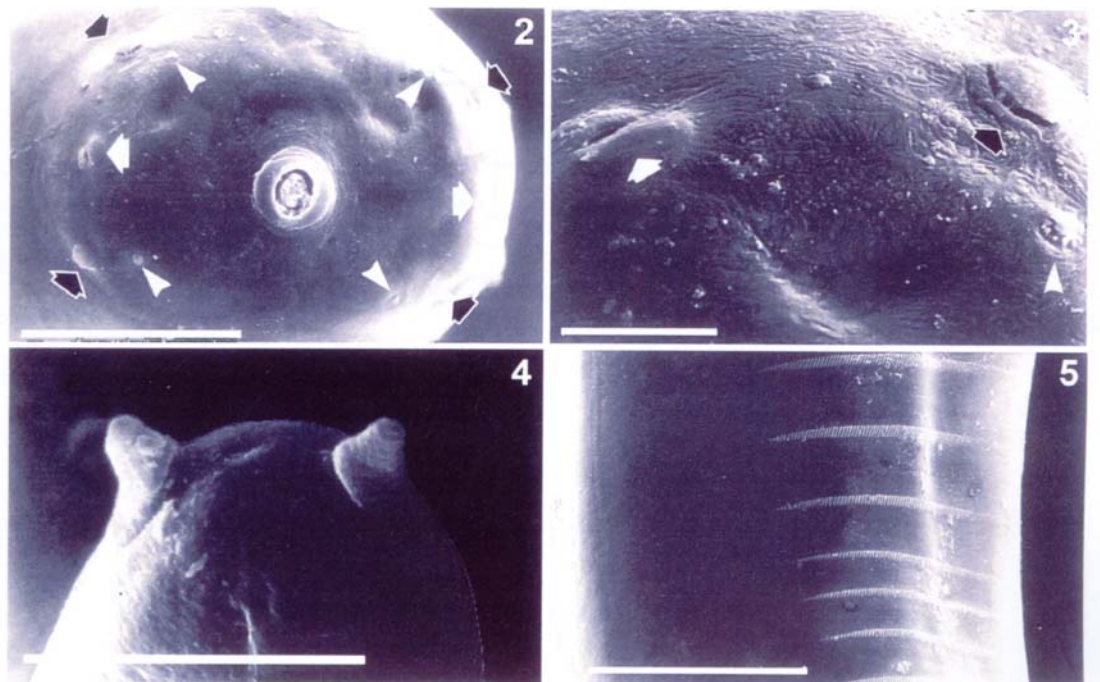
Microfilarias sanguíneas: tomadas de 5 sobre 20 ejemplares de *C. villosus* (localidad: Bahía Blanca, Buenos Aires) CHMLP N° 5099 teñido con Giemsa (n= 7): 90,71 (86-95) de largo, 4,71 (4-5) de ancho; de 4 ejemplares de *C. villosus* (localidad: Jacinto Arauz, La Pampa) CHMLP no. 4941 en cultivo de linfocitos (n= 7): largo 90,71 (88-100), ancho 3,71 (3-4); vaina 103,1 (92-102) de largo y 9,1 (5-11) de ancho.

Tabla 5.1. Medidas comparativas de *Orihelia anticlava*.

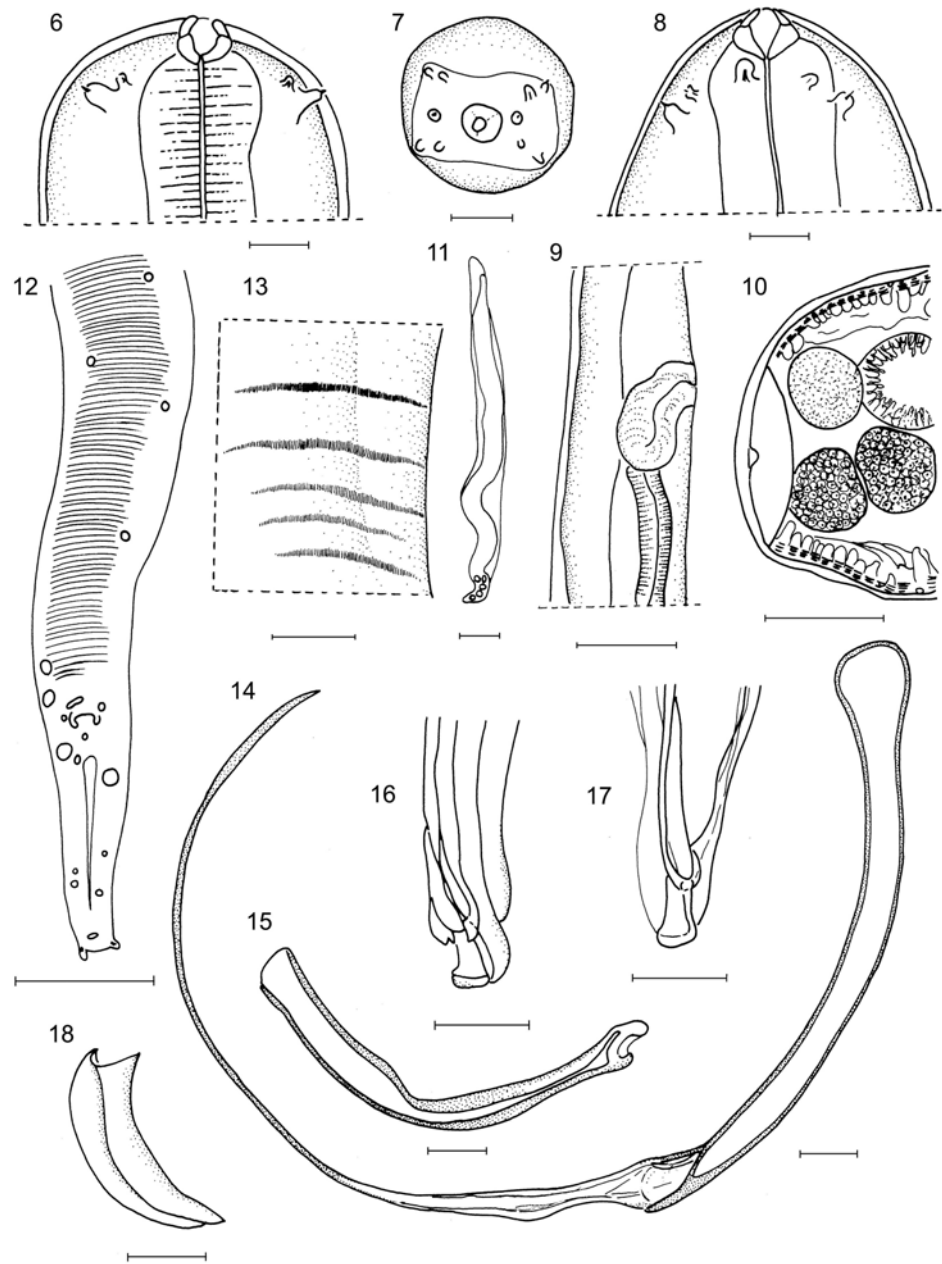
	Referencias	Lent y Freitas (1942)	Masi Pallares (1970)	Presente estudio
Machos	Largo del cuerpo	25,79-28,14 mm	26-32 mm	31 (27,8-33,96) mm
	Ancho del cuerpo	230-250	300-400	236,89 (208-260)
	Cápsula bucal largo	13	13-15	16,13 (14-20)
	Cápsula bucal ancho	19-20	18-21	21,22 (20-24)
	Esófago largo	1580-2700	1600-2400	1926,11 (1640-2180)
	E. muscular largo	330-410	-	439 (320-820)
	Anillo nervioso	165-174	160-170	340 (300-380)
	Cola	130-150	130-170	156,5 (136-180)
	Espícula izquierda	440-520	450-600	458,5 (340-560)
	Espícula derecha	140-160	140-170	153 (140-180)
	Gubernaculum	50-63	55-69	48,83 (40-56)
	Area rugosa	-	-	3516 (2480-5040)
	Hembras	Largo del cuerpo	47,9-60,3 mm	48-70 mm
Ancho del cuerpo		400-470	420-480	531 (465-564)
Cápsula bucal largo		13-17	15-18	16 (12-20)
Cápsula bucal ancho		21-25	21-25	22,60 (20-24)
Esófago largo		1960-2160	2000-2430	1988,1 (1840-2200)
E. muscular largo		360-430	420-440	380 (280-460)
Anillo nervioso		299-304	300-330	395,9 (348-432)
Cola		200-250	220-350	286 (260-320)
Vulva		870-1610	900-1420	1215 (1000-1408)
Ovijector		2870	2900	2710 (2320-3320)
Microfilarias Uterinas	Largo	50-59	60-70	76,05 (62-79) ^a
	Ancho	4	4	4,75 (4,5-5,5)
Hospedador		<i>E. sexcinctus</i>	<i>E. sexcinctus</i>	<i>C. villosus</i>
		<i>D. novemcinctus</i>		
Localidad		Datos 2 a 8	Dato 9	Dato 12 (Bahía Blanca)

Ver Tabla 5.2 para los detalles de las localidades. Todas las medidas están en micrómetros.

^a microfilaria de *Chaetophractus villosus* dato 14 de la Tabla 5.2.



Figuras 5.2 a 5.5. *Orihelia anticlava*: **2.** Vista apical de la hembra mostrando los ánfidos (flecha blanca ancha), papilas cefálicas (flecha negra) y papilas labiales (flecha blanca pequeña). **3.** Detalle de los ánfidos, y papilas cefálicas y labiales. **4.** Extremo posterior de la hembra mostrando los apéndices caudales. **5.** Area rugosa del macho. Escalas: 2 y 5: 50 μm ; 3: 10 μm y 4: 33 μm



Figuras 5.6 a 5.18. *Orihelia anticlava*: 6-8- extremo anterior del macho, vistas mediana, apical y lateral. 9- vulva. 10- sección transversal de la hembra posterior a la vulva. 11- microfilaria sanguínea teñida con Giemsa. 12- cola del macho, vista ventral. 13- área rugosa a la mitad de su extensión. 14- espícula izquierda. 15- espícula derecha, vista lateral. 16-17- extremo distal de la espícula derecha, vistas latero-dorsal y ventral. 18- gubernaculum (Barras: 6, 8 y 14-18: 20 μ m; 7: 50 μ m; 9: 200 μ m; 10 y 12: 100 μ m; 11: 10 μ m; 13: 25 μ m).

Aspectos ecológicos

Hasta el momento, cinco especies de dasipódidos se observaron parasitadas por *O. anticlava*. Originalmente fue citada para *Euphractus sexcinctus* Linnaeus por Molin (1858) [= *Dasyopus gilvipes* Illiger], de un material colectado por Natterer. Posteriormente fue encontrada en el mismo hospedador por Travassos et al. (1939) [= *Dasyopus setosus* Wied], Lent y Freitas (1942), Mazza et al. (1932) y Masi-Pallares (1970); además se la encontró en *Tolypeutes matacus* (Desmarest) por Mazza et al. (1932) y Navone (1990); en *C. vellerosus* por Mazza et al. (1932); en *D. novemcinctus* por Lent y Freitas (1942); y en *C. villosus* por Navone (1990). Algunos de los autores antes mencionados citaron a los hospedadores a nivel de subespecie (i.e. *E. sexcinctus tucumanus* y *C. vellerosus vellerosus*), sin embargo, para el presente trabajo, se consideró evitar el uso de subespecies ya que el estatus taxonómico de varios de ellos es aún incierto (Carlini com. pers.).

Se examinaron ejemplares de: *Chaetophractus villosus* (Desmarest) (n= 74), *Chaetophractus vellerosus* (Gray) (n= 12), *Tolypeutes matacus* (Desmarest) (n= 32), *Dasyopus hybridus* (Desmarest) (n= 28), *Dasyopus novemcinctus* Linnaeus (n= 19), *Dasyopus septemcinctus* Linnaeus (n= 7), *Zaedyus pichiy* (Desmarest) (n= 15), *Chlamyphorus truncatus* Harlan (n= 4) y *Cabassous chacoensis* Wetzel (n= 1). En la Figura 5.1 se muestran las localidades relevadas con sus respectivas especies.

Cinco ejemplares de *C. villosus* sobre 61 prospectados en la provincia de Buenos Aires (Chascomús, Bahía Blanca, Goyena), 2 de 5 en La Pampa (Caleufú, Realicó), 1 de 2 en Santiago del Estero (Pampa de los Guanacos) y 1 *T. matacus* sobre 27 (Pampa de los Guanacos) estaban parasitados con *O. anticlava* albergando un total de 69 filarias.

La prevalencia e intensidad media observada para *C. villosus* fue de 10,8% y 8,5 respectivamente, mientras que en *T. matacus* fue de 3,7% y 1. No se observaron filarias en el resto de los hospedadores prospectados. Con respecto al vector, aún no se conoce en la naturaleza ni en estudios de laboratorio, qué especie transmite a *O. anticlava*, pero se supone que podría ser un mosquito (Chabaud y Bain, 1994).

Distribución

En la Figura 5.19 se puede observar la distribución de las localidades en las cuales se registró la presencia de *O. anticlava*. Por otra parte, en la Tabla 5.2 se mencionan las localidades siguiendo la Figura 5.19, los hospedadores y autores que consignaron la cita. La localidad tipo es Indianopolis (= Aldeia de Santana), Minas Gerais, Brasil. También se la mencionó para los Estados de Mato Grosso, Sao Paulo, Minas Gerais y Distrito Federal (Travassos et al., 1939; Lent y Freitas, 1942). En Paraguay, la ciudad de Concepción (Masi Pallares, 1970) y en Argentina, para las provincias de Jujuy (Mazza y Anderson, 1925), Buenos Aires y Santiago del Estero (Navone, 1990). Con este trabajo se extendió la distribución de *O. anticlava* a la provincia de La Pampa.

Tabla 5.2. Datos detallados de las localidades donde *Orihella anticiava* fue encontrada

	Nombre de la Localidad	Coordenadas	Estado / Provincia	País	Hospedadores	Autores
1	Aldéia da Santana ^a	19° S 48° O	Minas Gerais	Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Molin, 1858
2	Lassance	17° 53' S 44° 34' O	Minas Gerais	Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Lent y Freitas, 1942
3	Itapocanga	17° 15' S 37° 57' O	São Paulo	Brasil	<i>D. novemcinctus</i>	Lent y Freitas, 1942
4	São Paulo Capital	23° 35' S 46° 43' O	São Paulo	Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Lent y Freitas, 1942
5	Jau	22° 17' S 48° 33' O	São Paulo	Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Lent y Freitas, 1942
6	Lussanwira ^b	20° 40' S 51° 07' O	São Paulo	Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Lent y Freitas, 1942
7	Salobra	20° 50' S 56° 53' O	Minas Gerais	Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Travassos et al., 1939; Lent y Freitas, 1942
8	Distrito Federal	15° 43' S 47° 43' O		Brasil	<i>E. sexinctus</i>	Lent y Freitas, 1942
9	Rincón	~29° S 57° O	Concepción	Paraguay	<i>E. sexinctus</i>	Masi Pallares, 1970
10	Perico	24° 23' S 65° 06' O	Jujuy	Argentina	<i>E. sexinctus</i> , <i>T. matacus</i> , <i>C. vellerosus</i>	Mazza y Anderson, 1925; Mazza et al., 1932
11	Chascomús	35° 34' S 58° 01' O	Buenos Aires	Argentina	<i>C. villosus</i>	Navone, 1990
12	Bahía Blanca	38° 43' S 62° 16' O	Buenos Aires	Argentina	<i>C. villosus</i>	Estudio presente
	Goyena	37° 43' S 62° 36' O	Buenos Aires	Argentina	<i>C. villosus</i>	Estudio presente
13	Caleufú	35° 34' S 64° 33' O	La Pampa	Argentina	<i>C. villosus</i>	Estudio presente
	Realicó	35° 01' S 64° 15' O	La Pampa	Argentina	<i>C. villosus</i>	Estudio presente
14	Pampa de los Guanacos	26° 14' S 61° 49' O	Santiago del Estero	Argentina	<i>T. matacus</i> , <i>C. villosus</i>	Navone, 1990; Estudio presente

1-14. Círculos de la Figura 5.6 mostrando las localidades positivas de *Orihella anticiava*, ^a Actualmente conocida como Indianópolis, ^b ídem Pereira Barreto.

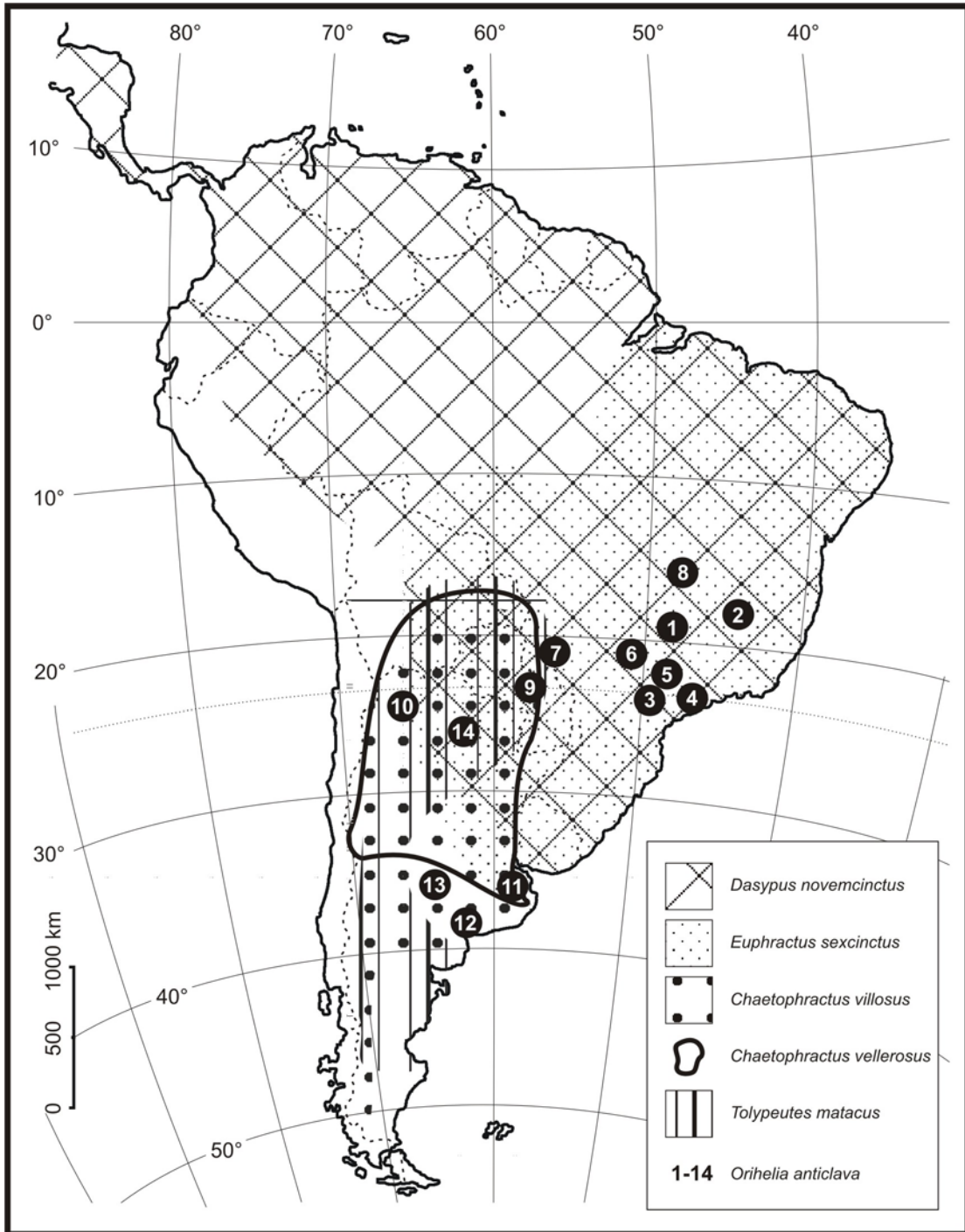


Figura 5.19. Localidades de *Orihelia anticlava* (1 a 14) y distribución geográfica de las cinco especies de dasypódidos parasitados por esta filaria en América del Sur. En Tabla 5.2 se detallan las localidades de *O. anticlava*.

DISCUSIÓN

Los Xenarthra constituyen los llamados comúnmente osos hormigueros (Myrmecophagidae), armadillos (Dasypodidae) y perezosos (Bradypodidae y Choloepidae), confinados al Neotrópico y sus alrededores, en latitudes templadas de América del Norte y del Sur (Wetzel, 1982). Aparentemente es el grupo más primitivo entre los eutherios. Los xenarthros evolucionaron en Sudamérica durante el Paleoceno y posteriormente se dispersaron a través del todo el continente alcanzando su actual distribución geográfica (Engelmann, 1985).

Doce especies de filarídeos fueron reportadas en xenarthros.

Como representante de los Dirofilarinae: *Bostrichodera spiralis* (Molin, 1860) y *B. bequaerti* (Sandground, 1938), quienes presentan caracteres primitivos dentro de las filarias; *Dirofilaria freitasi* (Machado de Mondonça, 1948), *D. incrassata* (Molin, 1858), *D. macrodemos* (Eberhard, 1978) y *D. panamensis* (Eberhard, 1978) con caracteres derivados; todos parásitos de perezosos (Bain et al., 1983).

Entre los Onchocercinae: *Acanthocheilonema sabanicolae* Eberhard y Campo-Aasen, 1986; *Strianema venezuelensis* Eberhard, Orihel y Campo-Aasen, 1993; *Orihelia anticlava* (Molin, 1858), con caracteres poco evolucionados y la especie derivada *Dasypafilaria averyi* (Eberhard, 1982), todas parásitas de armadillos; y dos especies parásitas de perezosos y osos hormigueros: *Chabfilaria freistaslenti* (Yeh, 1957) y *C. jonathani* Bain, Purnomo y Dedet, 1983 (Bain et al., 1983, Eberhard y Campo-Aasen, 1986).

Chabaud y Bain (1976) consideraron que el ancestro de *Orihelia* se especió posteriormente a la separación de Gondwana por el fenómeno de captura, en el Cretácico Superior, seguido por la aparición y diversificación de nuevas especies hospedadoras (i. e. los Xenarthra). Luego, los procesos de diversificación de estos nematodos se detuvieron y sobrevinieron pocos cambios morfológicos.

Orihelia anticlava es un género monotípico. Los caracteres cuantitativos y cualitativos del presente trabajo son semejantes a los observados por otros autores, a pesar de parasitar a diferentes especies hospedadoras y en localidades distantes. Sin embargo, se han detectado algunas diferencias con respecto al tamaño de las microfilarias.

El rango del largo de las microfilarias uterinas dado por Lent y Freitas (1942) no se superpone con aquel medido para el mismo lote de microfilarias en el presente trabajo (*E. sexcinctus*; Salobra, Brasil) [50-59 vs 69-78]. Pero Masi Pallares (1970) encontró microfilarias uterinas (en *E. sexcinctus*; Paraguay) que midieron entre 60 a 70 μm , llenando de este modo el intervalo entre las medidas tomadas por Lent y Freitas y las del presente trabajo. Este hallazgo sugiere un considerable rango de variación en el tamaño de las microfilarias uterinas (50-78 μm). Si bien Bain (com. pers.) sostiene que el largo de las microfilarias se mantiene dentro de un rango acotado y no varía con los diferentes lotes de microfilarias, en algunos casos se observó lo contrario. Así, para *Litomosoides brasiliensis*, parásita de quirópteros en América del Sur, se observó que el tamaño de las microfilarias uterinas en diferentes especies hospedadoras varía entre 108 μm en *Anoura caudifer* (Perú) y $71,8 \pm 0,9 \mu\text{m}$ en *Sturnira liliium* (Perú) (Guerrero et al., 2002) y para las microfilarias uterinas de *Litomosoides*

bonaerensis parásita de *Oligoryzomys flavescens* de Hudson y Otamendi variaron entre $71 \pm 4,3$ a $90,27 \pm 11 \mu\text{m}$ respectivamente.

Las microfilarias sanguíneas de *O. anticlava* en *C. villosus* provenientes de diferentes localidades, mostraron rangos superpuestos (88-100 para La Pampa; 86-95 para Buenos Aires) y no presentaron diferencias significativas ($P > 0,05$).

Cuando se compararon las microfilarias sanguíneas con las uterinas, se observó que las sanguíneas eran más largas ($P < 0,0001$). Sin embargo, la forma de la cola y la disposición de los núcleos permitieron confirmar que se trata de la misma especie y que el amplio rango de las microfilarias uterinas (Tabla 5.1) obedece a una variabilidad que podría, en parte estar influenciada por la distribución geográfica.

Si bien se observaron diferencias en el largo de las microfilarias, cuando se analizaron los adultos de *O. anticlava* no presentaron variaciones morfológicas. Por el contrario, Bain y Durette Desset (1973) observaron una alta heterogeneidad en especímenes de *Skrjabinofilaria* (una filaria paleoendémica como *Orihelia*) provenientes de cinco especies diferentes de marsupiales.

Con respecto a los hospedadores que parasita *O. anticlava*, Vicente et. al. (1997) listaron a *D. novemcinctus*, *E. sexcinctus*, *E. sexcinctus tucumanus*, *T. matacus* y a *C. vellerosus vellerosus* como hospedadores de esta especie en Brasil, pero *T. matacus* y *C. vellerosus* son hospedadores que no están distribuidos en ese país, por lo cual debe considerarse que sólo *D. novemcinctus* y *E. sexcinctus* son especies hospedadoras que albergan a *O. anticlava* en Brasil, y que estos autores se basaron en el trabajo de Lent y Freitas (1942) donde se menciona la lista completa de hospedadores hasta ese momento, sin diferenciar las localidades de procedencia.

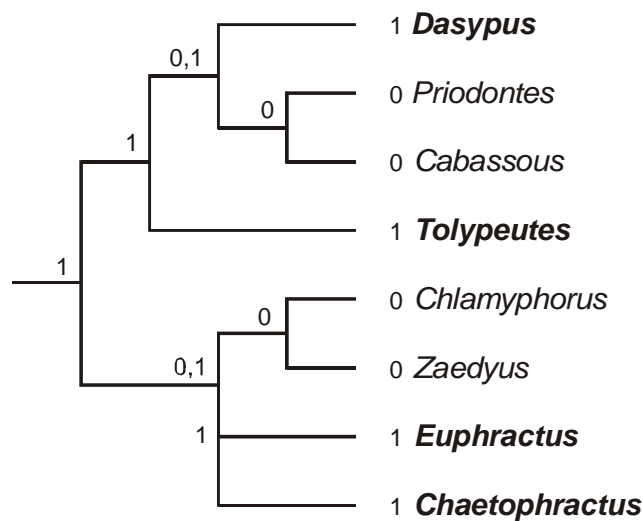
Si se consideran todos los registros de *O. anticlava*, se observa que tiene una distribución disyunta: a) por un lado, ocupa una amplia región entre los 16° y 26° S, desde la costa Este de Brasil al Noroeste de Argentina (Fig. 5.19) y b) una región central en Argentina.

Teniendo en cuenta la distribución geográfica de las cinco especies de dasipódidos y que en el centro y Norte de Argentina presentan una distribución simpátrica (Fig. 5.19), podría considerarse que *O. anticlava* está más ampliamente distribuida que la disposición actual. En este sentido, se sugiere que el centro de Argentina, Uruguay y sur de Brasil, y el noreste de Brasil, deben ser muestreadas con el objeto de establecer el patrón de distribución de *O. anticlava* (ver Fig. 5.19). Ello permitirá conocer si *O. anticlava* ocurre en las sabanas del centro de Argentina, norte de Uruguay y sur de Brasil y si ésta es o no una especie amazónica.

Es interesante notar que, de Thoisy et al. (2000) encontraron microfilarias sanguíneas en ejemplares de *Dasyus novemcinctus* y *D. kappleri* en la Guyana Francesa, las cuales no pudieron ser identificadas. Debido a que *D. novemcinctus* está parasitado por *Dasypafilaria averyi* en América del Norte (Eberhard, 1982) y por *O. anticlava* en Sudamérica, estudiar las filarias encontradas en la Guyana Francesa ofrecería una buena oportunidad para dilucidar la distribución y, quizá, las relaciones filogenéticas entre *Orihelia* y *Dasypafilaria*.

Desde el punto de vista filogenético y teniendo en cuenta el cladograma de los cingulata de Engelman (1985), probablemente *Orihelia* se haya especiada en los antiguos dasipodidos, ya que está presente en taxa distantes como *Euphractus* y *Dasypus*. Siendo así, se debe esperar que los taxa *Cabassous*, *Chlamyphorus* o *Zaedyus*, estén también parasitados. Por otra parte, dada la topología del árbol, la ausencia de *O. anticlava* en alguno de estos taxa, no contradice la teoría de una infestación en dasipódidos ancestrales, ya que ésta es la forma más parsimoniosa en el árbol.

Fig. 5.20. Arbol filogenético de los Cingulata mostrando a *Orihelia anticlava* como un carácter (0 = ausente; 1 = presente). Modificado de Engelman (1985).



El estudio sistemático y ecológico de *Orihelia anticlava* permitió establecer que:

- *Orihelia anticlava* es una especie monotípica que parasita a dasipódidos, presenta caracteres primitivos dentro de la línea *Dipetalonema* y constituye un género paleoendémico en América del Sur, como lo es *Skrjabinofilaria* en marsupiales.
- *Orihelia anticlava* parasita diferentes especies hospedadoras y en localidades distantes, sin embargo, no se observaron grandes variaciones en los caracteres cuantitativos y cualitativos de los adultos, pero se detectaron diferencias con respecto al tamaño de las microfilarias. Las medidas de las microfilarias uterinas muestran un considerable rango de variación y las microfilarias sanguíneas son más grandes que las uterinas.
- La distribución de *O. anticlava* es disyunta, ocupa una amplia región entre los 16° y 26° S y el centro de Argentina. Teniendo en cuenta la distribución geográfica de las cinco especies de dasipódidos, *O. anticlava* podría tener una distribución mayor que la actual.
- Desde el punto de vista filogenético, probablemente *Orihelia* se haya especiada en los antiguos dasipódidos, ya que está presente en taxa distantes como *Euphractus* y *Dasypus*. *Cabassous*, *Chlamyphorus* o *Zaedyus* podrían estar también parasitados.

CAPÍTULO 6: FILARIAS DE IMPORTANCIA SANITARIA: *DIROFILARIA IMMITIS*

INTRODUCCIÓN

Entre las filarias que afectan a los animales domésticos, la especie *Dirofilaria immitis* Leidy, 1856 (Onchocercidae: Dirofilariinae) es el agente etiológico de la dirofilariosis en perros, gatos y otros cánidos y es considerada una enfermedad zoonótica. Los adultos se localizan en el ventrículo derecho del corazón y arteria pulmonar. Este parásito está ampliamente distribuido en zonas tropicales y subtropicales del mundo, con tendencia a presentarse también en climas fríos.

Kume e Itagaki (1955) establecieron el rol que cumplen los mosquitos en la transmisión de esta parasitosis. Posteriormente, los estudios estuvieron orientados al conocimiento del desarrollo de esta parasitosis y sus implicancias zoonóticas en distintas partes del mundo (Ludlam et al., 1970).

Los primeros estadios larvales (L1 a L3) de *D. immitis* transcurren en mosquitos y en el hospedador definitivo se desarrollan los adultos. El mosquito ingiere las microfilarias o L1 circulantes, y en el intestino y túbulos de Malpighi del mismo se desarrollan los estadios larvales L2 y L3. El estado infestivo L3 se transmite mediante la picadura a un animal susceptible de esta enfermedad. Las filarias adultas, luego de migrar hasta su localización definitiva en el hospedador, se reproducen y eliminan al torrente sanguíneo las microfilarias (Taylor, 1960). Esta filaria comúnmente parasita perros y gatos entre los animales domésticos, pero también se ha registrado en otros mamíferos como zorros, jaguares, hurones, mapaches, osos, conejos, focas, caballos, orangutanes y el hombre (Abraham, 1988).

La incidencia de casos humanos en el mundo ha aumentado en los últimos años. El hombre es una vía muerta para el desarrollo de esta filaria, por eso generalmente se la detecta en forma accidental como nódulos en los pulmones en radiografías de rutina (Boreham y Atwell, 1988). Sin embargo, en zonas endémicas de dirofilariosis canina, los casos humanos son frecuentes, de ahí su importancia como enfermedad zoonótica.

La infestación ocurre generalmente de manera asintomática en los perros parasitados, en otros se presenta clínicamente como un síndrome de insuficiencia cardíaca, con manifestaciones cutáneas y nerviosas (Knight, 1987). En casos graves, las filarias son arrastradas por la corriente sanguínea ocasionando problemas de embolia en el pulmón, cerebro y otros tejidos, produciendo la muerte de los animales (O'Malley et al., 1985).

En Argentina, Bulman et al. (1989) encontraron un alto índice de prevalencia de dirofilariosis en perros de las principales ciudades de la Mesopotamia y determinaron además que los perros del Gran Buenos Aires eran microfilarémicos. Por otra parte, Mancebo et al. (1992) establecieron que, en Formosa, la prevalencia de la infestación en zonas rurales fue más alta que en zonas urbanas. En la provincia de Buenos Aires, Arias et al. (1994) observaron numerosos perros microfilarémicos en Ensenada, Berisso y La Plata pero recomendaron un análisis exhaustivo para establecer las localidades con mayor potencial zoonótico. Meyer y Milanta (1997) realizaron un estudio con doscientos perros

provenientes del Gran Buenos Aires (Lanús, Avellaneda, Villa Domingo y Wilde) donde registraron prevalencias del 36 al 60 %.

Para llegar a un diagnóstico certero de la dirofilariosis, es necesario demostrar la presencia de microfilarias circulantes en sangre y su correcta identificación, a fin de establecer su patogenicidad, ya que pueden encontrarse microfilarias pertenecientes a otras especies de filarias no patógenas (i.e. *Acanthocheilonema reconditum* de localización subcutánea) y ser erróneamente identificada como *D. immitis* (Kelly, 1973).

La investigación de esta parasitosis toma importancia en nuestro país debido a que sólo se conocen datos que provienen de centros de sanidad humana y animal, los cuales resultan de un diagnóstico accidental o por hallazgos fortuitos en las necropsias.

En lo referente al ciclo de vida de esta filaria, en Brasil se tiene conocimiento que la dirofilariosis es transmitida por mosquitos de distintas especies del género *Aedes* y *Culex*, donde se encontraron infecciones naturales por *D. immitis* (Comiskey y Wesson, 1995; Brito, et al., 1997). En nuestro país, se registraron larvas pertenecientes a la Familia Onchocercidae en *Aedes albifasciatus*, *Aedes crinifer*, *Culex dolosus* y *Psorophora ferox* en la localidad de Punta Lara, Buenos Aires (García et al., 1994; Maciá et al., 1995).

Este Capítulo aborda la dirofilariosis en la ribera del Río de la Plata y propone acciones para una evaluación exhaustiva de la problemática de esta enfermedad zoonótica.

MATERIALES Y MÉTODOS

Prospecciones en los hospedadores definitivos: Los perros

El estudio se realizó en cuatro localidades ribereñas del Río de La Plata: Villa Domingo (Partido de Avellaneda), Bernal y Quilmes Este (Partido de Quilmes), La Plata (Partido de La Plata) y Berisso (Partido de Berisso). A través de consultorios veterinarios privados, del Centro de Zoonosis de La Plata, de la División Antirrábica de Quilmes, y del Servicio de Cardiología de la Facultad de Ciencias Veterinarias de La Plata (UNLP) se obtuvieron muestras de sangre de la vena cefálica antebraquial de perros que asistieron a consulta veterinaria o esterilización. En cada caso se entregaron agujas, jeringas y frascos con 9 ml de solución acuosa de formol 2% y se adjuntó una planilla guía para registrar los datos de los perro analizados.

En la planilla se tuvo en cuenta los siguientes datos: sexo, edad, pedigree, talla del cuerpo, color del pelaje, largo del pelo y actividad diaria del perro. Además se tomó nota de si al perro se le suministró algún tratamiento con ivermectina.

La talla y el largo del pelo se dividieron en categorías:

Talla: a) talla pequeña (menor de 5 Kg.); b) talla mediana (entre 5 y 10 Kg.); y c) talla grande (más de 10Kg.).

Largo del pelo: a) pelo corto (menos de 2 cm); b) pelo intermedio (entre 2 y 5 cm); y c) pelo largo (más de 5 cm).

La actividad diaria de los perros se definió de acuerdo al tiempo que permanecían en el exterior o interior de la vivienda. Así, se definieron cinco categorías de exposición de los perros a los vectores, teniendo en cuenta la actividad diaria de los mismos (Theis et al., 1995):

Categoría A: perros que permanecen las 24 horas en el exterior de la vivienda

Categoría B: perros que permanecen durante el día en el exterior de la vivienda y por la noche en el interior de la misma

Categoría C: perros que permanecen por la noche en el exterior de la vivienda y durante el día en el interior

Categoría D: perros que permanecen todo el día en el interior de la vivienda

Indeterminados: perros con una dinámica desconocida

Para la detección de microfilarias en perros se utilizó la Técnica de Knott modificada. Esta técnica consiste en diluir 1 ml de sangre en 9 ml de formol al 2%; centrifugar a 1500 rpm durante 6 minutos; teñir el sedimento con azul de metileno (1:1000) y observar al microscopio entre porta y cubreobjetos. Se consideraron positivos aquellos casos donde se observaron microfilarias en sangre. Las microfilarias se identificaron según las características morfológicas y se realizaron recuentos en cada muestra de sangre. Además en algunos casos se realizaron tests inmunológicos de ELISA para *Dirofilaria immitis* (Laboratorio Merial, test Witness Dirofilaria de Synbiotics Corporation).

Las medidas de las microfilarias fueron tomadas con ocular micrométrico, siendo las mismas, el largo total y el ancho a 60 µm del extremo anterior del cuerpo.

Prospecciones en los hospedadores intermediarios: Los mosquitos

A) Prospecciones de posibles vectores a campo:

Durante el verano de 1999 se probaron distintas trampas para capturar mosquitos, a saber:

Trampa luz: consiste en un tubo de acrílico con una lámpara, conectada a una batería o electricidad, con un ventilador en la base que aspira los insectos atraídos por la luz. Todos los insectos quedan retenidos en una bolsa de tela (liencillo). Luego se inactiva la trampa luz y se retira la bolsa. En el laboratorio se separan los mosquitos para su identificación y posterior disección (Fig. 6.1).

Aspirador manual sobre cebo humano: consiste en un aspirador que funciona con batería. Los mosquitos son atraídos por la persona que funciona como cebo y estos son succionados con el aspirador. Los mosquitos quedan retenidos en un recipiente de acrílico con tapa de malla metálica. En el laboratorio los mosquitos se identifican y se disecan.

Las Trampas luz fueron activadas en domicilios particulares, en Quilmes y La Plata, durante la noche, y retiradas en las primeras horas de la mañana. Las capturas con aspirador manual se realizaron por la mañana o en el crepúsculo, durante 30 minutos.

Figura 6.1. Trampa Luz colocada en un domicilio particular durante la noche



Figura 6.2. Jaula con mosquitos donde se colocó un perro microfilarémico



Durante febrero de 1999 se realizaron dos muestreos de mosquitos en Quilmes mediante el uso de aspirador manual. En La Plata se realizaron 1 a 2 muestreos mensuales desde diciembre de 1998 a febrero de 1999, y en febrero de 2000.

Los mosquitos capturados fueron trasladados vivos al laboratorio. Una vez realizada la determinación específica de los mismos con las claves de Lane (1953) y Darsie y Mitchell (1985), fueron anestesiados con cloroformo o bien mantenidos en freezer durante varios minutos hasta su muerte. Se disecaron bajo lupa. Primero se retiraron las alas y las patas, en un portaobjetos limpio con una gota de solución fisiológica se separaron la cabeza, el tórax y el abdomen. Los dos primeros se observaron directamente bajo microscopio óptico. Para retirar los túbulos de Malpighi, intestino y gónadas del abdomen, se sostuvo con una aguja la parte anterior del mismo y con una pinza se tomó la parte posterior y se tiró lentamente hasta retirar los órganos. Estos fueron observados entre porta y cubreobjetos bajo microscopio. Los mosquitos que no fueron disecados en el momento, se conservaron en freezer, en frascos etiquetados, con papel de filtro húmedo hasta su disección.

B) Infestaciones experimentales en vectores de laboratorio

Sobre un perro microfilarémico se realizaron distintas pruebas de infestación con mosquitos criados en el laboratorio.

1) A partir de larvas de *Culex pipiens* criadas en el bioterio del CEPAVE, se obtuvieron mosquitos adultos. Los mosquitos (n=30) fueron colocados en un tubo de acrílico con tapa de red metálica, sin alimentarse. Al perro se le cortó el pelo en la región abdominal y se apoyó el tubo de acrílico con los mosquitos durante una hora.

2) A partir de larvas de *C. pipiens* traídas del campo se dejaron eclosionar los adultos en una jaula de 60 cm x 60 cm x 1.5 m (Fig. 6.2). Los mosquitos adultos fueron alimentados con agua azucarada. Cuando el número de mosquitos eclosionados fue elevado (aproximadamente 200) se le retiró el agua azucarada y al día siguiente se colocó a un perro microfilarémico durante una noche. A la mañana siguiente se retiró el perro y se le tomó una muestra de sangre para controlar la cantidad de microfilarias sanguíneas. Los mosquitos se mantuvieron en la jaula con agua azucarada y durante los siguientes siete días se retiraron muestras de 25 mosquitos para su disección.

RESULTADOS

Prospecciones en los hospedadores definitivos: Los perros

Entre noviembre de 1998 y agosto de 2000 se analizaron un total de 265 muestras de sangre provenientes de las localidades de Villa Domínico, Quilmes, La Plata y Berisso.

Las muestras correspondieron a 209 hembras y 56 machos. Con respecto al pedigree, el 76,23% fueron perros mestizos y el 23,77% de raza, en tanto que el 45,59% presentaron un pelaje corto, el 36,02% largo y sólo el 18,39% un pelaje intermedio (Fig. 6.3). Las tallas,

Figura 6.3. Porcentaje de perros analizados en cuatro localidades de la ribera del Río de La Plata con diferente tipo de pelaje.

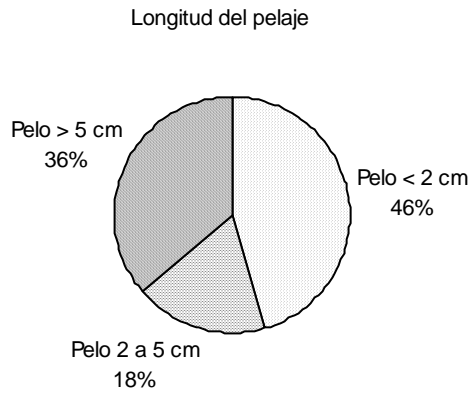


Figura 6.4. Porcentaje de perros analizados en cuatro localidades de la ribera del Río de La Plata de acuerdo a la talla.

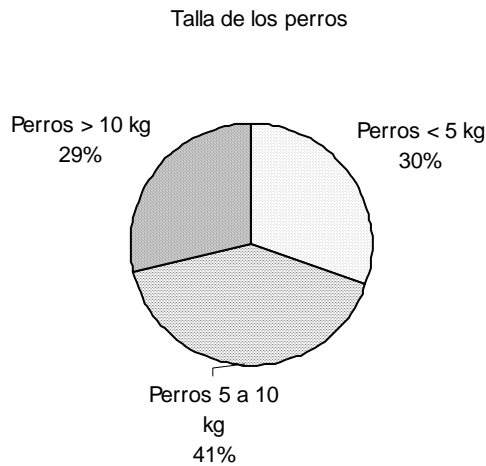
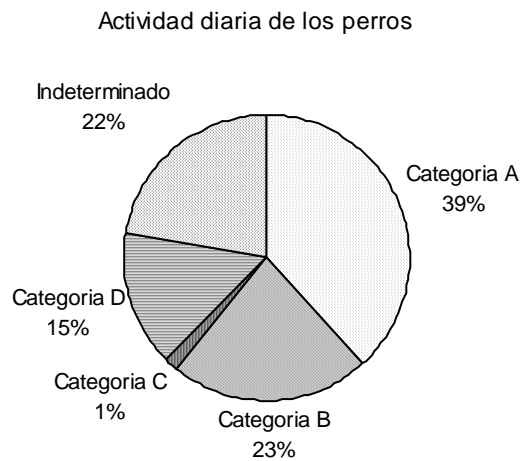


Figura 6.5. Porcentaje de perros analizados en cuatro localidades de la ribera del Río de La Plata de acuerdo al tipo de actividad diaria de los mismos.



correspondieron principalmente, a perros chicos y medianos (30,18% y 41,13% respectivamente) y sólo el 28,67% presentaron talla grande (Fig. 6.4).

Con respecto a la actividad diaria de los mismos, el 38,29% fueron perros que pertenecieron a la Categoría A (las 24 horas a la intemperie) y en menor porcentaje le correspondieron los de la Categoría B (de día afuera y por la noche en el interior de la vivienda [22,68%]), los de Categoría D (las 24 horas en el interior de la vivienda [15,24%]) y los de Categoría C (por la noche en el interior y de día afuera [1,48%]). El resto de los perros (22,3%) presentaron una dinámica desconocida (Fig. 6.5).

En la Figura 6.6 se muestran las frecuencias de edades de los perros analizados. El 73% de los mismos fueron menores a 6 años de edad, mientras que el 18% rondaron entre los 6 a 10 años y sólo el 9% mayores a 10 años.

La cantidad de muestras analizadas por localidad fueron: 16 muestras en Villa Domingo, 79 en Quilmes, 115 en La Plata y 55 en Berisso. Las muestras de V. Domingo y las de Berisso provinieron de consultorios veterinarios, mientras que las de Quilmes y La Plata de los Centros de Zoonosis. En la Tabla 6.1 se detallan los porcentajes de cada uno de los ítems estudiados para cada una de las localidades.

Tabla 6.1. Porcentaje de muestras pertenecientes a cada ítem (sexo, pedigree, pelaje y talla de los perros) para cuatro localidades de la ribera de La Plata.

	Sexo		Pedigree		Pelaje			Talla		
	Machos	Hembras	Mestizo	De raza	Corto	Intermedio	Largo	Chica	Mediana	Grande
Villa Domingo (n=16)	31%	69%	50%	50%	50%	12,5%	37,5%	37,5%	31,2%	31,2%
Quilmes (n=79)	15%	85%	80%	20%	50%	21%	29%	23%	44%	33%
La Plata (n=115)	3,5%	96,5%	91%	9%	42,5%	17%	40,5%	38,2%	35,6%	26%
Berisso (n=55)	63%	37%	48%	52%	43,6%	18%	38,4%	22%	51%	27%

En V. Domingo, Quilmes y La Plata la mayoría de los individuos analizados correspondieron a hembras (69%, 85% y 96,5% respectivamente), mientras que en Berisso los machos fueron los más representados (63%). Con respecto al pedigree, se observó un predominio de perros mestizos en Quilmes y La Plata (80% y 91% respectivamente), mientras que en Berisso el 52% fueron perros de raza. Además, en las cuatro localidades predominaron los perros con pelaje corto (Tabla 6.1) y en V. Domingo y La Plata los perros de talla chica (37,5% y 38,29% respectivamente) mientras que en Quilmes y Berisso los de talla mediana (44% y 51% respectivamente).

Teniendo en cuenta la actividad diaria de los perros, en V. Domingo, Quilmes y La Plata se registraron los porcentajes más altos para la categoría A (19%, 47% y 49% respectivamente). En

Figura 6.6. Frecuencia de edades de los perros analizados en la ribera del Río de La Plata.

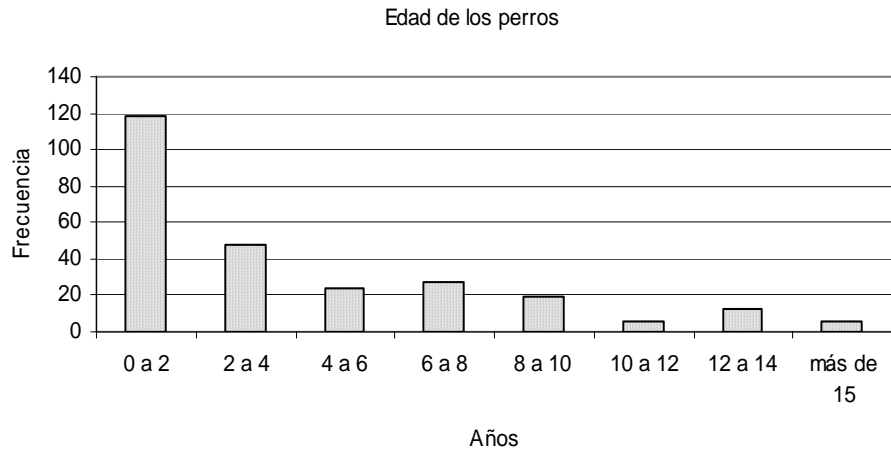


Figura 6.7. Frecuencia de edades de los perros analizados en la Localidad de Quilmes provenientes del Centro Antirrábico de Quilmes.

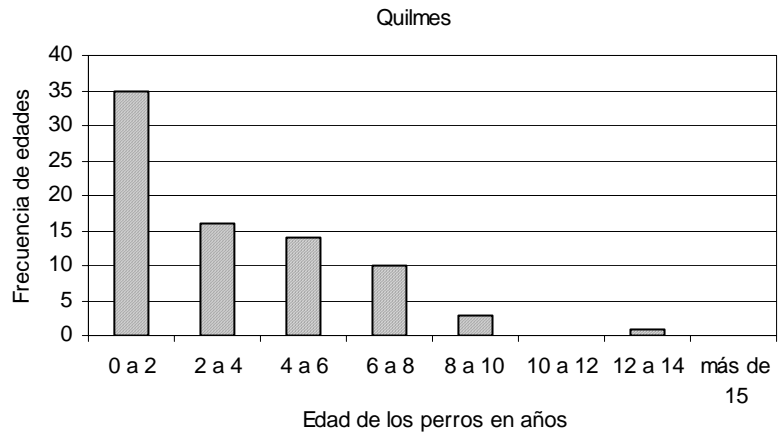


Figura 6.8. Frecuencia de edades de los perros analizados en la Localidad de La Plata provenientes del Centro de Zoonosis de La Plata

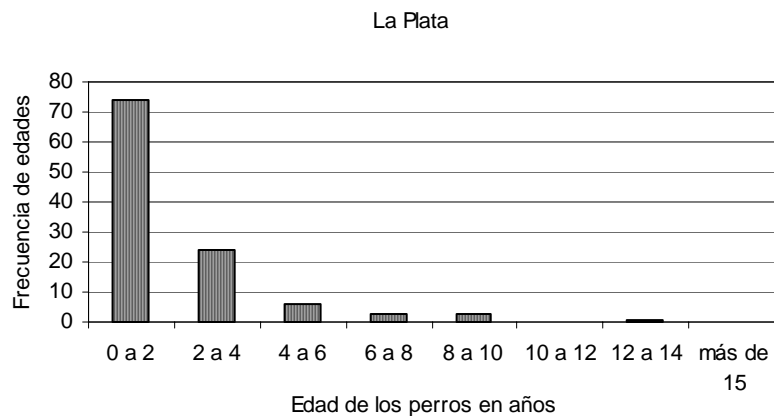


Tabla 6.2. Porcentaje de las categorías según la actividad diaria de los perros para las cuatro localidades muestreadas.

	Villa Domínico (n=16)	Quilmes (n=81)	La Plata (n=115)	Berisso (n=55)
Categoría A	18,75%	47%	48,7%	10,52%
Categoría B	6,25%	27,16%	11,3%	43,85%
Categoría C	0%	3,7%	0,9%	0%
Categoría D	12,5%	17,8%	8%	28,7%
Indeterminada	62,5%	5%	31,3%	17,54%

Berisso el mayor porcentaje correspondió a la categoría B (44%). En muchos casos no se consignó el tipo de actividad diaria (Tabla 6.2).

Con respecto a las edades de los perros, en Quilmes y La Plata la mayor parte de las muestras provinieron de perros con edades de 0 a 4 años y los perros con más de 10 años estuvieron poco representados o bien faltaron datos (Fig. 6.7 y 6.8). En Berisso la distribución de las edades fue equitativa, estando representadas todas las categorías de edades. Los intervalos de edades más frecuentes fueron los de 6 a 8 y 8 a 10 años (Fig. 6.9). A pesar de que el número de perros analizados en V. Dominico fue bajo, la mayoría de los intervalos de edades estuvieron representados (Fig. 6.10).

De los 265 perros prospectados en la ribera del Río de la Plata se registraron en total seis casos Knott positivos (2,26% de prevalencia). Todas las microfilarias observadas en los casos positivos pertenecieron a *D. immitis*.

En la Tabla 6.3 se detallan los casos positivos.

Caso 1: en V. Dominico, test de Knott positivo (6,25% de prevalencia), macho sintomático, mestizo, de 10 años de edad, que presentó una dinámica desconocida;

Caso 2: en Quilmes (1,2% de prevalencia), test de Knott positivo que correspondió a un macho asintomático mestizo, de 10 años de edad, que perteneció a la categoría A.

Caso 3: en La Plata (0,8% de prevalencia) una hembra asintomática, Ovejero alemán, de 3 años de edad, que pertenece a la categoría B.

Por último se registraron en Berisso tres casos (5,45% de prevalencia).

Caso 4: uno sintomático, hembra, de raza Dálmata y 11 años de edad que perteneció a la categoría A;

Caso 5: perro sintomático, macho, Ovejero alemán de 8 años de edad que perteneció a la categoría B y por último

Caso 6: un macho asintomático, mestizo de 7 años de edad y de la categoría B (Tabla 6.3).

Los casos 1 y 6 presentaron altas concentraciones de microfilarias en sangre, mientras que en los casos 3 y 4 la concentración fue baja (Tabla 6.3). Los tres casos que presentaron sintomatología positiva, ésta fue tos recurrente, problemas cardíacos y de riñón, edemas y fatiga (Meyer y Arias com. pers.).

Figura 6.9. Frecuencia de edades de los perros analizados en la Localidad de Berisso provenientes de un Consultorio Veterinario

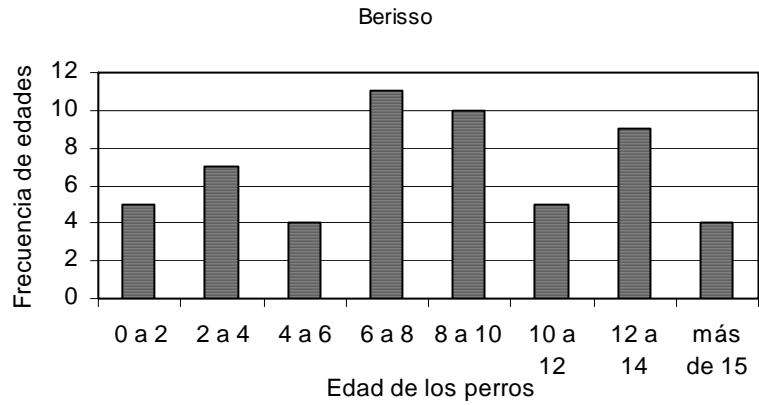
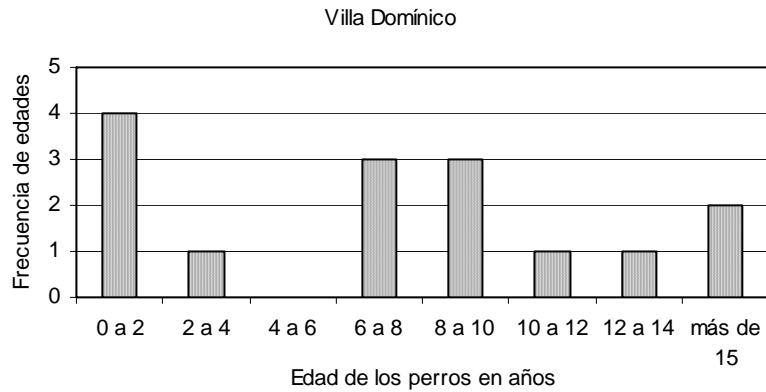


Figura 6.10. Frecuencia de edades de los perros analizados en la Localidad de Villa Domingo provenientes de un Consultorio Veterinario



De los 100 tests de ELISA realizados sobre distintos perros de las cuatro localidades, un caso dio positivo y otro dudoso. El caso de ELISA positivo fue una hembra, mestiza, de 5 años de edad y que pertenecía a la categoría D. Sin embargo en el test de Knott se observó sólo una mf, por lo que se le realizó un segundo test de Knott que dio negativo. Este perro sufría problemas cardíacos. El segundo caso (ELISA dudoso) fue un perro Knott negativo y con problemas cardíacos, pero finalmente se observó que esta sintomatología no estaba relacionada con la presencia de *D. immitis*.

Tabla 6.3. Casos positivos para *Dirofilaria immitis* mediante la técnica de Knott en cuatro localidades de la ribera del Río de La Plata.

	Caso 1	Caso 2	Caso 3	Caso 4	Caso 5	Caso 6
Localidad	Villa Dominico	Quilmes	La Plata	Berisso	Berisso	Berisso
Sexo	Macho	Macho	Hembra	Hembra	Macho	Macho
Edad	10 años	10 años	3 años	11 años	8 años	7 años
Pedigree	Mestizo	Mestizo	Ovejero Alemán	Dálmata	Ovejero alemán	Mestizo
Color del pelaje	Negro	Blanco y marrón	Marrón y negro	Blanco y negro	Marrón y negro	Negro y fuego
Pelaje	Corto	Intermedio	Intermedio	Corto	Intermedio	Largo
Talla	Pequeño	Pequeña	Grande	Mediana	Grande	Mediana
Actividad diaria	Indeterminado	Categoría A	Categoría B	Categoría A	Categoría B	Categoría B
Tratamiento con Ivermectina	?	No	?	No	No	No
Microfilarias en sangre	1297 mf/ml	324 mf/ml	55 mf/ml	60 mf/ml	120 mf/ml	1280 mf/ml
Sintomatología	Sintomático	Asintomático	Asintomático	Sintomático	Sintomático	Asintomático

Descripción de las microfilarias halladas en los casos positivos

De cada perro positivo se estudiaron 15 microfilarias. El largo promedio de las mismas fue de 309,7 μm (279 - 369) y el ancho de 5,54 μm (3,6 - 6,0).

Descripción morfológica: vaina poco visible y adherida al cuerpo. Extremo anterior redondeado, con la presencia de un gancho cefálico bien desarrollado; extremo posterior bien aguzado. Los núcleos en la cola se disponen en una hilera y no llegan hasta el extremo posterior.

Estas características confirman su identificación como *D. immitis*.

Los vectores en zonas suburbanas del Gran Buenos Aires

La metodología de muestreo que mostró mayor efectividad fue la utilización de aspiradores manuales sobre cebo humano en zonas costeras a la ribera del Río de la Plata. El uso de las trampas luz en zonas urbanas, así como también los aspiradores manuales no resultaron efectivos. La cantidad de mosquitos obtenidos mediante las trampas luz no fue mayor a 10 mosquitos por noche, por lo cual los muestreos se realizaron con los aspiradores manuales en zonas donde la cantidad de mosquitos era numerosa (Punta Lara, Ensenada, el Paseo del Bosque en la ciudad de La Plata y en el Río de la Plata a la altura de la localidad de Bernal, Quilmes).

Se disecó un total de 412 mosquitos. En la ribera del Río de la Plata, en la localidad de Bernal, los mosquitos capturados pertenecieron a las siguientes especies: *Culex pipiens* (n=114), *Psorophora albigena* (n=56), *Aedes albifasciatus* (n=11) y *Aedes aegypti* (n=1). En La Plata: *Aedes albifasciatus* (n=165), *Culex pipiens* (n=36), *Psorophora albigena* (n=27), *Aedes crinifer* (n=1) y *Aedes aegypti* (n=1).

En las prospecciones realizadas no se detectaron larvas filariformes.

Infestaciones experimentales: Susceptibilidad de potenciales especies vectoras en laboratorio

1) Sobre un perro microfilarémico se colocaron 30 *Culex pipiens* criados en bioterio durante una hora.

El experimento se repitió en dos oportunidades, pero los mosquitos no se alimentaron.

2) En una jaula con *C. pipiens* (n= 200) se colocó un perro microfilarémico durante 2 noches consecutivas y se retiró por la mañana. Pasadas las 24 horas se retiraron muestras de 25 mosquitos durante los siguientes días.

Al retirar al perro del interior de la jaula, se observó que pocos mosquitos se habían alimentado y la cantidad de microfilarias en sangre que se registró en el perro, luego de ser retirado de la jaula, fue de 30 mf/ml.

En los mosquitos disecados no se observaron larvas filariformes.

DISCUSIÓN

Para evaluar qué características podrían correlacionarse con la infestación por *D. immitis* se tuvieron en cuenta diferentes variables. Entre ellas, fueron consideradas la raza, la talla, el color y largo del pelaje, y la actividad diaria de los perros con el fin de observar posibles diferencias entre los distintos estados. Lindsey (1961) observó que los mosquitos tienen preferencia por perros de colores oscuros y son más atraídos por aquellos de tallas grandes. La dinámica diaria de exposición y las edades de los perros también son dos variables de importancia. Esto se debe a que los perros que permanecen más tiempo a la intemperie tienen mayor probabilidad de que mosquitos infestados los piquen. Del mismo modo, en aquellos perros que tienen más edad, aumenta la probabilidad de exposición a mosquitos infestados (Theis et al., 1995).

Tanto en Quilmes como en La Plata, donde las muestras provinieron de los Centros de Zoonosis se observó una mayoría de hembras y mestizos. Por el contrario, en aquellas muestras que procedieron de Consultorios veterinarios, la proporción de sexos fue más equitativa, con un predominio de perros de pedigree. Además, en todas las localidades muestreadas, se observó una tendencia a que los perros fueran mantenidos en el exterior de la vivienda tanto de día como de noche. En California (EEUU), Theis et al. (1995) observaron que la prevalencia de dirofilariosis fue más alta en aquellos perros que permanecían a la intemperie y que, tanto los machos como los perros de raza con tallas grandes, eran los que frecuentemente permanecían afuera, por lo que aumentaba la probabilidad de infección por esta parasitosis.

Los casos positivos registrados correspondieron a perros con más de siete años de edad (adultos), excepto una perra de tres años procedente de Punta Lara (Ensenada), una localidad con alta densidad de mosquitos. Debido a que sólo se registraron seis casos positivos, no pudo analizarse el efecto de las variables tenidas en cuenta en esta parasitosis.

La baja prevalencia observada en la ribera del Río de la Plata probablemente no permita estimar la situación real en estas localidades. Ello se fundamenta en que la mayor cantidad de muestras correspondió a perros juveniles, ya que en los Centros de Zoonosis se atienden perros para la esterilización. Si bien a partir de los seis meses de edad los perros pueden estar infestados con *Dirofilaria*, numerosos estudios indican que la mayor prevalencia por esta parasitosis se registra en perros adultos (Abraham, 1988). Por otra parte, la mayoría de las muestras procedentes de los consultorios veterinarios pertenecieron a perros que reciben mayor atención por parte de los dueños y que ante cualquier sintomatología son tratados.

Otro motivo que sugiere que la prevalencia podría ser mayor a la observada, es que existen numerosos perros abandonados en la ciudad que no fueron prospectados y que probablemente estén parasitados, siendo focos de nuevos casos. Esto se observó en un estudio realizado en México sobre perros callejeros, los cuales presentaron alta prevalencia por dirofilariosis (Rodríguez Vivas et al., 1994).

La ivermectina es una droga utilizada frecuentemente en ciertos medicamentos para combatir las ectoparasitosis. Esta droga, además, actúa eliminando las microfilarias sanguíneas, lo que provoca un efecto negativo a la hora de utilizar la técnica de Knott como diagnóstico para *D. immitis* (Milanta, com. pers.). Este dato también fue tenido en cuenta en las distintas muestras analizadas. Sin embargo, la mayoría de los perros no se les había suministrado este tipo de tratamiento.

Con respecto a los posibles vectores, en el área de estudio se habían registrado larvas pertenecientes a la Familia Onchocercidae en *Aedes albifasciatus*, *Aedes crinifer*, *Culex dolosus* y *Psorophora ferox* en la localidad de Punta Lara, Ensenada (Buenos Aires) (García et al., 1994; Maciá et al., 1995). La colecta de mosquitos en el área fue más efectiva cuando se utilizaron aspiradores manuales sobre cebo humano en la ribera del Río de la Plata. El uso de las trampas luz y aspiradores manuales en zonas urbanas no resultaron efectivos. El número de mosquitos prospectados fue bajo y no se encontraron larvas filariformes, pero debe tenerse en cuenta que algunas especies de mosquitos son atraídas por el hombre y no por el perro. En este sentido, en Brasil, se observó que *Aedes albopictus* y *Wyeomyia bourrouli* fueron atraídos por humanos y *Aedes taeniorhynchus* y *Aedes scapularis* por perros y en menor proporción por gatos (Labarthe et al., 1998).

Sobre la base de estos resultados, si se quiere evaluar qué especies transmiten la enfermedad entre los perros, se sugiere utilizar trampas jaula con perros como cebo. Por otra parte, los mosquitos capturados deberán disecarse recién muertos o, si la captura es muy grande, mantenerlos vivos en jaulas hasta su disección, ya que para el estudio e identificación de las larvas filariformes es recomendable que permanezcan vivas para una mejor observación de los núcleos internos (obs. pers. de L3 de *Litomosoides sigmodontis* en *Ornithonyssus bacoti*).

En lo que respecta a los estudios experimentales sobre la susceptibilidad de *Culex pipiens*, no se obtuvieron formas infestivas. Probablemente la utilización de un perro microfilarémico con baja concentración de microfilarias en sangre (400 y 30 mf/ml), redujo la probabilidad de infestación por parte de los mosquitos. Estudios en infestaciones experimentales sugieren que la cantidad de

microfilarias circulantes en perros debe rondar las 4000 mf/ml (Christensen, 1978; Russel y Geary, 1992).

El estudio sobre *Dirofilaria immitis* en la ribera del Río de la Plata permitió establecer que:

- El test de Knott es una técnica rápida, económica y eficaz para ser utilizada en el diagnóstico de la dirofilariosis, siempre y cuando el perro no haya sido tratado con ivermectina.
- La prevalencia de dirofilariosis observada en perros de la ribera del Río de la Plata (2,26%) probablemente no sea un estimativo de la situación real.
- Se sugiere que para una evaluación certera de esta parasitosis deben considerarse muestras procedentes de consultorios veterinarios, de centros de zoonosis y de perros callejeros.
- El método de captura de mosquitos mediante el uso de aspiradores manuales sobre cebo humano resultó ser el más eficaz si se quiere evaluar la transmisión al hombre.
- Para evaluar qué especies de dípteros culícidos transmiten la dirofilariosis entre los perros, se sugiere la utilización de trampas jaula con perros como cebo.
- Para evaluar la susceptibilidad de transmisión de *D. immitis* en diferentes especies de mosquitos se sugiere utilizar un perro microfilarémico con cargas mayores a 400 mf/ml.

CONCLUSIONES GENERALES

Las investigaciones llevadas a cabo en este trabajo de tesis sobre el estudio de las filarias de animales silvestres y de importancia zoonótica en la República Argentina, permitieron establecer las siguientes conclusiones:

- Se describieron siete nuevas especies de filarias pertenecientes al género *Litomosoides* Chandler, 1931 (Onchocercidae: Onchocercinae) en roedores múridos (Rodentia: Muridae) de la Argentina y una nueva especie para Uruguay. En todos los casos tanto los hospedadores como las localidades fueron nuevos registros.
- *Litomosoides bonaerensis*, *L. odilae* y *L. pardiñasi* n. sp. pertenecen al grupo *carinii* y *L. oxymycteri*, *L. anguyai*, *L. navonae* n. sp. y *L. nasuti* n. sp. pertenecen al grupo *sigmodontis*, mientras que *Litomosoides* n. sp. de *Phyllotis xanthopygus* no pudo asignarse a ningún grupo debido a que el macho no fue hallado.
- En la ribera del Río de la Plata, se encontró *Litomosoides bonaerensis* en *Oligoryzomys delticola* y *O. flavescens* y *Litomosoides oxymycteri* en *Oxymycterus rufus*.
- En Loreto (Corrientes) se halló también *L. oxymycteri* en *O. rufus*.
- En el nordeste de Argentina se registraron las siguientes especies: *Litomosoides anguyai* en *Oxymycterus misionalis*; *Litomosoides odilae* en *Oligoryzomys nigripes* y *Litomosoides navonae* n. sp. en *Nectomys squamipes*, todas en la Reserva UNLP Valle del Arroyo Cuñá Pirú (Misiones).
- *Litomosoides navonae* n. sp. fue encontrada en Las Coloradas (Formosa) en *Oligoryzomys chacoensis*, *Holochilus chacarius* y *Akodon azarae bibianae* y en Selvas del Río de Oro (Chaco) en *Oligoryzomys fornesi* y *Holochilus chacarius*.
- En el sur de Argentina se halló a *Litomosoides pardiñasi* n. sp. en *Oligoryzomys longicaudatus* de Chos Malal y a *Litomosoides* n. sp. en *Phyllotis xanthopygus* de Cerrito Piñón (Neuquén).
- *Litomosoides nasuti* n. sp. fue encontrada en *Oxymycterus nasutus* de Castillos, Departamento Rocha, República Oriental del Uruguay.
- *Litomosoides bonaerensis*, *L. oxymycteri*, *L. anguyai*, *L. odilae*, *L. pardiñasi* n. sp. y *Litomosoides* n. sp. de *Phyllotis xanthopygus* presentaron alta especificidad por sus hospedadores, en tanto que *L. navonae* n. sp. se la encontró en cinco especies distintas de roedores.
- Se observaron variaciones en los caracteres cuantitativos (largo del cuerpo, del esófago, de la cola, de las espículas y la distancia de la vulva al extremo anterior) en *L. bonaerensis*, *L. oxymycteri* y *L. navonae* n. sp. Estas variaciones no son causadas por parasitar diferentes especies hospedadoras ni por hallarse en diferentes localidades, sino que podrían considerarse un atributo propio de la especie.
- Los caracteres cuantitativos de mayor valor diagnóstico dentro del género *Litomosoides* son: el tamaño de la cápsula bucal y el largo de la espícula derecha e izquierda. El resto de los caracteres

cuantitativos están sujetos a variaciones y para su utilización en la diagnosis deben complementarse con los caracteres cualitativos.

- En el género *Litomosoides*, la longitud del cuerpo es el carácter más variable; los demás caracteres, correlacionados a éste, varían en menor proporción. Las longitudes de las espículas no varían proporcionalmente, la espícula izquierda tiende a aumentar de tamaño más que la derecha.
- El dimorfismo sexual de las especies del género *Litomosoides* se incrementa con el aumento de la talla de las mismas y podría estar relacionado con la proporción de machos y hembras observada para cada población componente.
- Las prevalencias de *L. bonaerensis*, *L. oxymycteri*, *L. navonae* n. sp., *L. anguyai* y *L. odillae* estarían afectadas por el comportamiento en el uso del hábitat del hospedador y su densidad en el área ya que se ha observado que aquellas especies de filarias que parasitan a roedores con alta dominancia y que se dispersan en todo el hábitat presentan prevalencias bajas (*L. bonaerensis*, *L. oxymycteri*, *L. odillae*) mientras que aquellas especies de filarias que parasitan a roedores poco dominantes y con un uso del hábitat más restringido presentan prevalencias altas (*L. navonae* n. sp., *L. anguyai*).
- Las Intensidades Medias de *L. bonaerensis* y *L. oxymycteri* estarían influenciadas por el ciclo de vida del hospedador.
- *Litomosoides* presenta una distribución agregada, siguiendo el modelo de otros helmintos parásitos.
- Las filarias no presentaron preferencias por el sexo del hospedador.
- Se registró la distribución más austral del género *Litomosoides* y se amplió la distribución geográfica a los 40° S (*L. pardiñasi* n. sp. y *Litomosoides* n. sp. en *Phyllotis xanthopygus*).
- Entre las filarias de quirópteros, *L. brasiliensis* es la especie con mayor distribución geográfica y más baja especificidad. Se la encontró en siete especies de murciélagos phyllostómidos y en un molósido. *Litomosoides guiterasi* y *L. chandleri* presentan una amplia distribución y fueron halladas en quirópteros Phyllostomidae, Molosidae y Vespertillionidae.
- Todas las especies de filarias que parasitan a quirópteros comparten, al menos, una especie hospedadora, excepto *Litomosoides leonilavazquezae*, *L. molossi*, *L. serpicula* y *L. solarii*.
- Entre las filarias de roedores y marsupiales, *L. navonae* n. sp. fue hallada en cinco especies de roedores, seguida por *L. sigmodontis*, *L. bonaerensis* y *L. hoplomyis*, cada una, observada en dos especies hospedadoras. El resto de las filarias parásitas de roedores y marsupiales parasitaron cada una, a una sola especie hospedadora.
- *Litomosoides sigmodontis* fue la especie con mayor distribución geográfica, el resto presenta una distribución limitada.
- Una misma especie hospedadora puede estar parasitada indistintamente por filarias del grupo *carinii* y *sigmodontis*, indicando probablemente, fenómenos de "host-switching".
- La existencia de filarias del grupo *sigmodontis* estrechamente relacionadas que parasitan roedores Akodontini, emparentados filogenéticamente, sugieren fenómenos de coespeciación parásito-hospedador.

- La presencia de *L. pardiñasi* n. sp. y de *Litomosoides* n. sp. en *Phyllotis xanthopygus* en ambientes rigurosos, indicaría que sus posibles vectores están íntimamente asociados con sus hospedadores.
- Las prevalencias e intensidades medias de las filarias descritas en Argentina fueron más bajas para la Provincia Biogeográfica Subantártica que para las Provincias Chaqueña, Paranense y Pampeana.
- Entre las filarias que parasitan murciélagos se observa una baja riqueza específica, con una baja especificidad hospedatoria y amplia distribución geográfica; las que parasitan roedores y marsupiales presentan una alta riqueza, tienen alta especificidad y limitada distribución geográfica.
- *Orihelia anticlava* (Molin, 1858) (Onchocercidae: Onchocercinae) es una especie monotípica que parasita a dasipódidos (Xenathra: Dasypodidae), presenta caracteres primitivos y constituye un género paleoendémico en América del Sur, como *Skrjabinofilaria* en marsupiales.
- En *O. anticlava* se detectaron diferencias en el tamaño de las microfilarias. Las microfilarias uterinas muestran un considerable rango de variación y las sanguíneas son más grandes que las uterinas.
- La distribución de *O. anticlava* es disyunta, ocupa una amplia región entre los 16° y 26° S y el centro de Argentina. Parasita a *Dasybus novemcinctus*, *Euphractus sexcinctus*, *Tolypeutes matacus*, *Chaetophractus vellerosus* y *C. villosus*.
- Desde el punto de vista filogenético, probablemente *Orihelia* se haya especiado en los antiguos dasipódidos, ya que está presente en taxa distantes como *Euphractus* y *Dasybus*. *Cabassous*, *Chlamyphorus* y *Zaedyus* podrían estar también parasitados.
- Respecto a las filarias de importancia zoonótica, se registró una prevalencia del 2,26% de *Dirofilaria immitis* Leidy, 1856 (Onchocercidae: Dirofiliariinae) en perros de la ribera del Río de la Plata. Se sugiere que para una estimación certera, deben considerarse muestras procedentes de consultorios veterinarios, de centros de zoonosis y de perros callejeros.
- El test de Knott es una técnica rápida, económica y eficaz para ser utilizada en el diagnóstico de la dirofilariosis, pero debe considerarse que el perro no haya recibido tratamiento con ivermectina.
- El uso de aspiradores manuales sobre cebo humano como método de captura para mosquitos, resultó ser el más eficaz cuando se quiso evaluar la transmisión al hombre.
- Para evaluar que especies de dípteros culícidos transmiten la dirofilariosis entre los perros, se sugiere la utilización de trampas jaula con perros como cebo.
- Para evaluar la susceptibilidad de transmisión de *D. immitis* en diferentes especies de mosquitos se sugiere utilizar un perro microfilarémico con cargas mayores a 400 mf/ml.

BIBLIOGRAFIA CITADA

- Abraham D. 1988. Biology of *Dirofilaria immitis*. Pp 30-41. *En* *Dirofilariasis*. Boreham PFL. y RB. Atwell eds. CRC Press. Boca Raton, Florida. 249pp.
- Albuquerque MA., T. Zuccolotto, AR. Langguth, IJ. Sbalqueiro, MH. Hutz y MS. Mattevi. 1998. Os DNA microssatelites de duas espécies crípticas de roedores akodontinos. *Libro de Resúmenes de las XIII Jornadas Argetinas de Mastozoología* pag. 83.
- Anderson RC. 1968. The comparative morphology of the cephalic structures in the Superfamily Filarioidea (Nematoda). *Canadian Journal of Zoology* 46: 181-199.
- Anderson RC. 2000. Nematodes parasites of vertebrates. Their development and transmission. CAB International. 2da Edición, Oxon, U. K. 650pp.
- Anderson RC. y O. Bain. 1976. Keys to genera of the order Spirurida. *En* CIH Keys to nematode parasites of vertebrates, RC. Anderson, AG. Chabaud y S. Willmott eds. Commonwealth Agricultural Bureaux, London, U. K.: 59-116.
- Arias DM., L. Klima y NO. Stanchi. 1994. Frecuencia de microfilaremia en caninos de la ciudad de Berisso, La Plata y Ensenada por tres métodos de laboratorio. *Pet's* 10: 229-238.
- Bain O. 1974. Développement larvaire de *Dipetalonema dessetae*, filaire de rongeur entretenue au laboratoire. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 49: 457-466.
- Bain O. y A. Chabaud. 1986. Atlas des larves infestantes de filaires. *Tropical Medicine and Parasitology* 37: 301-340.
- Bain O. y MC. Durette Desset. 1973. Cycle de *Skrjabinofilaria skrjabini*, filaire de marsupial sud-américain; position systematique. *Annales de Parasitologie (Paris)* 48: 61-79.
- Bain O., M. Baker y AG. Chabaud. 1982. Nouvelles donnés sur la lignée *Dipetalonema* (Filarioidea, Nematoda). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 57: 593-620.
- Bain O., G. Petit y S. Berteaux. 1980. Description de deux nouvelles Filaires du genre *Litomosoides* et de leurs stades infestants. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 55: 225-237.
- Bain O., G. Petit y M. Diagne. 1989. Etude de quelques *Litomosoides* parasites de rongeurs; conséquences taxonomiques. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 64: 268-289.
- Bain O., Purnomo y JP. Dedet. 1983. Une nouvelle filaire, *Chabfilaria jonathani* n. gen., n. sp., Onchocercidae parasite de Xénarthre. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 58: 583-591.
- Bain O., M. Phillipp, H. Hoste y P. Yvore. 1991. Animal model in the study of the phenomenon of parasitism: filariae and other parasites. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 66 (suppl. 1): 64-68.
- Barlow JC. 1969. Observations on the biology of rodents in Uruguay. Life Science Contributions Royal Ontario Museum 75, GB. Wiggins y RL. Peterson eds. 59pp.
- Barquez RM., MA. Mares y JK. Braun. 1999. Bats of Argentina. Special Publication. Museum of Texas Tech University N° 42: 275pp.

- Barrios MI. y FN. Moschione. 1993. Estado de conservación de los ambientes naturales de la ribera platense. *Libro de Resúmenes de las I Jornadas Nacionales y VI Regionales*: 10.
- Barus V. y MT. del Valle. 1967. Systematic survey of nematodes parasitizing bats (Cheiroptera) in Cuba. *Folia Parasitologica* 14: 121-140.
- Begon M., JB. Harper y CR. Towsend. 1987. Ecología, individuos, poblaciones y comunidades. Edit. Omega S.A. Barcelona, España. 886pp.
- Boero JJ. y H. Delpietro. 1970. El parasitismo de la fauna autóctona. VI. Los parásitos de murciélagos argentinos. *V Jornadas Internas de la Facultad de Ciencias Veterinarias. La Plata*: 75-82.
- Bonaventura SM., MJ. Piantanida y L. Gurini. 1992. Selección de hábitat en roedores cricétidos del Delta Bonaerense. *Acta Científica Venezolana* 43: 373-380.
- Boreham PFL. y RB. Atwell. 1988. *Dirofilariasis*. CRC Press. Boca Raton, Florida. 249pp.
- Brant S. y SL. Gardner. 1997. Two new species of *Litomosoides* (Nematoda: Onchocercidae) from *Ctenomys opimus* (Rodentia: Ctenomidae) on the altiplano of Bolivia. *Journal of Parasitology* 83: 700-705.
- Brant S. y SL. Gardner. 2000. Phylogeny of species of the genus *Litomosoides* (Nematoda: Onchocercidae): evidence of rampant host switching. *Journal of Parasitology* 86: 545-554.
- Brito A., P. Williams, G. Fontes y E. Rocha. 1997. A comparison of two Brazilian population of *Culex quinquefasciatus* (Say, 1823) from endemic and non endemic areas of infection with *Wuchereria bancrofti* (Cabbold, 1877). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 92: 33-36.
- Bucher EH. 1980. Ecología de la fauna chaqueña. Una revisión. *Ecosur, Argentina* 7: 111-159.
- Bulman GM., G. González, PE. Santamaria, FE. Pampillo, RR. Ambrústolo y CA. Fiel. 1989. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* mediante el test de Knott modificado en 1043 canes domésticos de la mesopotamia, Gran Bs. As. y Cap. Fed. (Argentina). *Veterinaria Argentina* 5: 144-151.
- Bush AO., KD. Lafferty, JM. Lotz y AW. Shistak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* revisited. *Journal of Parasitology* 83: 575-583.
- Caballero, E. 1939. A new filariid from mexican bats. *Transaction of the American Microscopical Society* 58: 4-7.
- Caballero, E. 1944. Una nueva especie del género *Litomosoides* y consideraciones acerca de los caracteres sistemáticos de las especies de este género. *Anuales del Instituto de Biología México* 15: 383-382.
- Caballero, E. 1947. Algunas filarias de mamíferos y de reptiles de las Repúblicas de Colombia y Panamá. *Anuales del Instituto de Biología México* 18: 169-188.
- Cabrera, AL. 1994. *Regiones fitogeográficas Argentinas*. Enciclopedia Argentina de Agricultura y Jardinería. Tomo II. Facículo 1. ACME S.A.C.I. Eds. Bs. As. 85pp.
- Cabrera, AL. y A. Willink. 1973. *Biogeografía de America Latina*. Washington D. C.: OEA. 120 pp.
- Comiskey N. y D. Wesson. 1995. *Dirofilaria* (Filarioidea: Onchocercidae) infection in *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) collected in Louisiana. *Journal of Medical Entomology* 32: 734-757.
- Crespo, J. 1982. Ecología de la comunidad de mamíferos del Parque Nacional Iguazú, Misiones. *Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia* 3: 45-162.

- Cueto RV., MJ. Piantanida y M. Gagnoni. 1995. Population demography of *Oxymycterus rufus* (Rodentia: Cricetidae) inhabiting a patchy environment of the delta of the Paraná River, Argentina. *Acta Theriologica* 40: 123-130.
- Chabaud AG. 1959. Phénomène d'évolution régressive des structures céphaliques et classification des nematodes spiruroidea. *Parassitologia* 1: 11-20.
- Chabaud AG. y O. Bain. 1976. La lignée *Dipetalonema*. Nouvel essai de classification. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 51: 365-397.
- Chabaud A.G. y O. Bain. 1994. The evolutionary expansion of the Spirurida. *International Journal of Parasitology* 24: 1179-1201.
- Chandler AC. 1931. New genera and species of nematodes worms. *Proceeding of the United States National Museum* 78: 1-11.
- Chitwood BG. 1938. Some nematodes from the caves of Yukatán. *Carnegie of the Institute of Washington Publications* 491: 51-66.
- Christensen BM. 1978. *Dirofilaria immitis*: Effect on the longevity of *Aedes trivittatus*. *Experimental Parasitology* 44: 116-123.
- Darsie RF. y CJ. Mitchell. 1985. The mosquitoes of Argentina. Parts I y II. *Mosquito Systematic* 17: 163-334.
- D'Elia G. 2003. Phylogenetics of sigmodontinae (Rodentia, Muroidea, Cricetidae), with special reference to the akodont group, and with additional comments on historical biogeography. *Cladistics* 19: 307-323.
- de Thoisy B., JC. Michel, I. Vogel, JC. Vié. 2000. A survey of hemoparasite infections in free-ranging mammals and reptiles in French Guiana. *Journal of Parasitology* 86: 1035-1040.
- Diagne M., G. Petit, P. Liot, J. Cabaret y O. Bain. 1990. The filarial *Litomosoides galizai* in mites; microfilarial distribution in the host and regulation of the transmission. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 65: 193-199.
- Diagne M., G. Petit, C. Seureau y O. Bain. 1989. Development of *Litomosoides galizai* in the mite vector. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 64: 478-488.
- Diaz-Ungria C. 1963. Nematodes parasites, nouveaux ou intéressants, du Venezuela. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 38: 893-914.
- Eberhard ML. 1982. *Dipetalonema (Dasypafilaria) averyi* subgen. et sp. n. (Nematoda: Filarioidea) from nine-banded armadillo, *Dasypus novemcinctus*. *Journal of Parasitology* 68: 325-328.
- Eberhard ML. y I. Campo-Aasen. 1986. *Acantocheilonema sabanicolae* n. sp. (Filarioidea: Onchocercidae) from the savanna armadillo (*Dasypus sabanicola*) in Venezuela, with comments on the genus *Acantocheilonema*. *Journal of Parasitology* 72: 245-248.
- Eisenberg JF. 1981. The mammalian radiations: An analysis of trends in evolution, adaptation, and behavior. Chicago: University of Chicago press.
- Eisenberg JF. 1989. Mammals of the neotropics. The northern neotropics. Panama, Colombia, Venezuela, Guyana, Suriname, French Guiana. Volume 1. University of Chicago Press, 449pp.
- Eisenberg JF., KH. Redford. 1999. Mammals of the neotropics. The central neotropics. Ecuador, Peru, Bolivia, Brazil. Volume 3. University of Chicago Press, 609pp.

- Engelmann GF. 1985. The phylogeny of the Xenarthra. *En Evolution and Ecology of Sloths, Anteaters and Armadillos*. GG Montgomery, Smithsonian Institution Press, Washington DC.: 51-64.
- Ernest CA. 1986. *Nectomys squamipes*. *Mammalian Species* 265: 1-5. Published by the American Society of Mammalogist.
- Esch GW. y JC. Fernández. 1993. A functional biology of parasitism. Ecological and evolutionary implications. Champan & Hall Eds. London. 337pp.
- Esslinger JH. 1973. The genus *Litomosoides* Chandler, 1931 (Filarioidea: Onchocercidae) in Colombian bats and rats. *Journal of Parasitology* 59: 225-246.
- Forrester DF. y JM. Kinsella. 1973. Comparative morphology and ecology of two species of *Litomosoides* (Nematoda: Filarioidea) of rodents in Florida, with a key to the species of *Litomosoides* Chandler, 1931. *International Journal for Parasitology* 3: 255-263.
- Galliari CA., UFJ. Pardiñas y FJ. Goin. 1996. Lista comentada de los mamíferos argentinos. *Mastozoología Neotropical* 3: 39-61.
- García JJ., RE. Campos y A. Maciá. 1994. Prospección de enemigos naturales de Culicidae (Diptera) de la Selva Marginal de Punta Lara. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias* 19: 209-216.
- Gardner SL. y GD. Schmidt. 1986. Two new species of *Litomosoides* (Nematoda: Onchocercidae) from pocket gophers (Rodentia: Geomyidae) in Colorado. *Systematic Parasitology* 8: 235-242.
- Gomes DC. y JJ. Vicente. 1984. Helmintos parásitos de *Nectomys squamipes* (Brants) do Município de Sumidouro, RJ. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 79: 67-73.
- Gracia-Rodrigo A. 1960. Contribución al estudio de los Filarioidea de quiroptera, con descripción de *Litomosoides caballeroi* n. sp. Tesis para optar por el título de doctor en Ciencias Veterinarias. Caracas: 1-8.
- Gregory RD. y TM. Blackburn. 1991. Parasite prevalence and host sample size. *Parasitology today* 7: 316-318.
- Guerrero R. y O. Bain. 2001. The new world filarial genus *Molinema* Freitas & Lent, 1939 (Nematoda: Onchocercidae), with a description of four species parasitizing in Echimyidae (Rodentia). *Systematic Parasitology* 48: 203-221.
- Guerrero R., C. Martín, SL. Gardner y O. Bain. 2002. New and known species of *Litomosoides* (Nematoda: Filarioidea): Important adult and larval characters and taxonomic changes. *Comparative Parasitology* 69: 177-195.
- Hershkovitz P. 1994. The description of a new species of South American Homicudo, or long-nose mouse, Genus *Oxymycterus* (Sigmodontinae, Muroidea), with critical review of the generic content. *Fieldiana* 79: 1-43.
- Hoffmann FG., EP. Lessa y MF. Smith. 2002. Systematics of *Oxymycterus* with a new species from Uruguay. *Journal of Mammalogy* 83: 408-420.
- Holanda JC., JJ. Vicente, RR. Brazil y O. de C. Bastos. 1985. Natural infection of *Holochilus brasiliensis nanus* by *Litomosoides carinii*. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 80: 121.
- Huggins EJ. 1951. A survey of the helminths and ectoparasites of roof and cotton rats in Brazos County, Texas. *The American Midland Naturalist* 46: 230-244.

- Jiménez-Quirós O. y G. Arroyo. 1960. Helminths of the Republic of Costa Rica. XV. Nematoda 3. Presence of *Litomosoides peñai* n. sp. in *Hemiderma perspicillatum aztecum* (Sausser, 1860). *Revista de Biología Tropical* 8: 63-67.
- Kelly JDBV. 1973. Detection and differentiation of microfilariae in canine blood. *Australian Veterinary Journal* 49: 23-27.
- Knight DH. 1987. Heartworm health disease. *Advances in Veterinary Science and common Medicine* 21: 107-149.
- Kravetz FOI. 1972. Estudio del régimen alimentario, periodos de actividad y otros rasgos ecológicos en una población de "ratón hocicudo" (*Oxymycterus rufus platensis* Thomas) de Punta Lara. *Acta Zoológica Lilloana* 29: 201-202.
- Kume S. y S. Itagaki. 1955. On the life cycle of *Dirofilaria immitis* in the dog as the final host. *British Veterinary Journal* 3: 16-24.
- Labarthe N., ML. Serrao, YF. Melo, SJ. de Oliveira y R Lourenco-de-Oliveira. 1998. Mosquito frequency and feeding habits in an enzootic canine dirofilariosis area in Niteroi, State of Rio de Janeiro, Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 93: 145-154.
- Lane, J. 1953. Neotropical Culicidae I y II. University of Sao Paulo, Brasil. 548pp.
- Lareschi M. 2000. Estudio de la Fauna ectoparásita (Acari, Phtiráptera y Siphonáptera) de roedores Sigmodontinos (Rodentia: Muridae) de Punta Lara, Pcia. De Buenos Aires. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. UNLP. 175pp.
- Lareschi M. y R. Mauri. 1998. Dermanysoidea. En Biodiversidad de artrópodos Argentinos. Una perspectiva biotaxonómica. JJ. Morrone y S. Coscarón eds. Ediciones Sur, Argentina: 581-590.
- Lareschi M., J. Notarnicola, G. Navone y PM. Linardi. 2003. Arthropod and Filarioid Parasites associated with wild rodents in the northeast marshes of Buenos Aires, Argentina. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 98: 673-677.
- Laurence BR. 1989. The global dispersal of bancroftian filariasis. *Parasitology* 5: 260-264.
- Lent H. y JF. Freitas. 1942. Contribuição ao conhecimento dos filariídeos de dasipodídeos. *Revista Brasileira de Biologia* 2: 275-280.
- Lindsey JR. 1961. Diagnosis of filarial infections in dogs I. Microfilarial surveys. *Journal of Parasitology* 47: 695-702.
- Lins de Almeida. 1936. Sobre parasito de Cheiroptera: *Litomosoides brasiliensis* Lins de Almeida, 1936 (Nematoda: Filariidae). *Revista del Departamento Nacional de Producción Animal* 3: 133-138.
- Linstow O. 1899. Nematoden aus der Berliner Zoologischen Sammlung. Kommission bei R. Friedländer & Sohn.
- Ludlam KM., LA. Jachowski y GF. Otto. 1970. Potential vectors of *Dirofilaria immitis*. *Journal of the American Veterinary and Medical Association* 157: 1351-1359.
- Maciá A., JJ. García y R. Campos. 1995. Bionomía de *Aedes albifasciatus* y *Aedes crinifer* (Diptera: Culicidae) y sus enemigos naturales en Punta Lara, Buenos Aires. *Neotrópica* 41: 43-50.
- Mancebo OA., AM. Russo, GM. Bulman, LL. Carabajal y VI. Villavicencio de Mancebo. 1992. *Dirofilaria immitis*: Características, prevalencia y diagnóstico de la dirofilariosis en la población

canina en áreas urbanas, suburbanas y rurales de la Prov. de Formosa (Argentina) y descripción de la enfermedad en el coatí común (*Nasua solitaria*). *Pet's* 8: 95-117.

- Manson P. 1881. On the periodicity of filarial migrations and from circulation. *Journal of the Quekett Microscopy Club* 6: 239-248.
- Maréchal P. 1995. Deux filaires du genre *Litomosoides* chez la souris blanche; régulation du développement. Thèse pour l'obtention du doctorat d'établissement. Muséum National d'Histoire naturelle, Paris.
- Maréchal P., L. Le Goff, G. Petit, M. Diagne, DW. Taylor y O. Bain. 1996. The fate of the filaria *Litomosoides sigmodontis* in susceptible and naturally resistant mice. *Parasite* 3: 25-31.
- Masi Pallares R. 1970. Contribución a filarídeos observados en el Paraguay, la *Dipetalonema anticlava* (Molin, 1858). *Revista Paraguaya de Microbiología* 5: 27-34.
- Massoia E. 1961. Notas sobre los Cricétidos de la Selva Marginal de Punta Lara (Mammalia, Rodentia). *Publicaciones del Museo Municipal de Ciencias Naturales y tradicional de Mar del Plata* 1: 115-134.
- Massoia E. 1970. Contribución al conocimiento de los mamíferos de Formosa con noticias de los que habitan en zonas vinateras. *IDIA. INTA* 276: 55-63.
- Massoia E. 1980. Mamalia de Argentina I: Los mamíferos silvestres de la provincia de Misiones, Iguazú. 1: 15-43.
- Mazza, S. 1928. *Filarideo* n. sp. de la cavidad peritoneal de la rata de los cañaverales de Tabacal, Salta. *4ta Reunión de la Sociedad Argentina de Parasitología Regional del Norte*: 628-632.
- Mazza S. y C. Anderson. 1925. Filarídeos 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., 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.
- Meyer P. y G. Milanta. 1997. Evolución explosiva de la filariasis canina en Argentina. Período 1982-1995. *Pet's* 13: 224-225.
- Miyazaki I. 1991. An illustrated book of helminthic zoonoses. International Medical Foundation of Japan, 320pp.
- Molin R. 1858. Versuch einer Monographie der Filarien. *Sitzungsberichte der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften* 28: 365-461.
- Moraes Neto AHA. y RM. Lanfredi. 1998. Prevalence of two species of *Litomosoides* (Nematoda: Filarioidea) parasites of *Akodon cursor* (Rodentia: Muridae) from southeastern Brazil. *Revista Brasileira de Biología* 57: 579-582.
- Moraes Neto AHA., RM. Lanfredi y W. De Souza. 1996. Emended description of *Litomosoides silvai* (Nematoda: Filarioidea) of *Akodon cursor* (Rodentia: Muridae). *Journal of Parasitology* 82: 988-991.
- Moraes Neto AHA., RM. Lanfredi y W. De Souza. 1997. *Litomosoides chagasfilhoi* sp. nov. (Nematoda: Filarioidea) parasitizing the abdominal cavity of *Akodon cursor* (Winge, 1887) Rodentia: Muridae from Brazil. *Parasitology Research* 83: 137-143.

- Morales G. y LA. Pino. 1987. Parasitología cuantitativa. Fundación Fondo Editorial Acta Científica Venezolana. Edificio Asovac, Fundavac, Caracas, Venezuela. 132pp.
- Moroney MJ. 1968. Hechos y Estadísticas. Eudeba. Buenos Aires. 440pp.
- Mourão ED., L. dos S Avilla y H. Lent. 2002. Redescricao de *Litomosoides brasiliensis* Almeida, 1936 (Nematoda: Filariidae) parasito de *Anoura caudifera* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 97: 495-499.
- Muller R. 1980. *Litomosoides barretti* n. sp. from the ashly opossum in Brazil (Nematoda: Filarioidea). *Revista Brasileira de Biología* 40: 81-83.
- Musser GG. y MD. Carleton. 1993. Family Muridae. Pp 501-756. *En Mammals species of the world. A taxonomic and geographic reference.* Wilson DE. y DA. Reeder eds. Smithsonian Institution Press Washington and London. 1207pp.
- Navone GT. 1983. Estudios parasitológicos en edentados argentinos. Tesis doctoral N° 423 de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de La Plata, UNLP.
- Navone GT. 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.
- Notarnicola J. y G. Navone. 2002. A new species *Litomosoides odilae* n. sp. (Nematoda: Onchocercidae) from *Oligoryzomys nigripes* (Rodentia: Muridae) in the rain forest of Misiones, Argentina. *Journal of Parasitology* 88: 967-971.
- Notarnicola J., O. Bain y G. Navone. 2000. Two new species of *Litomosoides* in sigmodontines (Rodentia: Muridae) from Río de la Plata marshland, Argentina. *Journal of Parasitology* 86: 1318-1325.
- Notarnicola J., O. Bain y G. Navone. 2002. *Litomosoides anguyai* n. sp. (Nematoda: Onchocercidae) from *Oxymycterus misionalis* (Rodentia: Muridae) from the rain forest of Misiones, Argentina. *Systematic Parasitology* 52: 129-135.
- Ochoterena I. y E. Caballero y Caballero. 1932. Filaria parasita de las ratas de campo, *Micropleura sigmodoni* spec. nov. *Annales del Instituto de Biología. Universidad Nacional de Mexico* 3: 123-125.
- O'Malley NA., CS. Venugopalan y MP. Crawford. 1985. Contractile response to histamine of isolated pulmonary artery strips from healthy and heartworm-infected dogs. *American Journal of Veterinary Research* 46: 1463-1467.
- Padilha TN. y MJ. de Faria. 1977. *Litomosoides silvai* n. sp. proveniente de Rato do Mato, *Akodon arviculoides* (Wagner) (Nematoda: Filarioidea). *Revista Brasileira de Biología* 37: 535-537.
- Perez VI. 1934. Notas sobre las especies de Filarioidea encontradas en Cuba. *Memorias de la Sociedad Cubana de Historia Natural "Felipe Poey"* 8: 55-60.
- Poulin R. 1998. Evolutionary ecology of parasites. From individuals to communities. Ed. Chapman and Hall. 212pp.
- Poulin R. y S. Morand. 2000. Parasite body size and interspecific variation in levels of aggregation among nematodes. *Journal of Parasitology* 86: 642-647.
- Price PW. 1980. Evolutionary Biology of Parasites. Priceston University Press, Priceston 237pp.

- Redford KH. y JK. Eisenberg. 1992. Mammals of the Neotropics. The Southern Cone. Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay. Volume 2. University of Chicago Press, 430pp.
- Rego AA. 1961. Sobre algunas especies do genero *Litomosoides* Chandler, 1931 (Nematoda: Filarioidea). *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz* 59: 1-9.
- Rodrigues SS. 1976. Contribuição ao estudo de *Litomosoides carinii* (Travassos, 1920) (Nematoda: Filarioidea). *Atas da Sociedade de Biologia* 18: 43-51.
- Rodríguez Vivas RI., JL. Domínguez Alpizar, FA. Solís Rodríguez y LAC. Galera. 1994. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en perros de la ciudad de Merida, Yucatán, México. *Veterinaria Mexicana* 25: 145-148.
- Russel RC. y MJ. Geary. 1992. The susceptibility of the mosquitoes *Aedes notoscriptus* and *Culex annulirostris* to infection with dogs heartworm *Dirofilaria immitis* and their vector efficiency. *Medical and Veterinary Entomology* 6: 154-158.
- Rutkowska MA. 1980. The helminthofauna of bats (Chiroptera) from Cuba. I. A review of nematodes and acanthocephalans. *Acta Parasitologica Polonica* 26: 153-186.
- Sandground JH. 1934. Description of a species of the filariid genus *Litomosoides* from *Glossophaga soricina* (Cheiroptera). *Annales and Magazine of the Natural History* Ser.10, 14: 595-599.
- Scott JA., EM. Mac Donald y B. Zerman. 1951. A description of the stages in the life cycle of the filarial worm *Litomosoides carinii*. *Journal of Parasitology* 37: 425-432.
- Sokal RR. y JF. Rohlf. 1979. Biometria. Principios y métodos estadísticos en la investigación biológica. Edit. Blume, Madrid. 832pp.
- Spratt DM. 1972. Aspects of the life-history of *Dirofilaria roemeri* in naturally and experimentally infected kangaroos, wallaroos and walabies. *International Journal of Parasitology* 2: 139-156.
- Spratt DM. y G. Varughese. 1975. A taxonomic revision of filarioid nematodes from Australasian marsupials. *Australian Journal of Zoology* Suppl. Ser. 35: 1-99.
- Taylor AER. 1960. The development of *Dirofilaria immitis* in the mosquito *Aedes aegypti*. *Journal of Helminthology* 34: 27-38.
- Theis JH., RG. Schwab, F. Stevens, CE. Franti y AK. Chawla. 1995. Canine filariasis in California. An educational monograph. Published by Merck Aguet, div Merch & Co., Inc. 102pp.
- Travassos L. 1919. *Filaria carinii* n. sp. *Revista de la Sociedad Brasileira de Ciencias* 3: 189-190.
- Travassos L., JFT. Freitas y H. Lent. 1939. Relatório da excursao científica do Instituto Oswaldo Cruz realizada na zona da Estrada de Ferro Noroeste do Brasil, em Outubro de 1938. II. Pesquisas helmintológicas. *Boletín Biológico* n. s., 4, 221-249.
- Vaz Z. 1934. *Ackertia* gen. nov. for *Litomosa burgosi* De la Barrera, 1926, with notes on the synonymy and morphological variation of *Litomosoides carinii* (Travassos, 1919). *Annales Tropical Medicine Parasitology* 28: 143-149.
- Vicente JJ., H. de Oliveira Rodríguez, D. Corrêa Gomes y RP. Pinto. 1997. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. *Revista Brasileira de Zoologia* 14: 1-452.
- Vogel H. y A. Gabaldon. 1932. *Vestibulosestaria*, eine neue Filariengattung aus Rattenarten. *Zentralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten*: 119-124.

- Wakasigi M. 1958. Studies on the filaria of the cotton rat, *Litomosoides carinii* (3): The morphology of the adult and microfilariae and their development in the rat mite, *Ornithonyssus bacoti*. *Japanese Journal of Parasitology* 7: 514-522.
- Wetzel RM. 1982. Systematic, distribution, ecology, and conservation of South American edentates. *Special Publication Pymatuning Laboratory of Ecology* 6: 345-375.
- Williams RW. 1945. The development of *Litomosoides carinii*, filariid parasite of the cotton rat in the tropical rat mite. *Science* 102: 482-483.
- Williams RW. 1948. Studies on the life cycle of *Litomosoides carinii*, filariid of the cotton rat, *Sigmodon hispidus littoralis*. *Journal of Parasitology* 34: 24-43.
- Wisnivesky C. 2003. Ecología y epidemiología de las infecciones parasitarias. Lur Eds. 398pp.
- Ziegler C., I. Käufer-Weiss y H. Zahner. 1991. On the pathogenesis of anaemia and leukopenia in filarial (*Litomosoides carinii*) infection of *Mastomys natalensis*. *Journal of Veterinary Medicine*, series 3, 38: 123-134.