

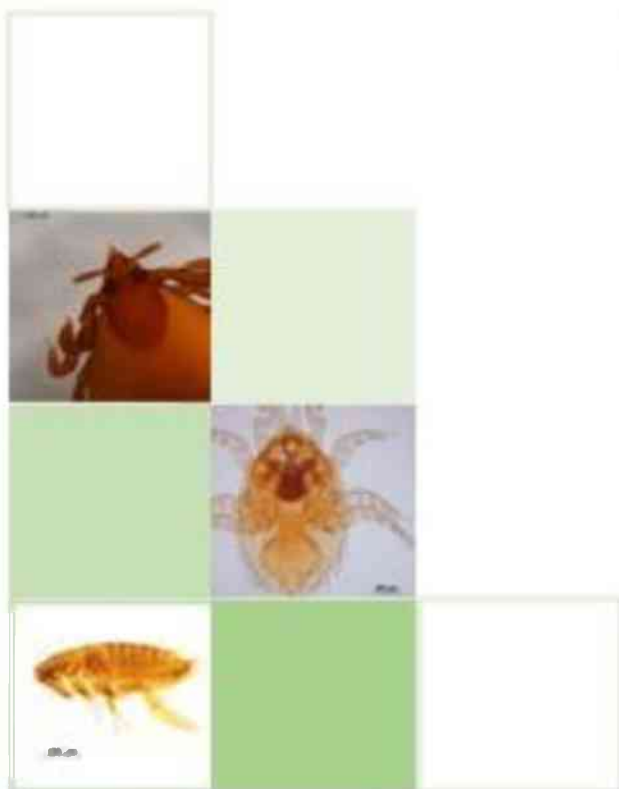


**Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Naturales y Museo**

**Eco-epidemiología de los ectoparásitos de roedores
silvestres (Cricetidae) y sinantrópicos (Muridae) en
la provincia de Buenos Aires**

Méd. Vet., Microbiólogo Mauricio E. Melis

Tesis presentada para optar por el título de
Doctor en Ciencias Naturales



**Directores: Dra. Marcela Lareschi
Dr. Santiago Nava**

2023

Agradecimientos

En primer lugar, quiero agradecer a la educación pública, libre y gratuita Argentina que me permitió formarme durante toda mi vida en instituciones de excelencia y sin costo alguno.

A la Universidad Nacional de La Plata, a la Facultad de Ciencias Naturales y Museo (UNLP) y a la Facultad de Ciencias Veterinarias (UNLP) por brindarme las herramientas que me permitieron crecer profesionalmente durante mi formación de grado y posgrado.

Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) por otorgarme una beca que permitió llevar adelante este trabajo.

A mis directores: la Dra. Marcela Lareschi y el Dr. Santiago Nava. A Marcela, quien, sin conocerme, me recibió e inició en el camino de la investigación, ayudándome en el día a día y brindándome el apoyo y herramientas indispensables que permitieron realizar esta tesis. De ella me llevo muchos aprendizajes, de los cuales destaco el aprender a trabajar con rigurosidad. A Santiago, quien siempre evacuó mis dudas de manera concisa y clara con la mejor predisposición, por sus consejos y orientación. ¡Gracias a ambos por la ayuda y la paciencia!

A mi familia, principalmente a mis padres Silvana y Gustavo que siempre me apoyaron para estudiar lo que me gusta, asegurándose de que nunca me falte nada en ningún momento de mi vida. A mis hermanos David y Cristian, a mis sobrinas Valentina y Martina y a mis tíos Jorge, Norma y Patricia.

A la memoria de mis abuelas Irma y Carmen y mi primo Matías, siempre los llevo conmigo.

A mis amigos del laboratorio: Katia, Mario, Vale y Mara que fueron pilares fundamentales para llevar adelante este trabajo. Esta tesis no se podría haber realizado sin sus consejos, momentos de catarsis, charlas, mates, cafés y, sobre todo, la amistad que me brindaron.

A mis amigos de la vida: Yesi, Eze, Mauri, Felipe, Juanma, Pedro, Facu, José, Nico, Magui, Oli, Coqui, Dami, Nacho. ¡Gracias por el aguante!

A las autoridades del CEPAVE, particularmente a las Dras. Graciela Navone, Victoria Micieli y Alda González.

A todo el personal de apoyo del CEPAVE. Particularmente al Lic. Carlos Galliari (Cailo) por la indispensable ayuda en la mayoría de los muestreos, identificación de los roedores, innumerables consejos y por compartir sus conocimientos. A los Dres. Walter Ferrari y Darío Balcazar por la invaluable ayuda en el laboratorio de Biología Molecular. También quiero agradecer a Jorge Barneche (el Rata) y al Dr. Guillermo Pannise por ayudarme con la mejor predisposición en muchos muestreos. A la Lic. Graciela Minardi por brindarme orientación en la parte estadística y a la Dcv. Laura Morote por ayudarme con las figuras.

Quiero agradecer muy especialmente al Lic. Luis Giambelluca y a su familia por abrirme las puertas de su casa para realizar numerosos muestreos.

A los chicos de administración del CEPAVE: Mica, Miguel, Cristian y muy especialmente a Gastón por la mano que me dio dentro y fuera del CEPAVE.

A los compañeros becarios e investigadores del CEPAVE por innumerables charlas y momentos compartidos: Nati, Vicki, Andrea S., Ailén, Melisa, Romina, Clara, Agustín, Lorena, Rosario, entre tantos otros.

Al personal del INTA Rafaela, aprendí muchísimo en cada visita realizada. En particular quiero agradecer por la ayuda y buena onda a Evelina Tarragona, María Noelia Saracho Bottero y Patrick Sebastián.

A la Lic. María Nazarena de Salvo y al Dr. Gabriel Cicuttin del Instituto de Zoonosis Luis Pasteur por permitirme realizar una pasantía en dicha institución.

Al Dr. Ulyses Pardiñas (IDEAus) por colaborar en la identificación de los roedores.

Al Prof. Enso Hugo Reinoso por contagiarme la pasión por la Microbiología y por ser un gran maestro.

A la Dra. A. Itatí Olivares del Museo de La Plata por el préstamo de trampas jaula para realizar los muestreos.

A la gente que desinteresadamente colaboró en la realización de los muestreos, en particular a Elena Senatori, Fernando Glenza y al personal de la Estación Experimental Ing. Agr. Julio Hirschhörn.

A la Dirección de Flora y Fauna del Ministerio de Desarrollo Agrario de la provincia de Buenos Aires por expedir los permisos que permitieron realizar las tareas de campo.

A Alexandra Elbakyan, todos estamos en deuda con ella.

La Pandemia de COVID-19 cambió al mundo hace casi tres años y realizar esta tesis, en este contexto tan difícil, fue un gran desafío, sin embargo, no fue nada en comparación al arduo trabajo realizado por aquellos que lucharon frente a frente contra este mal. Por ello, quiero agradecer muy humildemente al personal de Salud de mi país por la heroica lucha que dieron contra esta enfermedad.

Finalmente agradecer a toda la gente que ha participado de alguna u otra manera para que hoy pueda culminar con esta etapa en mi vida profesional. ¡A todos muchísimas gracias!

Índice

Abreviaturas y siglas.....	6
Índice de figuras	7
Índice de tablas.....	9
Resumen.....	12
Abstract.....	13
Capítulo I- Introducción general.....	16
1.1 Introducción general.....	17
1.2 Objetivos e Hipótesis.....	21
1.3 Relevancia de la investigación.....	22
Capítulo II: Metodología general.....	23
2.1 Caracterización del área de estudio.....	24
2.2 Sitios de Muestreo.....	27
2.3 Metodología de Muestreo.....	36
Capítulo III: Los ectoparásitos y los roedores del Gran La Plata.....	41
3.1 Introducción.....	42
3.2 Materiales y Métodos.....	47
3.3 Resultados.....	50
3.3.1 Ubicación sistemática de los ectoparásitos.....	52
3.3.2 Siphonaptera.....	54
3.3.3 Ixodida.....	64
3.3.4 Mesostigmata.....	67
3.4 Discusión.....	84
Capítulo IV: Aspectos ecológicos de los ectoparásitos de roedores silvestres y sinantrópicos del Gran La Plata.....	88
4.1 Introducción.....	89
4.2 Materiales y Métodos.....	94
4.3 Resultados.....	99
4.3.1 Descriptores a nivel de familia ectoparásita, hospedadores y localidades.....	101

4.3.2 Población componente.....	113
4.3.3 Comunidad componente.....	116
4.3.4 Influencia de distintas variables en la abundancia de los ectoparásitos.....	129
4.3.5 Relación entre el hematocrito y la abundancia parasitaria.....	131
4.4 Discusión.....	132
Capítulo V: Prospección de <i>Rickettsia</i> spp. en ectoparásitos de las familias Muridae y Cricetidae en el Gran La Plata.....	144
5.1 Introducción.....	145
5.2 Materiales y Métodos.....	151
5.3 Resultados.....	156
5.4 Discusión.....	163
Capítulo VI: Consideraciones finales y perspectivas futuras.....	168
Bibliografía.....	173
Anexo.....	202
Caracterización de los hospedadores.....	203

Abreviaturas y siglas

♀: Hembra.

♂: Macho.

A: Abundancia.

ADN: Ácido desoxirribonucleico.

AM: Abundancia media.

CEPAVE: Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores.

(D): Índice de Dominancia de Simpson.

DBP: Índice de Dominancia de Berger-Parker.

EDTA: Ethylenediaminetetraacetic acid - Ácido Etilen Diamino Tetraacético.

EEA: Estación experimental de Agronomía “Ing. Agr. Julio Hirschhörn”.

ETV: Enfermedades transmitidas por vectores.

Fig.: Figura.

gltA: Enzima citrato sintasa.

(H): Índice de Shannon-Wiener

HEP: Huerta ecológica de Pereyra.

IDEAus: Instituto de Diversidad y Evolución Austral.

IM: Intensidad media.

INTA: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.

(J): Equitatividad.

KOH: Hidróxido de potasio.

N: Número de individuos.

ompA: outer membrane protein A - proteína de membrana externa A.

ompB: outer membrane protein B – proteína de membrana externa B.

OMS: Organización Mundial de la Salud.

P: Prevalencia.

pb: pares de bases.

PCR: Polymerase Chain Reaction – Reacción en Cadena de la Polimerasa.

sp.: Especie.

UPGMA: Unweighted Pair Group Method Averages

ZBLB: Zona balnearia “La Balandra”

ZSUA: Zona semiurbana de Arana.

Índice de figuras

Fig. 1: Región central de la República Argentina destacando a la provincia de Buenos Aires. Recuadro: Gran La Plata (área de estudio).

Fig. 2: Mapa del Gran La Plata indicando con rojo los sitios de muestreo. Las referencias numéricas se detallan más adelante.

Fig. 3: Sitio de muestreo: Calle 143 y Diagonal 630, Arana (ZSUA).

Fig. 4: Sitio de muestreo: Centro Comunitario de Extensión Universitaria N°10 “Parque Pereyra”-Huerta “Santa Elena” (HEP).

Fig. 5: Sitio de muestreo: Balneario “La Balandra” (ZBLB).

Fig. 6: Sitio de muestreo: Estación Experimental Ing. Agr. Julio Hirschhorn (EEA).

Fig. 7: Sitios de muestreo para roedores sinantrópicos.

Fig. 8: Trampas Sherman numeradas y colocadas en el sitio de muestreo.

Fig. 9: Etapa de procesamiento de roedores a campo.

Fig. 10: Etapa de procesamiento de roedores a campo (toma de medidas corporales).

Fig. 11: Signos de presencia de roedores (heces) tomado como parámetro para colocar las trampas.

Fig. 12: Morfología general de un sifonáptero A) Vista lateral de una hembra B) Esternito VIII y IX (macho) C) Aedeagus (macho). (B y C adaptadas de Smit, 1987).

Fig. 13: Morfología general de una garrapata de la familia Ixodidae: A) Vista ventral; B) Vista dorsal. Adaptada de Barker y Walker (2012).

Fig. 14: Morfología general de ácaros del orden Mesostigmata: A) Vista ventral. Adaptada de Moreno et al. (2012). B) Vista dorsal. Adaptado de Savchenko & Lareschi, 2019.

Fig. 15: Preparación de pulgas para su observación al microscopio óptico. A) muestras procedentes del campo; B) KOH 10%; C) Soluciones de alcohol de concentraciones crecientes; D) Eugenol; E) Montaje en bálsamo de Canadá; F) Observación en microscopio óptico.

Fig. 16: Preparación de ácaros para su observación al microscopio óptico. A) muestras procedentes del campo; B) Aclaramiento en Lactofenol C) Montaje en medio de Hoyer D) observación en microscopio óptico.

Fig. 17: Número de ejemplares de cada especie hospedadora capturados en este estudio. *O.r.*= *Oxymycterus rufus*; *A. a.*= *Akodon azarae*; *O. f.*= *Oligoryzomys flavescens*; *C. l.*= *Calomys laucha*; *O. n.*= *Oligoryzomys nigripes*; *R. n.*= *Rattus norvegicus*; *D. k.*= *Deltamys kempi*; *R. r.*= *Rattus rattus*; *H.b.*= *Holochilus brasiliensis*; *M. m.*= *Mus musculus*.

Fig. 18: *Polygenis (Neopolygenis) atopus*: A) Vista general (macho) B) Región anterior C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

Fig. 19: *Polygenis (Polygenis) axius axius*. A) Vista general B) Región anterior C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

Fig. 20: *Polygenis (Neopolygenis) massoi*. A) Vista general (macho) B) Detalle de la fractura de mesocoxa completa (flecha). C) Detalle de la genitalia del macho.

Fig. 21: *Polygenis (Polygenis) platensis*. A) Vista general (hembra) B) Región anterior C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

Fig. 22: *Craneopsylla minerva minerva*. A) Vista general (macho) B) Región anterior característica C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

Fig. 23: *Ctenocephalides felis*. A) Vista general (hembra) B) Región anterior característica C) Detalle de la genitalia de la hembra.

Fig. 24: *Ixodes loricatus*. A) Ninfa vista dorsalmente; B) Ninfa vista ventralmente C) y D) Detalle del gnatosoma E) Larva vista dorsalmente F) Larva vista ventralmente.

Fig. 25: *Amblyomma triste*. Hembra A) Vista dorsal B) Vista ventral.

Fig. 26: *Laelaps echidninus*. Vista general (hembra).

Fig. 27: *Laelaps mazzai*. A) Vista general (hembra) B) Vista general (macho).

Fig. 28: *Laelaps manguinhos*. Vista general (hembra).

Fig. 29: *Laelaps galliarum*: Vista general (hembra).

Fig. 30: *Laelaps scapteromyos*. Vista general (hembra)

Fig. 31: *Laelaps paulistanensis*. Vista general (hembra).

Fig. 32: *Laelaps schatzi*. Vista general (hembra).

Fig. 33: *Gigantolaelaps wolffsohni*. Vista general (hembra).

Fig. 34: *Mysolaelaps microspinosus*. Vista general (hembra).

Fig. 35: *Androlaelaps fahrenheit*. A) Vista general (hembra); B) Vista general (macho).

Fig. 36: *Androlaelaps azarae*. A) Vista general (hembra) B) Vista general (macho).

Fig. 37: *Ornithonyssus bacoti*. A) Vista general (hembra) B) Vista general (ninfa).

Fig. 38: Número de individuos de cada especie hospedadora parasitados y no parasitados.

Fig. 39: Prevalencia de cada taxa superior de ectoparásito asociado a cada especie hospedadora. *O.r.*= *Oxymycterus rufus*; *A. a.*= *Akodon azarae*; *O. f.*= *Oligoryzomys flavescens*; *C. l.*= *Calomys laucha*; *O. n.*= *Oligoryzomys nigripes*; *R. n.*= *Rattus norvegicus*. Entre paréntesis se indica el número de hospedadores analizados.

Fig. 40: Dendograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en cada localidad.

Fig. 41: Dendograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en las localidades en donde se distribuyó *Oxymycterus rufus*.

Fig. 42: Dendograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en las localidades en donde se distribuyó *Akodon azarae*.

Fig. 43: Dendograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en las localidades en donde se distribuyó *O. flavescens*.

Fig. 44: Gráfico de correlación (con elipse de 95%) entre el peso de *O. flavescens* y la abundancia de *G. wolffsohni*.

Fig. 45: Trabajo en el laboratorio de Biología Molecular. A) y B) Cabina de flujo laminar tipo II; C) Tubo de microcentrífuga con solución para extracción de ADN; D) Termocicladores; E) Cuba de Electroforesis; F) Geles sembrados con muestras positivas.

Fig. 46: Árbol de máxima verosimilitud a partir de secuencias parciales del gen *gltA*. En negrita se resaltan las secuencias de *gltA* obtenidas en este estudio. Se indica especie bacteriana, especie de artrópodo de donde se aisló la bacteria, hospedador de este y lugar de procedencia (en los casos donde la información está disponible). Los números representan el soporte de bootstrap a partir de 1000 repeticiones. Entre paréntesis: código de acceso de Genbank.

Fig. 47: Árbol de máxima verosimilitud a partir de secuencias parciales del gen *ompB*. Con negrita se resaltan las secuencias de *ompB* obtenidas en este estudio. Se indica especie bacteriana, especie de artrópodo de donde se aisló la bacteria, hospedador de este y lugar de procedencia (en los casos donde la información está disponible). Los números representan el soporte de bootstrap a partir de 1000 repeticiones. Entre paréntesis: código de acceso de Genbank.

Fig. 48: Árbol de máxima verosimilitud a partir de secuencias parciales del gen *ompA*. Con negrita se resaltan las secuencias de *ompA* obtenidas en este estudio. Se indica especie bacteriana, especie de artrópodo de donde se aisló la bacteria, hospedador del mismo y lugar de procedencia (en los casos donde la información está disponible). Los números representan el soporte de bootstrap a partir de 1000 repeticiones. Entre paréntesis: código de acceso de Genbank.

Fig. 49: Algunos de los roedores capturados en este estudio. A) *Oligoryzomys flavescens*, B) *O. nigripes*, C) *Oxymycterus rufus*, D) *Scapteromys aquaticus*, E) *Akodon azarae*, F) *Deltamys kempi* (A, B, C, D E: R. Robles).

Índice de tablas

Tabla 1: Mes y año de realización de cada muestreo marcado con “X”. ZSUA: zona semiurbana de Arana; HEP: Huerta ecológica de Pereyra; ZBLB: zona balnearia La Balandra; EEA= Estación experimental de Agronomía; R.P. 1= Residencia particular n°1; R.P. 2= Residencia particular n°2; R.P. 3= Residencia particular n°3; R.P. 4= Residencia particular n°4; R.P. 5= Residencia particular n°5; H.E FCV= Hospital Escuela de la Facultad de Ciencias Veterinarias.

Tabla 2: Número de roedores de cada especie capturado en cada sitio de muestreo.

Tabla 3: Especies ectoparásitos identificados cada especie de hospedadora.

Tabla 4: Número de hospedadores de cada especie y sexo discriminado por categoría reproductiva.

Tabla 5: Número de ectoparásitos (N), Prevalencia (P), Abundancia media (AM) e Intensidad media (IM) de cada especie parásita colectada en el Gran La Plata en el transcurso de este estudio, independientemente de la especie hospedadora.

Tabla 6: Número de ectoparásitos (N), Prevalencia (P), Abundancia media (AM) e Intensidad media (IM) de cada familia de ectoparásitos asociados a los roedores sigmodontinos del Gran La Plata en el transcurso de este estudio.

Tabla 7: Resultados que mostraron diferencias significativas a nivel de familia ectoparásita en los descriptores analizados, indicando la direccionalidad de dichas diferencias.

Tabla 8: Resultados que mostraron diferencias significativas en los ectoparásitos de los distintos hospedadores indicando la direccionalidad de dichas diferencias.

Tabla 9. Resultados de Prevalencia (P), Abundancia Media (AM) e Intensidad Media (IM) en cada especie ectoparásita y en cada hospedador del Gran La Plata (*O.r*= *Oxymycterus rufus*; *A.a* = *Akodon azarae*; *O.fl*= *Oligoryzomys flavescens*; *S. a* *Scapteromys aquaticus*; *Ca. l*= *Calomys laucha*; *O. ni*. = *Oligoryzomys nigripes*).

Tabla 9 (Continuación) Resultados de Prevalencia (P), Abundancia Media (AM) e Intensidad Media (IM) en cada especie ectoparásita y en cada hospedador del Gran La Plata. (*D. k.*=*Deltamys kempi*; *H.br.* = *Holochilus brasiliensis*; *R.nor.* = *Rattus norvegicus*; *R. rat.* = *Rattus rattus*).

Tabla 10: Diferencias significativas entre los descriptores de distintos ectoparásitos en cada sexo de cada hospedador, indicando la direccionalidad de dichas diferencias.

Tabla 11. N, P, AM e IM de cada ectoparásito en el sexo de cada hospedador.

Tabla 12: Diferencias significativas entre descriptores entre distintas localidades, indicando la direccionalidad de estas.

Tabla 13: N, P, AM, IM de cada ectoparásito en cada localidad (se excluye a los ectoparásitos especialistas).

Tabla 14: Diferencias significativas entre los descriptores analizados entre distintas localidades, indicando la direccionalidad de estas.

Tabla 15: N, P, AM e IM de las especies de ectoparásitos en cada especie hospedadora y localidad en estudio.

Tabla 16: Comunidad componente. P, AM, e IM de cada orden de ectoparásitos por hospedador.

Tabla 17: Descriptores a nivel de comunidad componente para cada hospedador. Riqueza, NTP: número total de parásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker. *O.r*= *Oxymycterus rufus*; *A. a.* = *Akodon azarae*; *O. f.*= *Oligoryzomys flavescens*; *C. l.*= *Calomys laucha*; *O. n.* = *Oligoryzomys nigripes*.

Tabla 18: Diferencias entre comunidades componentes entre distintos hospedadores respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

Tabla 19: Diferencias entre comunidades componentes entre distintos hospedadores respecto del índice de Dominancia de Simpson (D).

Tabla 20: Riqueza específica, N: número total de parásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las distintas localidades.

Tabla 21: Diferencias entre comunidades componentes entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

Tabla 22: Diferencias entre comunidades componentes entre las localidades en estudio respecto del Índice de dominancia de Simpson (D).

Tabla 23: Riqueza específica, N: número total de ectoparásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las localidades donde se capturó a *O. rufus*.

Tabla 24: Diferencias entre comunidades componente de *Oxymycterus rufus* entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

Tabla 25: Diferencias entre comunidades componente de *Oxymycterus rufus* entre las localidades en estudio respecto del índice de Simpson.

Tabla 26: Riqueza específica, N: número total de ectoparásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las localidades donde se capturó a *A. azarae*.

Tabla 27: Diferencias entre comunidades componente de *A. azarae* entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

Tabla 28: Diferencias entre comunidades componente de *A. azarae* entre las localidades en estudio respecto del índice de Simpson.

Tabla 29: Riqueza específica, N: número total de parásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las localidades donde se capturó a *O. flavescens*.

Tabla 30: Diferencias entre comunidades componentes de *O. flavescens* entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

Tabla 31: Diferencias entre comunidades componentes de *O. flavescens* entre las localidades en estudio respecto del índice de Simpson.

Tabla 32: Rango de hematocrito obtenido en cada especie hospedadora y número de individuos analizados en cada especie. N= número de hospedadores analizados.

Tabla 33: Cebadores utilizados para la detección de *Rickettsia* spp. *PCR Real-time. Entre paréntesis se indica el tamaño del producto de PCR en pares de bases.

Tabla 34: Ectoparásitos analizados en este estudio señalando su procedencia, forma de procesamiento y cantidad de muestras analizadas en cada especie.

Tabla 35: Muestras positivas halladas en este estudio y especie de *Rickettsia* identificada. Se indica el código de acceso de Genbank para cada muestra depositada.

Resumen

En el presente trabajo de tesis doctoral se abordaron aspectos taxonómicos y ecológicos de ectoparásitos de roedores silvestres y sinantrópicos del Gran La Plata, noreste de la provincia de Buenos Aires, Argentina y se analizó la posible importancia de estos en el ciclo enzoótico de bacterias del género *Rickettsia*. En el transcurso del estudio se capturaron 11 especies de roedores: *Akodon azarae*, *Oxymycterus rufus*, *Oligoryzomys flavescens*, *O. nigripes*, *Scapteromys aquaticus*, *Calomys laucha*, *Deltamys kempfi*, *Holochilus brasiliensis*, *Rattus norvegicus*, *R. rattus* y *Mus musculus*. De un total de 373 roedores capturados se colectaron 3899 ectoparásitos que incluyeron a 12 taxones de ácaros del orden Mesostigmata (*Androlaelaps fahrenheitzi*, *A. azarae*, *Gigantolaelaps wolffsohni*, *Mysolaelaps microspinosus*, *Ornithonyssus bacoti*, *Laelaps manguinhos*, *L. schatzi*, *L. paulistanensis*, *L. mazzai*, *L. galliarii*, *L. scapteromyos* y *L. echidninus*); 6 taxones del orden Siphonaptera: *Polygenis (Neopolygenis) atopus*, *Polygenis (Polygenis) axius axius*, *P. (P.) platensis*, *P. (N.) massoi*, *Craneopsylla minerva minerva*, *Ctenocephalides felis* y 2 taxones del orden Ixodida: *Ixodes loricatus* y *Amblyomma triste*. Para cada taxon se presentó una caracterización morfológica, considerando su distribución geográfica general y en particular en Argentina y registros hospedatorios previos.

Los ácaros Mesostigmata presentaron mayor riqueza específica en relación con los ixodidos y sifonápteros. *Androlaelaps fahrenheitzi* fue la especie con más amplia distribución hospedatoria estando presente en 7 especies de roedores (*A. azarae*, *O. rufus*, *S. aquaticus*, *O. flavescens*, *O. nigripes*, *C. laucha* y *H. brasiliensis*). En cuanto a los sifonápteros *P. (N.) atopus* fue la especie que presentó mayor distribución hospedatoria hallándose en 6 especies de roedores (*A. azarae*, *O. rufus*, *S. aquaticus*, *O. flavescens* y *D. kempfi*).

En este estudio se registraron nuevas asociaciones particularmente en sifonápteros (*P. platensis* y *P. a. axius*) e ixodidos (*I. loricatus*). En el análisis ecológico se evidenció que el 86,5 % de los roedores estuvo parasitado y que todas las especies hospedadoras presentaron ectoparásitos excepto *M. musculus*.

Considerando los sitios de muestreo en forma conjunta, los ácaros fueron significativamente más prevalentes (P=82,4%) respecto de los sifonápteros (P=22%) ($p < 0,0001$) e ixodidos (P=3,5%) ($p < 0,0001$). Las especies *O. flavescens* y *O. nigripes* tuvieron

las mayores riquezas específicas (S=9). En *O. flavescens* seis especies correspondieron a ácaros Mesostigmata (97,2%), dos a sifonápteros (2,3%) y se identificó una sola especie de Ixodido (0,4%). En *O. nigripes*, seis especies correspondieron a ácaros Mesostigmata (95,8%) y tres a sifonápteros (4,2%). Al analizar distintos factores que pueden afectar a la distribución de los ectoparásitos, se observó que la especie hospedadora es un factor que afecta en forma notoria a la distribución de algunas especies de ácaros, siendo su efecto menos marcado en sifonápteros e ixodidos.

En este trabajo se evaluó la infección por bacterias del género *Rickettsia* en ectoparásitos colectados en roedores silvestres y sinantrópicos en el Gran La Plata. No se halló infección rickettsial en los ácaros Mesostigmata colectados en este estudio. Se reporta por primera vez a *R. felis* en sifonápteros de la familia Rhopalopsyllidae en Argentina representado por hallazgos en *P. (P.) a. axius* y *P. (N.) atopus*. Adicionalmente, se evidenció por primera vez la presencia de un organismo rickettsial en pulgas de la familia Stephanocircidae en Argentina, representado por el hallazgo de *R. felis* en la especie *C. m. minerva*. Asimismo, en 3 ninfas de la especie *I. loricatus* se identificó a la bacteria *R. bellii*. La importancia sanitaria de las bacterias detectadas actualmente está en discusión dado que poseen muchos aspectos de sus ciclos biológicos sin dilucidar.

Los resultados de este estudio contribuyen ampliando los conocimientos en relación con la ecología y diversidad de ectoparásitos, como así también a la eco-epidemiología de los ectoparásitos de roedores silvestres y sinantrópicos del Gran La Plata.

Abstract

In the present doctoral thesis study, taxonomic and ecological aspects of ectoparasites of wild and synanthropic rodents in Gran La Plata, in the northeastern region of the Province of Buenos Aires, Argentina, were addressed, so as the possible importance in these arthropods in the enzootic cycle of *Rickettsia* spp. During this study, 11 species of rodents were captured: *Akodon azarae*, *Oxymycterus rufus*, *Oligoryzomys flavescens*, *O. nigripes*, *Scapteromys aquaticus*, *Calomys laucha*, *Deltamys kempii*, *Holochilus brasiliensis*, *Rattus norvegicus*, *R. rattus* and *Mus musculus*. Out of a total of 373 captured rodents, 3,899 ectoparasites were collected, including 12 mite taxa of the order Mesostigmata (*Androlaelaps fahrenheitsi*, *A. azarae*, *Gigantolaelaps wolffsohni*, *Mysolaelaps microspinosus*,

Ornithonyssus bacoti, *Laelaps manguinhos*, *L. schatzi*, *L. paulistanensis*, *L. mazzai*, *L. galliarii*, *L. scapteromyos* and *L. echidninus*); 6 taxa of the order Siphonaptera: *Polygenis* (*Neopolygenis*) *atopus*, *Polygenis* (*Polygenis*) *axius axius*, *P. (P.) platensis*, *P. (N.) massoi*, *Craneopsylla minerva minerva*, *Ctenocephalides felis* and 2 taxa of the order Ixodida: *Ixodes loricatus* and *Amblyomma triste*. For each taxon, a morphological characterization was presented, considering its general geographic distribution, particularly in Argentina. Also, previous host records were included.

Mesostigmata mites showed higher specific richness in relation to ticks and fleas. *Androlaelaps fahrenheitsi* was the species with the widest host distribution, being present in 7 species (*A. azarae*, *O. rufus*, *S. aquaticus*, *O. flavescens*, *O. nigripes*, *C. laucha* and *H. brasiliensis*). Regarding the fleas, *P. (N.) atopus* was the species with the greatest host distribution, being found in 6 species (*A. azarae*, *O. rufus*, *S. aquaticus*, *O. flavescens* and *D. kempfi*).

In this study, new associations were recorded, particularly in fleas (*P. platensis* and *P. a. axius*) and ticks (*I. loricatus*). The ecological analysis showed that 86.5% of the rodents were parasitized and that all the host species were associated with ectoparasites except *M. musculus*.

Considering the sampling sites together, mites were significantly more prevalent (P=82,4%) compared to fleas (P=22%) ($p < 0,0001$) and ticks (P=3,5%) ($p < 0,0001$). The species *O. flavescens* and *O. nigripes* had the highest richness (S=9). In *O. flavescens*, six species corresponded to Mesostigmata mites (97,2%), two were fleas (2,3%) and one tick species (0,4%). In *O. nigripes*, six species corresponded to Mesostigmata mites (95,8%) and three species were fleas (4,2%). When different factors that can affect the distribution of ectoparasites were analyzed, it was observed that the host species is a factor that notoriously affects the distribution of some species of mites. Its effect is less marked in fleas and ticks.

In this work, infection by bacteria of the *Rickettsia* genus in ectoparasites collected in wild and synanthropic rodents in Greater La Plata was evaluated. No rickettsial infection was found in Mesostigmata mites collected in this study. Here in, *R. felis* is reported for the first time in fleas of the Rhopalopsyllidae family, parasitic on rodents of the Cricetidae family in Argentina, represented by findings in *P. (P.) a. axius* and *P. (N.) atopus*. Additionally, the

presence of a rickettsial organism in fleas of the Stephanocircidae family in Argentina was evidenced for the first time, represented by the finding of *R. felis* in the species *C. m. minerva*. Moreover, in 3 nymphs of the species *I. loricatus*, the bacterium *R. bellii* was identified.

The sanitary importance of the bacteria detected is currently under discussion since many aspects of their biological cycles remain unclear.

The results of this study contribute to expanding knowledge regarding the ecology and diversity of ectoparasites, as well as the eco-epidemiology of ectoparasites of wild and synanthropic rodents of Gran La Plata.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN GENERAL



1.1 Introducción general

El parasitismo es un modo de vida en el cual un organismo, denominado parásito, depende de otro, denominado hospedador, obteniendo algún beneficio de este último. Este modo de existencia es uno de los más comunes a nivel mundial e implica una asociación estrecha entre dos organismos. El parasitismo está muy difundido entre todos los organismos, y por ello existe una gran biodiversidad de parásitos a nivel mundial (Poulin, 2007).

Existen numerosas formas de clasificar a los parásitos y en ese sentido, una de las más comunes es por el sitio donde ejercen su actividad parásita. Así, los ectoparásitos son aquellos que se ubican preferentemente en el tegumento del hospedador, aunque también pueden encontrarse por debajo de este o en el interior de los oídos y fosas nasales, pero nunca en cavidades corporales como en el caso de los endoparásitos (Marshall et al., 1981; Morand et al., 2006). Los ectoparásitos aquí estudiados se ubican en el Phylum Arthropoda, el cual posee la mayor diversidad específica del Reino Animalia y abarca a más de 1.5 millones de especies de las cuales cerca del 80% corresponden a la clase Insecta. Asimismo, la clase Arachnida, cuenta con más de 120.000 especies donde predominan los ácaros (Arachnida: Acari) (aproximadamente 50% de las especies de esta clase) y las arañas (Arachnida: Aranae) (aproximadamente 45% de las especies de esta clase) (Zhang, 2013; Pollack et al., 2017).

Los artrópodos se caracterizan por tener metamería heterónoma con presencia de tagmas. El exoesqueleto está compuesto por quitina y presentan apéndices articulados adaptados para cumplir diferentes funciones (antenas, palpos, quelíceros, etc.) (Strandtmann & Wharton, 1958; Marshall et al., 1981).

Los artrópodos ectoparásitos se alimentan de la sangre, líquidos tisulares o descamaciones de la piel del hospedador pudiendo provocar irritación e inflamación local o una pérdida significativa de sangre cuando un hospedador es atacado por un número importante de ectoparásitos hematófagos (Jongejan & Uilemberg, 2004; Pages et al., 2010; McNair, 2015; Pollack et al., 2017).

Otro efecto notable producto del parasitismo por artrópodos son las reacciones de hipersensibilidad que puede presentar el hospedador al tomar contacto con antígenos presentes en la saliva o materia fecal de los ectoparásitos. En algunas ocasiones, también

pueden producirse manifestaciones sistémicas de mayor gravedad como son las reacciones anafilácticas o la parálisis nerviosa (Jongejan & Uilemberg, 2004; Sonenshine & Roe, 2013; Retzinger & Retzinger, 2020).

Los ectoparásitos también pueden actuar como hospedadores intermediarios de otros parásitos. Esta característica se observa particularmente en sifonápteros, donde especies de los géneros *Pulex* o *Ctenocephalides* actúan como hospedadores de cestodes como *Dipylidium caninum* e *Hymenolepis* sp., los cuales pueden afectar a animales y humanos (Dobler & Pfeffer, 2011).

Una de las características más relevantes de los ectoparásitos, desde el punto de vista sanitario, es la capacidad de algunos de ellos de actuar como vectores de microorganismos patógenos. Este punto se analizará más detalladamente en el Capítulo V.

La colonización exitosa de un hospedador depende de la probabilidad de un ectoparásito de encontrar a uno adecuado. Algunos ectoparásitos utilizan tácticas para facilitar este encuentro, por ejemplo, algunas especies ocupan los microhábitats de un hospedador potencial para subsecuentemente poder colonizarlo con mayor eficacia (Combes, 1991; Bitam et al., 2010; Sonenshine & Roe, 2013).

En cuanto a la composición de las comunidades de ectoparásitos, esta varía entre hospedadores, el ambiente donde este se encuentra o la estación del año (Krasnov et al., 1997, 2004, 2008, 2009; Lareschi & Krasnov, 2010). Numerosos estudios han demostrado que la abundancia de ectoparásitos se asocia fuertemente con la especie del hospedador. En relación a lo anterior, las asociaciones parásito-hospedador son el resultado de procesos evolutivos y ecológicos, dado que los hospedadores pueden reaccionar de manera diferencial en la interacción con los parásitos. Por ejemplo, el sexo, edad, morfología y comportamiento de los hospedadores pueden influir en sus poblaciones de ectoparásitos (Marshall, 1981; Krasnov, 2008; Lareschi & Krasnov, 2010). Asimismo, múltiples estudios mencionan que cambios sutiles en parámetros ambientales tales como la temperatura o la humedad relativa, afectan la distribución y la abundancia relativa de los ectoparásitos. El efecto de estos parámetros se observó particularmente en pulgas (Marshall, 1981; Krasnov et al., 2001; Gómez-Díaz et al., 2008; Lareschi & Krasnov, 2010). Esto se abordará con mayor profundidad en el Capítulo IV.

Por otra parte, Rodentia es el orden de mamíferos con mayor número de especies a nivel mundial y dichas especies se encuentran frecuentemente asociados a ectoparásitos. La gran diversidad global de especies de roedores y de los ectoparásitos asociados a ellos, da como resultado un amplio rango de asociaciones parásito-hospedador (Liljeström & Lareschi, 2002; Polop et al., 2013; Patton et al., 2015). En relación a esto, los ectoparásitos de roedores incluyen taxones superiores cuyas especies son muy heterogéneas respecto de su biología y ecología, variando, por ejemplo, en su comportamiento alimenticio e incluso algunas especies son parásitas sólo en algunos estadios de su desarrollo (Kim, 1985; Guglielmone et al., 2005; Morand et al., 2006; Krasnov, 2008).

Los estudios de las comunidades componentes de ectoparásitos de roedores no son muy abundantes a nivel mundial, aunque se encuentran numerosos estudios en Latinoamérica. En Argentina, las investigaciones se centraron en la zona de la ribera del Río de La Plata (p. ej. Lareschi, 1996, 2004; Lareschi & Krasnov, 2010; Colombo et al., 2014) y fueron complementadas con pesquisas realizadas en el norte del país (p. ej. Lareschi et al., 2006 a, 2019).

Los ectoparásitos más comunes de roedores son los ácaros (Acari: Mesostigmata), las pulgas (Insecta: Siphonaptera), las garrapatas (Acari: Ixodida) y los piojos (Insecta: Phthiraptera). La especificidad por el hospedador es variable en los distintos órdenes, incluso entre especies, dado que un número importante de ellos son especie-específicos (p. ej. en la mayoría de los Phthiraptera), mientras que otros presentan un amplio rango de hospedadores (p. ej. La pulga *Polygenis axius axius* fue reportada en múltiples hospedadores) (Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2003, 2006; Nava et al., 2017). Aspectos biológicos y taxonómicos de estos grupos se abordarán en el Capítulo III.

Como se mencionó, los estudios de las comunidades de ectoparásitos de roedores en Argentina son más numerosos en la zona de la ribera del Río de La Plata, sin embargo, estos estudios se realizaron con un enfoque sistemático y/o ecológico y no abordaron la importancia de estos como posibles vectores de microorganismos patógenos. Con relación a esto, el conocimiento de los ectoparásitos como vectores en Argentina es escaso. Los estudios en este sentido se centran mayormente en las garrapatas como transmisoras de microorganismos rickettsiales, con registros principalmente en el norte de Argentina, no

obstante, existen casos clínicos de Rickettsiosis reportados en humanos en la provincia de Buenos Aires. Asimismo, los estudios en ácaros como vectores son nulos para la Argentina y en pulgas se limitan al noreste del país y a la Patagonia (p. ej. Romer et al., 2014; 2020; Cicuttin et al., 2017; Nava et al., 2017; Villalba Apestegui et al., 2018; Urdapilleta et al., 2021, 2022).

La región del Gran La Plata reúne una serie de características que hacen que esta sea un área interesante para estudios eco-epidemiológicos de las comunidades de ectoparásitos de los roedores, al ser uno de los aglomerados urbanos más grandes de la provincia de Buenos Aires (INDEC, 2023). Adicionalmente, el hecho de que recientemente se detectó un caso humano de Fiebre Manchada por *Rickettsia parkeri* en esta región (Villalba Apestegui et al, 2018, Romer et al., 2020), provoca la necesidad de centralizar el estudio de los posibles vectores artrópodos que pueden encontrarse en el Gran La Plata y, en ese sentido, los ectoparásitos de roedores deben considerarse como hospedadores relevantes de estos, lo que es un objetivo planteado en esta tesis. La infección de los ectoparásitos aquí estudiados con microorganismos del género *Rickettsia* será abordada en el Capítulo V.

El presente trabajo pretende complementar e integrar el conocimiento de los ectoparásitos de roedores en el Gran La Plata, profundizando en los estudios realizados hasta el momento y contribuyendo significativamente a los registros para la Argentina con especial interés en aquellos que puedan poseer importancia sanitaria. Adicionalmente, se espera que los resultados obtenidos en este trabajo aporten al conocimiento de los ectoparásitos como vectores de microorganismos.

1.2 Objetivos e Hipótesis

Objetivo general

Conocer aspectos eco-epidemiológicos de las comunidades de ectoparásitos de roedores de las familias Muridae y Cricetidae en localidades ubicadas en el Gran La Plata, provincia de Buenos Aires, Argentina. Asimismo, investigar y caracterizar a las bacterias del género *Rickettsia* potencialmente patógenas de transmisión vectorial que se asociarían a estos artrópodos en el Gran La Plata.

Objetivos específicos

- 1- Determinar la diversidad de los ectoparásitos de roedores de las familias Muridae y Cricetidae en el Gran La Plata.
- 2- Evaluar la relación de distintos descriptores cuantitativos de los ectoparásitos con factores relacionados al hospedador y al ambiente.
- 3- Detectar bacterias del género *Rickettsia* que se asocian a los ectoparásitos de los roedores sinantrópicos y sigmodontinos en el área de estudio.
- 4- Caracterizar filogenéticamente a las especies de *Rickettsia* para determinar si pertenecen a especies o cepas reportadas previamente como patógenas para los animales domésticos y humanos.
- 5- Determinar si la abundancia parasitaria puede afectar parámetros hematológicos del hospedador.

Hipótesis

- 1- Diferentes características de un determinado ambiente, como el nivel de perturbación antrópica, influyen en la composición de los ensambles de ectoparásitos en roedores silvestres y sinantrópicos.
- 2- Variables del hospedador como la talla, el peso o el sexo afectan positiva o negativamente a las comunidades de ectoparásitos de roedores silvestres y sinantrópicos.
- 3- La abundancia de ectoparásitos afecta parámetros hematológicos del hospedador.

4- Al menos algunas especies de ectoparásitos están asociados a bacterias del género *Rickettsia* con potencial patógeno para los animales domésticos y humanos.

1.3 Relevancia de la investigación.

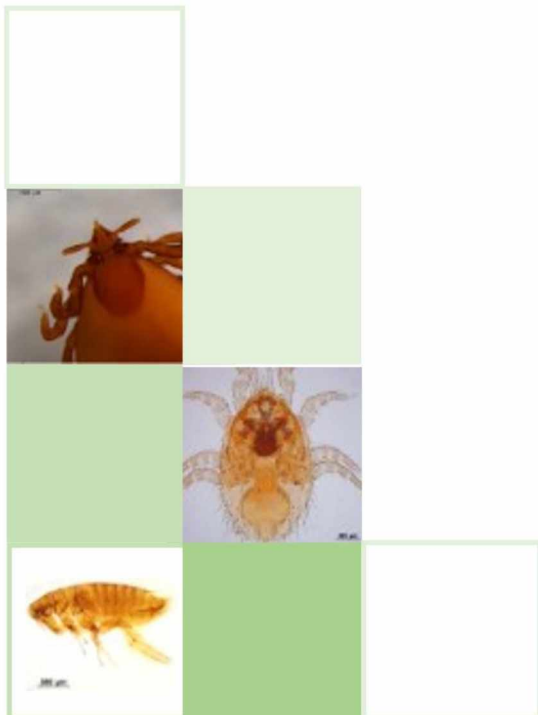
La gran biodiversidad de hospedadores y ectoparásitos constituyen un buen escenario para el estudio de los ensambles de ectoparásitos y su potencial rol como vectores de microorganismos patógenos. Hasta el momento, en el Gran La Plata, el estudio de los ectoparásitos de roedores se enfocó especialmente en los distintos grupos de artrópodos desde una perspectiva ecológica y sistemática (p. ej. Lareschi, 1996, 2004; Lareschi & Mauri, 1998; Liljeström & Lareschi, 2002). Un aspecto a considerar es la complejidad que representa el estudio taxonómico de los distintos órdenes de ectoparásitos, particularmente en aquellos donde se postula la presencia de especies crípticas y que ha llevado a la realización de nuevas investigaciones abordando esta temática (p. ej. Savchenko & Lareschi 2019, 2022), que concluyeron con la descripción de nuevas especies, contribuyendo significativamente a los registros de estos artrópodos para la Argentina.

Otro aspecto de importancia es el posible rol de estos artrópodos parásitos de roedores como vectores de microorganismos en el Gran La Plata, tema que no ha sido abordado hasta el momento en la región.

La presente tesis pretende generar un aporte para el conocimiento sistemático y ecológico de los ectoparásitos de roedores en La Plata y el posible rol de estos en la transmisión de microorganismos patógenos tomando como modelo al género *Rickettsia*. En este sentido, la información generada en el presente trabajo de tesis resulta novedosa, ya que permite actualizar el conocimiento sistemático y ecológico referido a los ectoparásitos de roedores silvestres y sinantrópicos, como así también, evaluar el rol de estos en el ciclo enzoótico de microorganismos con potencial zoonótico.

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA GENERAL



2.1 Caracterización del área de estudio

La provincia de Buenos Aires es una de las 23 provincias que componen a la República Argentina y ocupa alrededor de 307.000 km² de superficie territorial. Limita al norte con las provincias de Santa Fe y Entre Ríos, al noreste con el Río de la Plata y la Ciudad Autónoma de Buenos Aires, al este y sur con el mar argentino del océano Atlántico, al suroeste con la provincia de Río Negro, al oeste con la de La Pampa y al noroeste con la de Córdoba. La provincia de Buenos Aires cuenta con alrededor de 17.560.000 de habitantes (Moreno, 2019; Dirección Provincial de Estadísticas, 2021; INDEC, 2023).

Todas las áreas de muestreo ocupan el noreste de la provincia comprendiendo el Gran La Plata, un área litoral al Río de La Plata compuesta por los partidos de Berisso, Ensenada y La Plata, limitando al noreste con los partidos de Berazategui y Florencio Varela; al sudoeste y sur con San Vicente y Brandsen y al sudeste con el Partido de Magdalena (Fig. 1) (Quesada & Cadelli, 2012).

Los primeros indicios de urbanización del área datan de mediados del siglo XVII, en la zona donde hoy se encuentra la localidad de Ensenada; esto ocurrió debido a la importancia estratégica como asentamiento militar de esta región. No obstante, en las décadas posteriores se desarrolló fuertemente la actividad portuaria la cual contribuyó al crecimiento demográfico del área. Casi en simultáneo, en el siglo XIX comenzó a desarrollarse la actividad industrial en la zona que hoy compone la ciudad de Berisso. El crecimiento de la industria fabril llevó a un rápido asentamiento de pobladores en la zona y a la fundación de la ciudad de Berisso en el año 1871. Una década más tarde, producto de disputas políticas de la época y en vista de la necesidad de facilitar la conexión entre la Ciudad de Buenos Aires y las localidades del interior de la provincia de Buenos Aires, se fundó en el año 1882 la Ciudad de La Plata y rápidamente se observó un crecimiento poblacional, en gran parte, a partir de la llegada de inmigrantes provenientes de Italia estableciéndose esta ciudad como capital de la provincia de Buenos Aires (Hurtado et al., 2006; Adriani, 2014).

El Gran La Plata posee 1.010.466 habitantes con una superficie de 230 km² y una densidad poblacional de 3454 hab/km² (INDEC, 2023). En esta región predominan las actividades del sector terciario (servicios), siendo sede de múltiples entidades financieras, empresariales y contando con una matriz industrial diversificada donde se destacan las

empresas metalmecánicas y petroleras emplazadas en la zona portuaria. Asimismo, cuenta con un cinturón frutihortícola que constituye la segunda región de importancia en el país por la superficie de producción de hortalizas y flores (Adriani, 2014). Por otra parte, es la sede del Poder Ejecutivo Provincial, por lo que la región es un importante centro administrativo de la provincia de Buenos Aires.

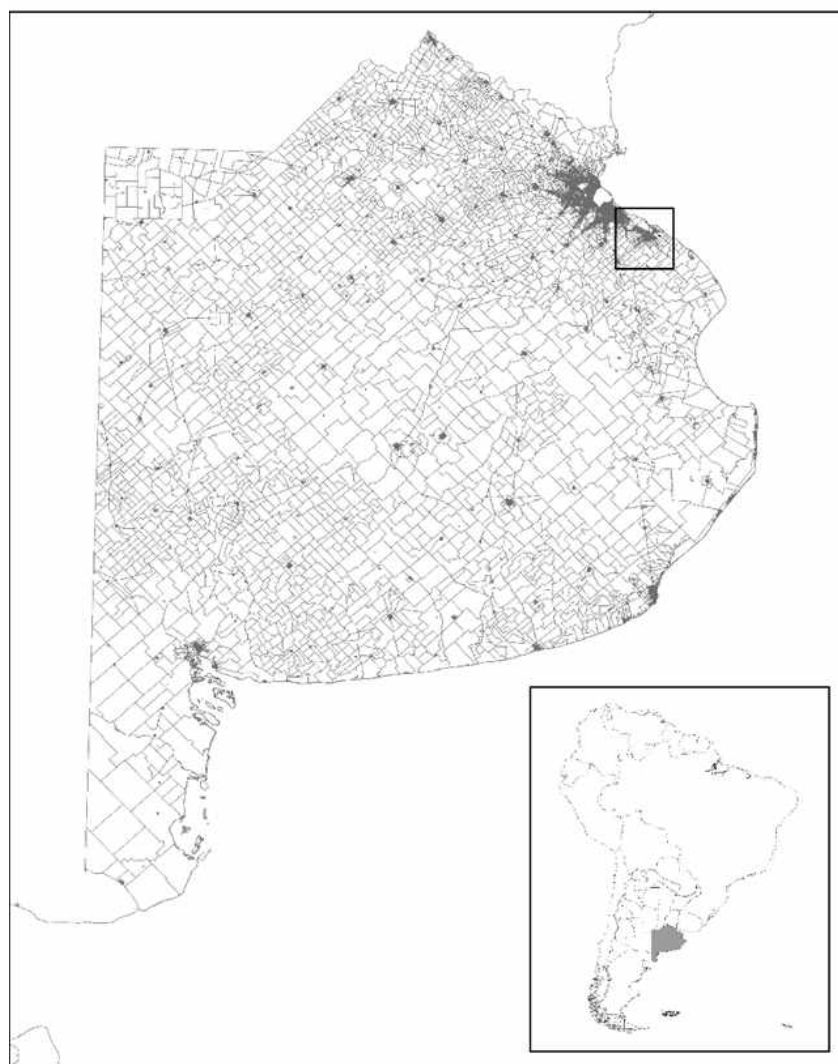


Fig. 1: Región central de la República Argentina destacando a la provincia de Buenos Aires. Recuadro: Gran La Plata (área de estudio).

Particularmente, desde mitad del siglo XX se observó en el Gran La Plata un crecimiento demográfico con escasa planificación. Este hecho, sumado a las sucesivas crisis económicas ocurridas desde esa época, influyó en el desarrollo de asentamientos informales. Según un relevamiento de las autoridades provinciales de Buenos Aires del año 2017, se

informó que alrededor de 420.000 familias viven en 164 asentamientos de este tipo, de los cuales 129 se encuentran en La Plata, 18 en Berisso y 17 en Ensenada. En estos sitios la mayoría de los habitantes no cuenta con muchos de los servicios esenciales como, por ejemplo: acceso a la energía eléctrica, cloacas o agua corriente y en muchos casos, estos asentamientos se generan en proximidad a basurales a cielo abierto. Estas condiciones favorecen a la presencia de roedores en altas densidades generando un contacto estrecho entre estos y los humanos, hecho que puede favorecer la aparición de enfermedades relacionadas con estos animales (Subsecretaría Social de Tierras, Urbanismo y Vivienda, 2017; Rabiee et al., 2018).

Biogeográficamente, el Gran La Plata se encuentra en la Región Neotropical. Subregión Chaqueña, Provincia Pampeana, la cual se caracteriza por la presencia de pasturas y bosques xerofíticos de *Celtis ehrenbergiana* (talares) (Morrone, 2006). El Gran La Plata posee un clima templado y una temperatura anual promedio de 16.3°C. Presenta una humedad media anual del 80%, influenciada por su cercanía al Río de La Plata (Hurtado et al., 2006). Esta área es una región densamente poblada y las diferentes actividades desarrolladas en ella, provoca que se presenten áreas con diferente grado de perturbación antrópica, lo cual constituye una característica interesante para su estudio epidemiológico.

Para el presente estudio se seleccionaron zonas donde se realizan diferentes actividades y con diferente densidad poblacional. Asimismo, las áreas de muestreo son diferentes fisonómicamente y con distintos tipos de cobertura vegetal, que se detallará en cada sitio. Para roedores silvestres, las áreas de muestreo son: un área semiurbana cercana al casco urbano de La Plata; una huerta orgánica ubicada en el Parque Pereyra Iraola (área protegida), donde también funciona un Centro de Extensión Universitaria; un balneario en la ribera del Río de La Plata donde se realizan actividades recreativas, un centro de experimentación agrícola universitario situado en el cinturón hortícola de la región y residencias particulares. Para roedores sinantrópicos se muestrearon principalmente zonas urbanas que se detallaran más adelante. Todos los sitios de muestreo se encuentran en el partido de La Plata, excepto la zona balnearia de La Balandra que se encuentra en el partido de Berisso (Fig. 2).

2.2 Sitios de muestreo



Fig. 2: Mapa del Gran La Plata indicando con rojo los sitios de muestreo. Las referencias numéricas se detallan más adelante.

Como se mencionó, se eligieron sitios con diferente perturbación antrópica y distintas características ambientales. En el caso de la captura de roedores sinantrópicos, se

valoraron la ubicación y dimensiones de la propiedad a estudiar, así como la cantidad de habitantes en la misma, sus mascotas y características de los terrenos circundantes.

Para la captura de roedores silvestres se valoraron las mismas características, además de las actividades que se realizan en cada área, destino dado al terreno, cobertura vegetal, presencia de otros animales o cursos de agua.

Muestreos de roedores silvestres:

Para el muestreo de roedores silvestre, se seleccionaron principalmente tres sitios, con muestreos complementarios que se enumeran a continuación:

1- Calle 143 y Diagonal 630, Arana:

Corresponde a una zona semi urbanizada (en adelante ZSUA). Los muestreos se llevaron a cabo en una vivienda familiar donde habitan cuatro humanos y un canino como mascota, ubicada en una zona semi rural en los suburbios de la ciudad de La Plata, más precisamente se ubica 14 km al sur del centro del casco urbano (35° 0'S, 57°54'O; Altura 14 m). La zona donde se encuentra el sitio de muestreo es de fácil acceso, aunque poco transitada, y posee una composición heterogénea dado que se hallan numerosos predios donde se desarrollan actividades agrícolas intercaladas con viviendas particulares. Por otra parte, la densidad poblacional es baja (INDEC, 2023).

El área de muestreo propiamente dicha se encuentra frente a un cuartel militar, por lo que hay circulación esporádica de personas que trabajan y habitan en dicho establecimiento. El sitio de muestreo comprende una superficie de aproximadamente 5 ha., cuya vegetación está formada principalmente por arbustos de *Baccharis* sp., pastizales de *Bromus* sp., malezas invasoras del género *Dipsacus* y un pequeño arroyo no permanente que atraviesa transversalmente el área. Las trampas se colocaron en áreas circundantes al arroyo, la zona de mayor densidad de arbustos y alrededor de la vivienda (Fig. 3).



Fig. 3: Sitio de muestreo: Calle 143 y Diagonal 630, Arana (ZSUA).

2- Centro Comunitario de Extensión Universitaria N°10 “Parque Pereyra”- “Huerta ecológica Santa Elena”.

Se trata de un Centro Comunitario de Extensión Universitaria que funciona en la “Huerta ecológica Santa Elena”, ubicada en las afueras de la ciudad de La Plata (altura 12 m, 34°50’S, 58°5’O), en el Parque Pereyra Iraola, en el límite con la ciudad de Berazategui. Este sitio funciona como una huerta que comercializa vegetales libres de agrotóxicos.

El Parque Provincial Pereyra Iraola, es una Reserva de Biosfera de la provincia de Buenos Aires. Las más de 10.000 ha de este parque cuentan con más de 132 especies forestales introducidas y flora autóctona (Vitalone & Delgado, 1994). El área que rodea al

sitio de muestreo es muy transitada dado que se encuentra en cercanías de viviendas particulares, una escuela primaria y a escasos metros de una estación ferroviaria. El centro de extensión propiamente dicho, el cual se encuentra aproximadamente a 30 m de los establecimientos mencionados, es habitado ocasionalmente por dos personas que offician de serenos en una vivienda de aproximadamente 60 m² localizada en la entrada de la propiedad. Diariamente concurren trabajadores que colaboran con las tareas relacionadas con la agricultura y ocasionalmente grupos de estudiantes escolares, universitarios e investigadores que realizan allí sus tareas de extensión e investigación. Además, se encuentran numerosos cerdos y gallinas en corrales, como así también perros y gatos, los cuales rondan libremente en la zona. El sitio de muestreo tiene una superficie de 6 hectáreas y consta de una estepa gramínea limitada por un bosque de *Celtis* sp. y consta de 3 invernaderos donde se cultiva maíz, tomate y legumbres. Las trampas se colocaron en inmediaciones de los invernaderos y la vivienda. (Fig. 4).



Fig. 4: Sitio de muestreo: Centro Comunitario de Extensión Universitaria N°10 “Parque Pereyra”- Huerta “Santa Elena” (HEP).

3- Balneario La Balandra:

El Balneario La Balandra (en adelante ZBLB), a diferencia de los otros sitios de muestreo, se encuentra en la ecorregión Delta e Islas del Paraná. El balneario se localiza en la ribera del Río de La Plata en el Partido de Berisso, a 18 km del centro de la ciudad de Berisso (34°56’S, 57°42’W, Altura: 2 m). Es un ambiente lótico con tierras bajas al borde del Río de La Plata. Presenta viviendas con construcciones precarias y una densidad poblacional muy baja. Esta zona tiene unos 1500 m de extensión y es muy poco transitada. En un sector aledaño se encuentra un club de pesca y un predio de casas rodantes que funcionan como viviendas no permanentes de fin de semana. En el área se realizan campamentos y pesca con fines recreativos. Las inundaciones provocadas por la crecida del Río de La Plata en esta

zona son frecuentes y si bien las mismas se dan todo el año, estas ocurren con mayor intensidad en los meses invernales y particularmente en periodos de sudestada.

El sitio de muestreo propiamente dicho consiste en un área forestada que combina zonas pantanosas, áreas boscosas surcadas por arroyos y canales permanentes y temporarios que desembocan en el Río de La Plata. El suelo de esta área es arenoso y blando. La vegetación se compone principalmente de juncales costeros (*Juncus* sp.), pastizales ribereños (*Stipa* sp., *Bromus* sp., *Piptochaetium* sp., entre otras), intercalado con sectores de gramíneas (*Paspalum vaginatum*, *Panicum* sp.) y un pajonal mixto (*Canna* sp., *Cuphea* sp., entre otras). El estrato arbóreo está formado por un bosque hidrófilo con especies de los géneros *Erihtrina*, *Salix*, *Tessaria*, *Phyllantus*, *Sesbania* y *Sapium* que forman extensas comunidades arbóreas (Passarelli et al., 2014) (Fig. 5).



Fig. 5: Sitio de muestreo: Balneario “La Balandra” (ZBLB).

4- Estación Experimental Ing. Agr. Julio Hirschhörn:

En adelante EEA, es un predio de 64 ha, ubicado en el Barrio de Los Hornos, al sudoeste del casco urbano de La Plata ubicado en el cinturón hortícola de la ciudad y pertenece a la Universidad Nacional de La Plata ($34^{\circ}59'10.2''$ S; $57^{\circ}59'56''$ W, altura 27 m). En el mismo se cultiva maíz dulce, alcaucil, zapallos, tomate, cultivos hidropónicos, entre otros. Adicionalmente se realizan tareas experimentales de mejoramiento agropecuario, docencia e investigación. El área es muy transitada y ampliamente urbanizada encontrándose a 50 m de una de las principales avenidas de ingreso a la ciudad de La Plata. En este sitio se realizó un único muestreo con la finalidad de analizar a los ectoparásitos de los roedores asociados a los cultivos de esta área en particular (Fig. 6).



Fig. 6: Sitio de muestreo: Estación Experimental Ing. Agr. Julio Hirschhörn (EEA).

Muestreos de roedores sinantrópicos:

En muestreos en zonas domiciliarias se escogieron sitios en donde se informó la presencia de roedores, ya sea por visualización directa de los habitantes de cada lugar o por presencia de sus heces. En cada caso se registró si el lugar estaba habitado y de serlo si era en forma permanente, la cantidad de habitantes, el uso de esta (vivienda, comercio, lugar de almacenamiento, etc.), sus dimensiones, la cercanía a basurales y la presencia de animales de compañía (Fig. 7).

5-Residencia particular N°1:

Se trata de una casa particular con tres habitantes y un canino. Se colocaron trampas en el patio y dentro de la casa en áreas donde los propietarios observaron roedores. La propiedad abarca unos 220 m² y se ubica en el Barrio Los Hornos.

6-Residencia Particular N°2:

Es una vivienda particular ubicada en el barrio de Los Hornos con dos habitantes y un canino. El terreno consta de 250 m². Se colocaron trampas en el patio y un galpón donde se almacenan herramientas y muebles sin usar. A 150 m de la propiedad se encuentra un basural informal.

7-Residencia Particular N°3:

Es una casa deshabitada desde 2017 ubicada a 100 m del cementerio municipal en el barrio Altos de San Lorenzo, la misma cuenta con 100 m². Se colocaron trampas dentro de la casa, techos y en el patio.

8- Hospital Escuela de la Facultad de Ciencias Veterinarias:

Consiste en un recinto cerrado de 190 m² que funcionaba como sitio de internación de grandes animales y en la actualidad se utiliza como lugar de almacenamiento de alimento para equinos. Se encuentra en el casco urbano de La Plata a 200 m del límite con la ciudad de Berisso. Se colocaron trampas en el recinto donde se almacenan los alimentos.

9- Residencia Particular N°4:

Es una vivienda particular ubicada en el barrio El Retiro con 2 habitantes y un canino. El terreno consta de 220 m². Ubicado en el Barrio San Carlos. Se colocaron trampas en el patio y techos.

10- Residencia Particular N°5:

Consiste en vivienda particular ubicada en el casco urbano de La Plata. El terreno consta de 150 m² y cuenta con 5 habitantes y un canino.



Fig. 7: Sitios de muestreo para roedores sinantrópicos.

2.3 Metodología de Muestreo

2.3.1 Captura de roedores y prospección de ectoparásitos.

Los muestreos se realizaron entre junio de 2017 y julio de 2019 con frecuencia estacional para el caso de los roedores silvestres (Cricetidae), excepto en la Estación EEA donde se realizó un solo muestreo (Tabla 1).

Localidad	Enero			Febrero			Marzo			Abril			Mayo			Junio			Julio			Agosto			Septiembre			Octubre			Noviembre	
	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18	19	17	18
ZSUA							x	x											x	x	x				x	x					x	x
HEP		x											x																x			x
ZBLB										x	x											x							x			
EEA															x																	
R.P. N°1															x																	
R.P. N°2															x																	
R.P. N°3															x																	
H.E. FCV															x																	
R.P. N°4																																
R.P. N°5																																

Tabla 1: Mes y año de realización de cada muestreo marcado con “x”. ZSUA: zona semiurbana de Arana; HEP: Huerta ecológica de Pereyra; ZBLB: zona balnearia La Balandra; EEA= Estación experimental de Agronomía; R.P. 1= Residencia particular n°1; R.P. 2= Residencia particular n°2; R.P. 3= Residencia particular n°3; R.P. 4= Residencia particular n°4; R.P. 5= Residencia particular n°5; H.E FCV= Hospital Escuela de la Facultad de Ciencias Veterinarias. 17= 2017; 18=2018; 19= 2019.

La metodología utilizada se detalla a continuación:

A) Captura de roedores silvestres.

En cada sesión de muestreo se colocaron 80 trampas de captura viva tipo Sherman de 8x9x24 cm, cebadas con avena y aceite, con una distancia de aproximadamente 5 m entre cada una, marcando la ubicación de cada trampa con tiras de tela de colores llamativos (Fig. 8). Este tipo de trampa consiste en cajas metálicas rectangulares que se cierran una vez detectado el movimiento causado por la entrada del roedor, mediante un dispositivo tipo

resorte. Las mismas permanecieron en el sitio de muestreo durante una noche (15 hs) y se revisaron a la mañana siguiente.



Fig. 8: Trampas Sherman numeradas y colocadas en el sitio de muestreo.

Siguiendo la metodología de Lareschi et al. (2006 a), los roedores capturados se anestesiaron por inhalación con éter sulfúrico y se sacrificaron de inmediato con la técnica de dislocación cervical siguiendo los protocolos sugeridos por la American Society of Mammalogists (Sikes & The Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists, 2016). Este procedimiento se realizó en bolsas de polietileno individuales para evitar el intercambio de parásitos (Fig. 9). Asimismo, según Sanchez Palomino (2020) el éter está indicado para el trabajo con roedores a campo. Posteriormente, los roedores fueron pesados con balanzas de resorte (Pesola™); se determinó el sexo y condición reproductiva de cada uno. Asimismo, se tomaron las medidas estándar de valor diagnóstico de cada roedor: largo de cuerpo, largo de cola, largo total, largo de oreja, largo de pata sin uña y largo de pata con uña (Fig. 10).

La manipulación de los roedores se realizó utilizando mamelucos de bioseguridad (Tyvek Dupont™), gafas de protección ocular (3M™) y semi-máscaras faciales con filtros para partículas orgánicas (3M™).



Fig. 9: Etapa de procesamiento de roedores a campo.



Fig. 10: Etapa de procesamiento de roedores a campo (toma de medidas corporales).

Para la prospección de ectoparásitos, cada ejemplar fue retirado de la bolsa y colocado sobre una hoja de papel blanco que fue reemplazada con cada roedor. Se procedió a coleccionar los ectoparásitos del tegumento (piel y pelaje) mediante el uso de cepillos, pinzas y pinceles. Los ectoparásitos coleccionados de cada roedor fueron fijados en tubos eppendorf con etanol 96% y rotulados con el número de campo asignado a cada hospedador. Los mismos se preservaron en freezer a -18°C hasta su procesamiento (Lareschi et al., 2019;

Sikes & The Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists, 2016.).

Adicionalmente se colectó sangre de los hospedadores inmediatamente después del sacrificio del animal por punción intracardiaca mediante el uso de agujas 21g conectadas a jeringas de 1 a 3 ml, obteniendo volúmenes de sangre de entre 0,5 a 2 ml por espécimen. La sangre colectada se guardó a temperatura de refrigeración hasta su procesamiento en tubos eppendorf con EDTA como anticoagulante. En el laboratorio se determinó el valor de hematocrito de cada muestra mediante el uso de tubos capilares para microhematocrito con anticoagulante EDTA los cuales fueron centrifugados a 12.000 rpm durante 5 min. Posteriormente, el valor del hematocrito se obtuvo mediante la medición de la capa de glóbulos rojos con la ayuda de una escala estandarizada para tal fin (Billet, 1990). El número de muestras tomadas por especie de hospedador fue determinado para lograr un nivel de confianza del 90%.

B) Captura de roedores sinantrópicos

En muestreos domiciliarios se siguió la metodología descrita por Desvars Larrive et al. (2018) colocando trampas tipo jaula de 15x15x30 cm en las zonas de donde se informaron evidencias indirectas de presencia de roedores (agujeros, nidos, materia fecal característica, etc.) (Fig. 11). Adicionalmente, para roedores más pequeños, se colocaron trampas tipo Sherman en línea recta con una distancia de 5 m entre cada una (Gómez et al., 2009). En ambos casos las trampas permanecieron abiertas durante 5 noches consecutivas y fueron cebadas con una mezcla de grasa bovina, aceite y copos de avena. Todas las trampas fueron revisadas dos veces al día (en horarios matutinos y vespertinos), reponiendo el cebo cuando era necesario. La prospección de ectoparásitos y el manejo de los roedores se realizó siguiendo la misma metodología usada en el ítem anterior.

Una vez finalizada la prospección de ectoparásitos, los roedores fueron fijados en formol, identificados por los especialistas Carlos Galliari (CEPAVE) y Ulyses Pardiñas (IDEAus) y serán depositados en la Colección de Mamíferos del Centro Nacional Patagónico, Puerto Madryn, Chubut, Argentina.



Fig. 11: Signos de presencia de roedores (heces) tomado como parámetro para colocar las trampas.

El trabajo de campo realizado contó con la autorización de la Dirección de Flora y Fauna del Ministerio de Desarrollo Agrario de la provincia de Buenos Aires mediante las disposiciones: 66/2017, 07/2018, 20/2019 y DISPO-2021-1107-GDEBA-DPFAAYRNMDAGP.

CAPÍTULO III

LOS ECTOPARÁSITOS Y LOS ROEDORES DEL GRAN LA PLATA



3.1 Introducción

Los roedores son importantes reservorios y/o transmisores de agentes zoonóticos (Polop et al., 2003; Meerburg et al., 2009; Rabiee et al., 2018) y están asociados a una amplia variedad de ectoparásitos, como ácaros, garrapatas y pulgas (Marshall et al., 1981; Morand et al., 2006; Krasnov et al., 2008). Asimismo, los roedores sigmodontinos (Cricetidae) y sinantrópicos (Muridae) son un componente fundamental de la fauna de Sudamérica, representando alrededor del 20% de las especies de mamíferos que habitan este subcontinente. Este grupo de animales representa alrededor del 33% de las especies de mamíferos registrados en Argentina y se distribuyen por todo el territorio nacional (ver Anexo) siendo de gran importancia en salud pública (Patton et al., 2015). Este último aspecto se ampliará en el Capítulo V.

Dentro de los órdenes de ectoparásitos más comúnmente asociados a roedores se encuentran los sifonápteros o pulgas (Insecta: Siphonaptera). Estos son insectos hematófagos comunes de mamíferos y aves, ejerciendo su actividad parásita en el estado adulto. Las hembras adultas generalmente colocan sus huevos sobre el tegumento del hospedador los cuales suelen dispersarse en el ambiente donde este habita. De los huevos emergen larvas de vida libre, las cuales mudan tres veces en el ambiente (excepto *Tunga* spp. que muda dos veces), hasta alcanzar el estadio de pupa. El adulto puede emerger de la pupa en un periodo de semanas (dependiendo de la especie) o pueden permanecer en un estado de latencia prolongado hasta detectar a un hospedador adecuado mediante mecanismos fisicoquímicos (Morand et al., 2006; Krasnov, 2008).

Las pulgas adultas son pequeñas (1 a 5 mm de largo) con un aparato bucal de tipo picador-suctor, cuerpo aplanado laterolateralmente y con patas especializadas para el salto (Linardi & Guimarães, 2000). Presentan dimorfismo sexual siendo las hembras de mayor tamaño que los machos; la parte posterior de estas es redondeada, mientras que la de los machos está volteada, para acomodar el aparato copulador en los últimos segmentos Krasnov, 2008; Lareschi et al., en prensa) (Fig. 12).

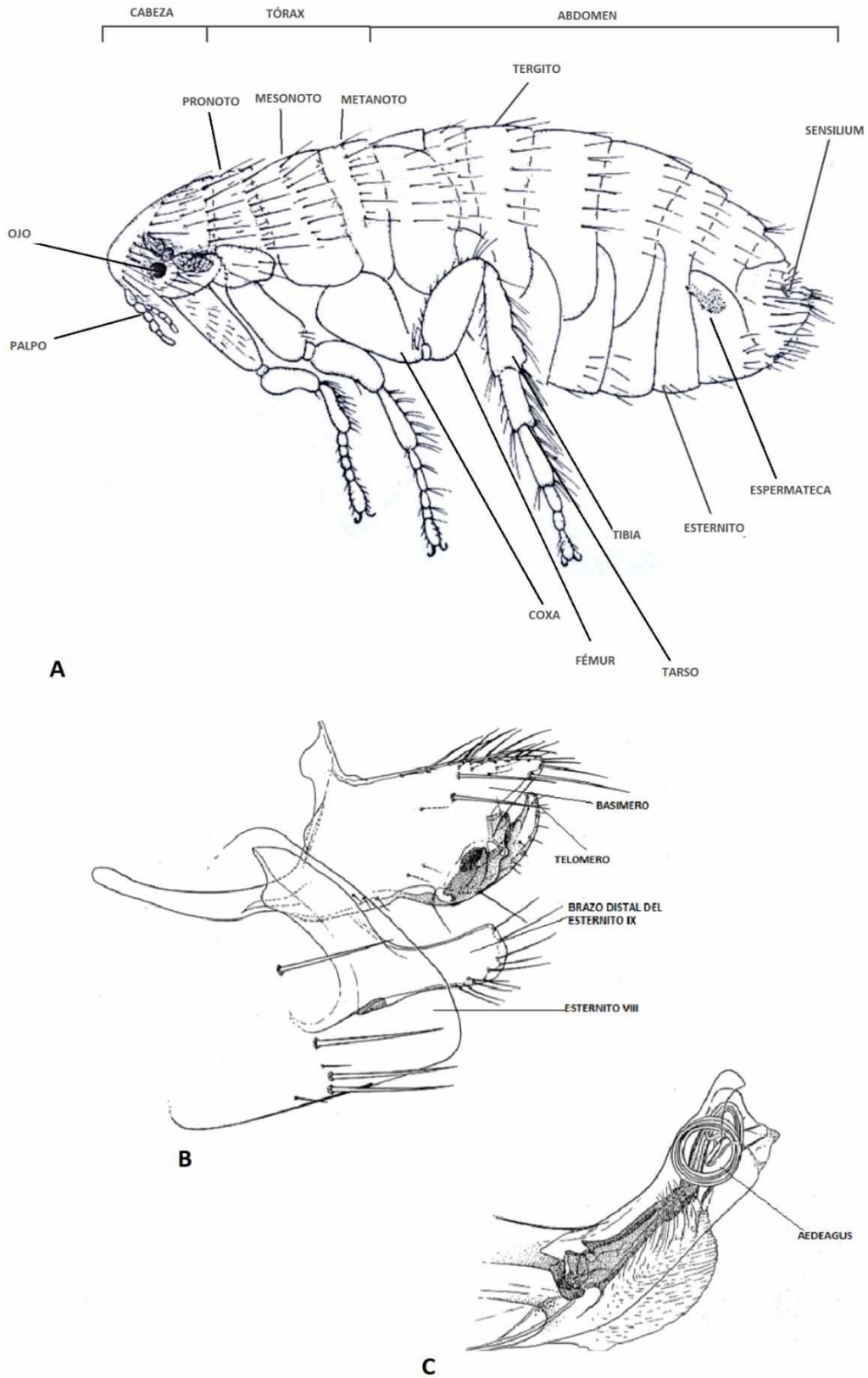


Fig. 12: Morfología general de un sifonáptero A) Vista lateral de una hembra B) Esternito VIII y IX (macho) C) Aedeagus (macho). (B y C adaptadas de Smit, 1987).

El orden Siphonaptera incluye más de 200 géneros y alrededor de 2500 especies de las cuales 137 fueron reportadas en Argentina (Hastriter & Whiting, 2009; Lareschi et al., en prensa). Aproximadamente el 94% de los sifonápteros parasitan mamíferos (Bittam et al., 2010) y en este sentido los roedores son hospedadores comunes de estos insectos. En Argentina, el mayor porcentaje de especies y subespecies de sifonápteros reportados están asociados al menos a un roedor (Lareschi et al., 2016).

Otro grupo de ectoparásitos comúnmente asociados a los roedores son las garrapatas (Acari: Ixodida). Estas comprenden un orden de ectoparásitos hematófagos obligados cuyos hospedadores incluyen mamíferos, réptiles, aves y anfibios y tienen una distribución mundial con alrededor de 974 especies válidas (Guglielmone et al., 2014, 2021). Los integrantes de este orden son arácnidos cuyos adultos poseen un tamaño de entre 3 y 5 mm de largo, aunque esto varía dependiendo de la especie, el sexo o el grado de ingurgitación que posee el individuo luego de alimentarse. Su morfología también es variable, presentando una forma oval y aplanada dorsoventralmente antes de la ingesta y una forma redondeada después de alimentarse. El cuerpo se divide en dos regiones: el gnatosoma (región anterior) donde se encuentran las piezas bucales y el idiosoma (región posterior) que consta de la fusión de los segmentos abdominales y torácicos, donde se insertan las patas, también llamado podosoma, y el opistosoma, que es la región posterior, donde se encuentra el orificio anal (Fig. 13) (Jongejan & Uilenberg, 2004; Gubler, 2010; Guglielmone et al., 2014).

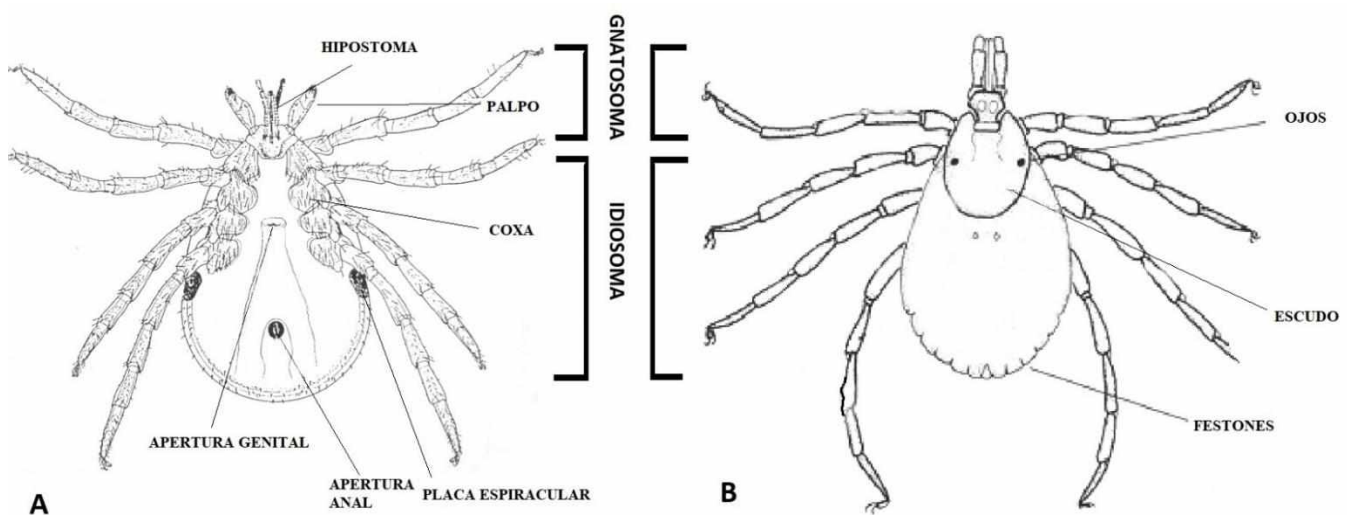


Fig. 13: Morfología general de una garrapata de la familia Ixodidae: A) Vista ventral; B) Vista dorsal. Adaptada de Barker y Walker (2012).

El orden Ixodida incluye a 3 familias: Ixodidae, también llamadas garrapatas duras, cuyas especies poseen un escudo dorsal esclerotizado el cual es incompleto en las hembras lo que permite su expansión con la ingesta de sangre. En la familia Argasidae, también conocidas como garrapatas blandas, el escudo está ausente y la cutícula se pliega sobre sí misma. La familia Nuttalliellidae consta de una sola especie, *Nuttalliella namaqua*, solo descripta en el continente africano (Jongejan & Uilenberg, 2004; Gubler, 2010; Guglielmone et al., 2014; Nava et al., 2017).

El ciclo de vida de las especies de Ixodidae comprende los estadios: huevo, larva, ninfa y adulto (machos y hembras). Las larvas y ninfas se alimentan por varios días, posteriormente se desprenden de su hospedador y mudan al estadio siguiente. Con excepción de varias especies del género *Ixodes*, de al menos una del género *Amblyomma* y de unas pocas que presentan partenogénesis, los adultos copulan exclusivamente sobre el hospedador. Tras completar su alimentación las hembras se desprenden de su hospedador, oviponen de cientos a miles de huevos (según la especie) y luego mueren. La mayor parte de las especies de Ixodidae tienen ciclos biológicos de tres individuos hospedadores (larvas, ninfas y adultos se alimentan sobre diferentes individuos que pueden o no pertenecer a la misma especie), no obstante, en algunas especies del género *Hyalomma* y de la subfamilia Rhipicephalinae, la fase parasítica del ciclo se desarrolla completamente sobre uno o dos hospedadores. Para la Argentina fueron reportadas 57 especies de garrapatas, siendo predominantes las especies de garrapatas duras de los géneros *Amblyomma*, *Ixodes*, *Rhipicephalus*, *Haemaphysalis*, entre otras (Nava et al., 2017; Guglielmone et al., 2021; Apanaskevich et al., 2022). Muchas especies de estos géneros fueron reportadas parasitando a humanos y animales domésticos (Guglielmone et al., 2014, 2021; Nava et al., 2017).

Otro grupo de ectoparásitos comúnmente asociados a roedores son los ácaros pertenecientes al orden Mesostigmata (aquí los llamaremos “ácaros”). Muchas especies de este orden son predadores de vida libre que habitan en el suelo o sobre las plantas, caracterizándose por poseer un amplio rango de hábitats. No obstante, un gran número de familias de este orden son parásitas de vertebrados e invertebrados, entre los que se pueden destacar a especies de la familia Laelapidae o Macronyssidae como las más comunes

asociadas a roedores, entre otras (Strandtmann & Wharton, 1958; Evans, 1992; Krantz & Walter, 2009). La alimentación de los ácaros es muy variable: algunas especies son hematófagas obligadas (p. ej. *Ornithonyssus bacoti*), mientras que otras se alimentan de descamaciones cutáneas e incluso de restos orgánicos de otros ectoparásitos (p. ej. *Androlaelaps fahrenheitzi*), sin embargo, los hábitos alimenticios en muchas especies son desconocidos (Radovsky, 1985; Poláčeková, 2013). Los ácaros miden generalmente alrededor de 0,7 mm de largo y 0,5 mm de ancho. El cuerpo es redondeado u ovalado con un par de espiráculos dorsolaterales a las coxas de las patas IV, con peritremas presentes y alargados que se continúan hacia la parte anterior del cuerpo (Strandtmann & Wharton, 1958). El idiosoma dorsalmente está cubierto por una placa única en las formas adultas; ventralmente con placas bien esclerotizadas en las hembras y generalmente con una única placa en los machos llamada holoventral, la cual presenta en la parte anterior el poro genital. Asimismo, presentan un par de pedipalpos segmentados y móviles a cada lado del gnatosoma. La region basal de este último se denomina anillo basal e incluye los quelíceros y las coxas fusionadas de los pedipalpos. El hipostoma no es dentado, a diferencia de las garrapatas, y no está adaptado para fijarse a la piel (Fig. 14) (Strandtmann & Wharton, 1958; Moraza & Balazategui, 2015; Selden, 2017).

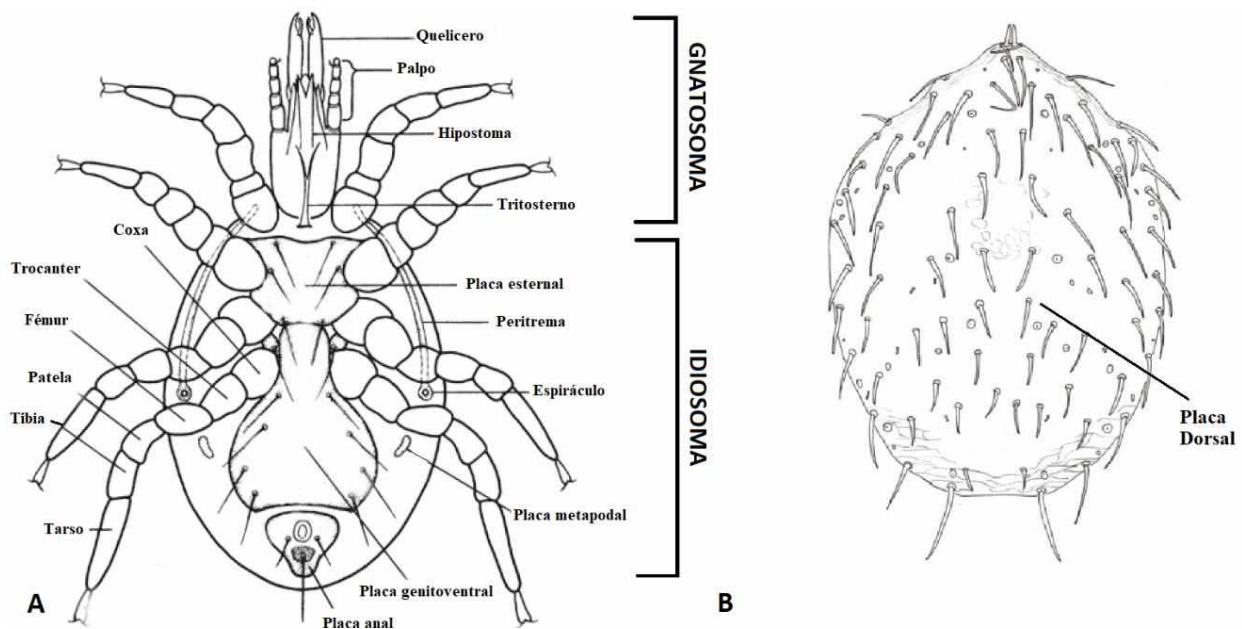


Fig. 14: Morfología general de ácaros del orden Mesostigmata: A) Vista ventral. Adaptada de Moreno et al. (2012). B) Vista dorsal. Adaptada de Savchenko & Lareschi, 2019.

El ciclo de vida de los ácaros comprende un huevo del cual nace una larva hexápoda que evoluciona en dos estadios ninfales y luego se transforma en un adulto, macho o hembra. Algunos de estos estadios pueden ocurrir en el interior de la hembra (Strandtmann & Wharton, 1958; Furman, 1972; Dowling, 2006). Muchos géneros del orden Mesostigmata se encuentran parasitando a roedores sigmodontinos y sinantrópicos en todo el mundo (Dowling & O'Connor, 2010). En la Argentina, la mayor parte de estas asociaciones se registraron en la provincia de Buenos Aires, mientras que la información al respecto en otras regiones del país, como el norte o sur, es comparativamente más escasa (Lareschi, en prensa). No hay acuerdo entre los diferentes investigadores si los ácaros que parasitan roedores son especies generalistas (p. ej. Furman, 1972) o si, por el contrario, se trata de especies crípticas cada una de ellas específicas de una determinada especie hospedadora (p. ej. Lareschi & Galliari, 2014). En relación a esto, en los últimos años, nuevos estudios realizados en Argentina han esclarecido el estatus taxonómico de distintas especies mediante el uso de herramientas moleculares y morfométricas, entre otras. (Savchenko & Lareschi, 2019, 2022; Lareschi, 2020). La identificación de cada especie se abordará en este capítulo.

Con el fin de ampliar el conocimiento de las asociaciones parásito-hospedador entre los artrópodos y los roedores en localidades situadas en el Gran La Plata, se mencionan aquí las especies de ectoparásitos halladas en el presente estudio, su distribución conocida y comentarios sobre nuevas asociaciones o la posible implicancia en salud pública de cada especie.

3.2 Materiales y Métodos

Los ectoparásitos fueron colectados y conservados siguiendo la metodología descrita en el Capítulo II.

3.2.1 Preparación de los ectoparásitos para su determinación al Microscopio óptico

Luego de la extracción de ADN (las técnicas moleculares se detallarán en el capítulo V), los sifonápteros fueron lavados en agua destilada y colocados en una solución de hidróxido de potasio al 10% (KOH) con la finalidad de aclararlos; el tiempo que permanecieron en dicha solución varió entre tres y siete días de acuerdo con el grado de quitinización del parásito. Posteriormente fueron deshidratados en una serie creciente de alcoholes (de 80 a 100%) permaneciendo 24 hs en cada graduación de alcohol. Luego, fueron diafanizados en eugenol (24 hs) con la finalidad de otorgarles contraste. Finalmente fueron montados en Bálsamo de Canadá y secados en estufa a 50° C por 24 a 72 hs (Linardi & Guimarães, 2000) (Fig. 15).

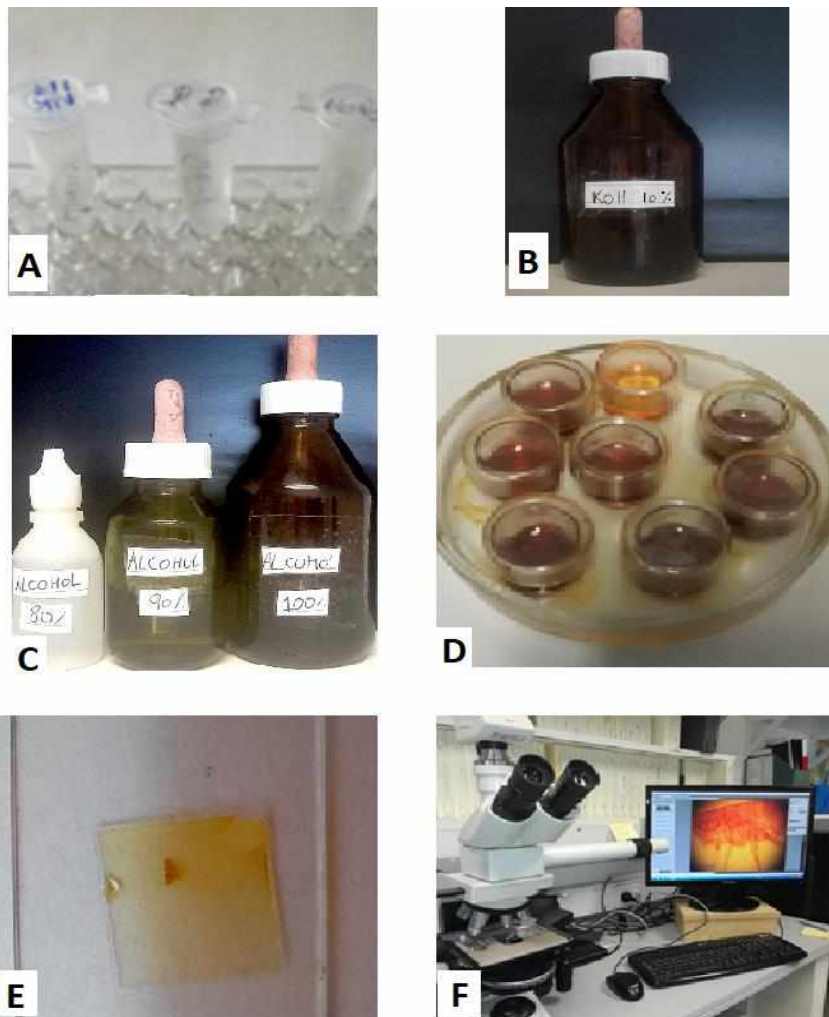


Fig. 15: Preparación de pulgas para su observación al microscopio óptico. A) muestras procedentes del campo; B) KOH 10%; C) Soluciones de alcohol de concentraciones crecientes; D) Eugenol; E) Montaje en bálsamo de Canadá; F) Observación en microscopio óptico.

Para el montaje de los ácaros, las submuestras no utilizadas en los estudios moleculares fueron aclaradas en lactofenol, montadas en medio líquido de Hoyer y secadas en estufa a 50° C por 24 a 72 hs (Strandtmann & Wharton, 1958) (Fig. 16).

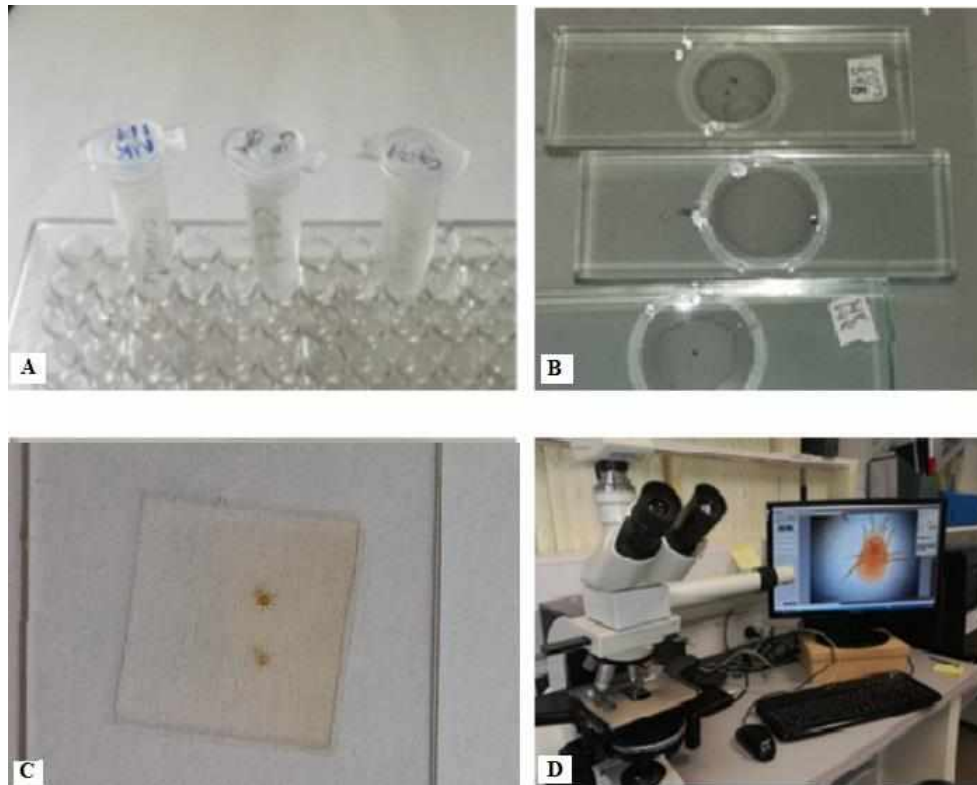


Fig. 16: Preparación de ácaros para su observación al microscopio óptico. A) Muestras procedentes del campo; B) Aclaramiento en Lactofenol C) Montaje en medio de Hoyer D) Observación en microscopio óptico.

Por otra parte, las garrapatas se identificaron mediante su observación bajo lupa binocular estereoscópica antes de realizar el estudio molecular.

Ejemplares representativos de cada especie serán depositados en el Museo de La Plata, División Zoología Invertebrados, Colección Aracnología y Miriapodología (MLP-Ar), y en la Colección de Entomología.

3.2.2 Identificación de los ectoparásitos

Las identificaciones taxonómicas se realizaron según claves y descripciones presentadas por Strandtmann & Wharton (1958), Furman (1972), Savchenko & Lareschi (2019, 2022) & Lareschi (2020) para ácaros; Hopkins & Rothschild (1953, 1962), Johnson (1957), Smit (1987), Linardi & Guimarães (2000) para los sifonápteros; Marques et al. (2004) & Nava et al. (2017) para ixódidos.

3.3 Resultados

Se capturaron en total 373 roedores, de los cuales 362 pertenecían a la familia Cricetidae (subfamilia Sigmodontinae) y 11 a la familia Muridae (subfamilia Murinae). En la tabla 2 se detalla el número de roedores de cada especie capturado en cada sitio de muestreo (en análisis posteriores, los muestreos en zonas urbanas se considerarán en conjunto).

FAMILIA y SUBFAMILIA	ESPECIE DE ROEDOR	SITIOS DE MUESTREO					TOTAL
		ZSUA	HEP	ZBLB	EEA	Urbano	
Cricetidae, Sigmodontinae	<i>Akodon azarae</i>	65	41	-	8	-	114
	<i>Oxymycterus rufus</i>	62	44	9	8	-	123
	<i>Oligoryzomys flavescens</i>	24	19	14	-	-	57
	<i>O. nigripes</i>	-	-	12	-	-	12
	<i>Scapteromys aquaticus</i>	2	-	31	-	-	33
	<i>Calomys laucha</i>	2	1	-	16	-	19
	<i>Deltamys kempfi</i>	-	-	3	-	-	3
	<i>Holochilus brasiliensis</i>	-	1	-	-	-	1
Muridae, Murinae	<i>Rattus norvegicus</i>	1	-	1	-	6	8
	<i>R. rattus</i>	-	-	-	-	2	2
	<i>Mus musculus</i>	-	-	-	-	1	1
TOTAL	-	156	106	70	32	9	373

Tabla 2: Número de roedores de cada especie capturado en cada sitio de muestreo.

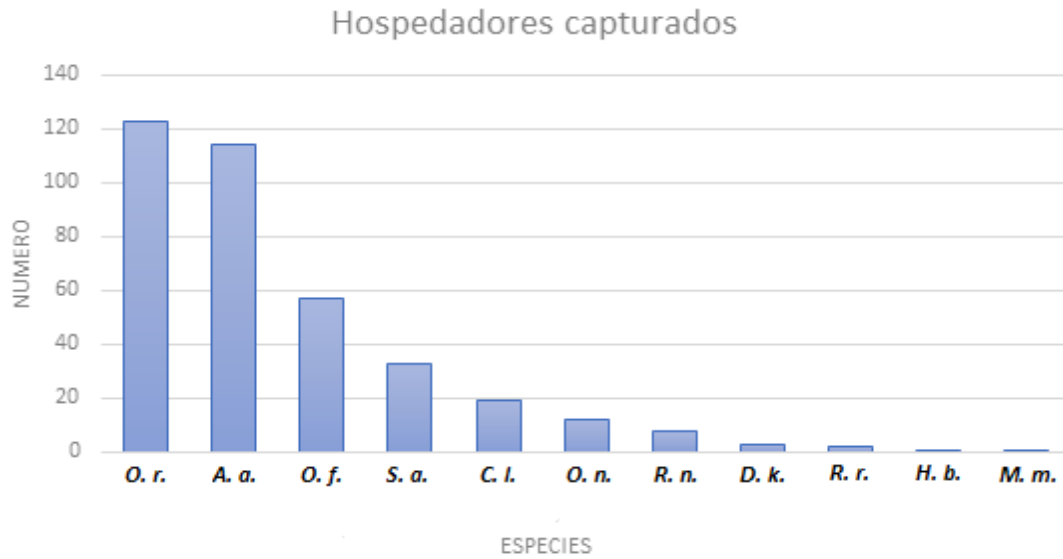


Fig. 17: Número de ejemplares de cada especie hospedadora capturados en este estudio. *O. r.*= *Oxymycterus rufus*; *A. a.*= *Akodon azarae*; *O. f.*= *Oligoryzomys flavescens*; *C. l.*= *Calomys laucha*; *O. n.*= *Oligoryzomys nigripes*; *R. n.*= *Rattus norvegicus*; *D. k.*= *Deltamys kempfi*; *R. r.*= *Rattus rattus*; *H. b.*= *Holochilus brasiliensis*; *M. m.*= *Mus musculus*.

Se identificaron sifonápteros de las familias Rhopalopsyllidae (Rhopalopsyllinae) identificados como: *Polygenis (Polygenis) axius axius* (Jordan & Rothschild, 1926), *Polygenis (Neopolygenis) atopus* (Jordan & Rhotschild, 1922), *Polygenis (Polygenis) platensis* (Jordan & Rothschild, 1908), *Polygenis (Neopolygenis) massoi* Del Ponte, 1967; Stephanocircidae (Craneopsyllinae): *Craneopsylla minerva minerva* (Rothschild, 1903); y Pulicidae (Pulicinae): *Ctenocephalides felis* (Bouché, 1935).

En el caso de los ácaros se registraron especímenes de 2 familias: Laelapidae (Laelapinae): *Androlaelaps fahrenheitzi* (Berlese, 1911), *Androlaelaps azarae* Lareschi 2021, *Laelaps manguinhos* Fonseca, 1936, *Laelaps paulistanensis* Fonseca, 1936, *Laelaps echidninus* (Berlese, 1887), *Laelaps schatzi* Lareschi & Savchenko, 2021, *Laelaps mazzai* Fonseca, 1939, *Gigantolaelaps wolffsohni* Fonseca, 1939, *Mysolaelaps microspinosus* Fonseca, 1935, *Laelaps galliarum* Savchenko & Lareschi, 2022, *Laelaps scapteromyos* Savchenko & Lareschi, 2022 y Macronyssidae: *Ornithonyssus bacoti* (Hirst, 1913).

En cuanto a las garrapatas, sólo se hallaron individuos de la familia Ixodidae: *Ixodes loricatus* Neumann, 1899 y *Amblyomma triste* Koch, 1844.

Se presenta a continuación la ubicación sistemática de las especies de sifonápteros, ácaros e ixodidos colectados. Adicionalmente se incluye el hospedador y localidad tipo, una breve descripción morfológica de los distintos estadios encontrados según la especie. Adicionalmente se incluye la distribución (mencionando la provincia del registro para el caso de Argentina) y hospedadores conocidos de cada especie. Asimismo, se incluyen comentarios sobre nuevas asociaciones e importancia sanitaria cuando corresponda.

3.3.1 UBICACIÓN SISTEMÁTICA DE LOS ECTOPARÁSITOS

Clase Insecta Linnaeus, 1758

Orden Siphonaptera Latreille, 1825

Familia Rhopalopsyllidae Oudemans, 1909

Subfamilia Rhopalopsyllinae Oudemans, 1909

Género *Polygenis* Jordan, 1939

Polygenis (Neopolygenis) atopus (Jordan & Rothschild, 1922)

Polygenis (Polygenis) axius axius (Jordan & Rothschild, 1926)

Polygenis (Neopolygenis) massoi Del Ponte, 1967

Polygenis (Polygenis) platensis (Jordan & Rothschild, 1908)

Familia Stephanocircidae Wagner, 1928

Subfamilia Craneopsyllinae Wagner, 1939

Género *Craneopsylla* Rothschild, 1911

Craneopsylla minerva minerva (Rothschild, 1903)

Familia Pulicidae Billberg, 1820.

Subfamilia Pulicinae Billberg, 1820.

Género *Ctenocephalides* Stiles & Collins, 1930

Ctenocephalides felis (Bouché, 1935)

Clase Arachnida Lamarck, 1801

Subclase Acari Leach, 1817

Orden Ixodida Leach, 1815

Familia Ixodidae Koch, 1844

Género *Ixodes* Latreille, 1795

Ixodes loricatus Neumann, 1899

Género *Amblyomma* Koch, 1844

Amblyomma triste Koch, 1844

Orden Mesostigmata (Canestrini, 1891)

Familia Laelapidae Berlese, 1892

Subfamilia Laelapinae Berlese, 1892

Género *Laelaps* Koch, 1836

Laelaps echidninus (Berlese, 1887)

Laelaps galliarii Savchenko & Lareschi, 2022

Laelaps manguinhosi Fonseca, 1936

Laelaps mazzai Fonseca, 1939

Laelaps paulistanensis Fonseca, 1936

Laelaps scapteromyos Savchenko & Lareschi, 2022

Laelaps schatzi Lareschi & Savchenko, 2021

Género: *Mysolaelaps* Fonseca, 1935

Mysolaelaps microspinosus Fonseca, 1935

Género *Gigantolaelaps* Fonseca, 1939

Gigantolaelaps wolffsohni Fonseca, 1939

Género *Androlaelaps* Berlese, 1903

Androlaelaps azarae Lareschi, 2020

Androlaelaps fahrenheitzi (Berlese, 1911)

Familia: Macronnyssidae Oudemans, 1936

Género: *Ornithonyssus* Sambon, 1928

Ornithonyssus bacoti (Hirst, 1913)

3.3.2 Siphonaptera

Polygenis (Neopolygenis) atopus (Jordan & Rothschild, 1922)

Hospedador tipo: *Didelphis aurita*.

Localidad tipo: Santa Catarina, Brasil.

Distribución geográfica y otros hospedadores conocidos: esta especie fue colectada en Argentina, Brasil, Bolivia, Panamá, Uruguay y Venezuela (Smit, 1987; Linardi & Guimarães 2000). En Argentina fue hallada en las provincias de Buenos Aires y Córdoba. Sus hospedadores incluyen: Rodentia-Cricetidae: *Akodon azarae*, *A. dolores*, *Deltamys kempi*, *Holochilus vulpinus*, *Oligoryzomys flavescens*, *O. nigripes*, *Oxymycterus rufus*, *Scapteromys aquaticus*, Cavidae: *Cavia aperea*, *Galea musteloides*, *Microcavia australis*. Dipelphimorphia- Didelphidae: *Didelphis albiventris*, *Didelphis* sp., *Lutreolina crassicaudata* (Lareschi et al. 2016; Lareschi, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 18 A, B, C y D)

Ambos sexos: fractura de la mesocoxa incompleta.

Machos (Fig. 18 C): esternito IX con brazo ventral más corto que el brazo vertical. Basímero con una única seta dorso-apical. Telómero curvado dejando un margen anterior cóncavo. Aedeagus con brazo ventral de túbulo interno mayor que el brazo apical. Porción libre del mismo presenta 3,5 vueltas.

Hembras (Fig. 18 D): tergito VIII con un borde posterior proyectándose conspicuamente. Esternito VII con un seno lateral presentando una mancha oscura en su borde posterior. Bulga e hila de la espermateca con un aspecto sacular.

Comentarios: no se registran nuevas asociaciones en este estudio. Los hallazgos son coincidentes con la bibliografía disponible en lo referido a la distribución geográfica y rango de hospedadores. Esta especie se reportó asociada a *Rickettsia felis* en Brasil (Horta et al., 2007).

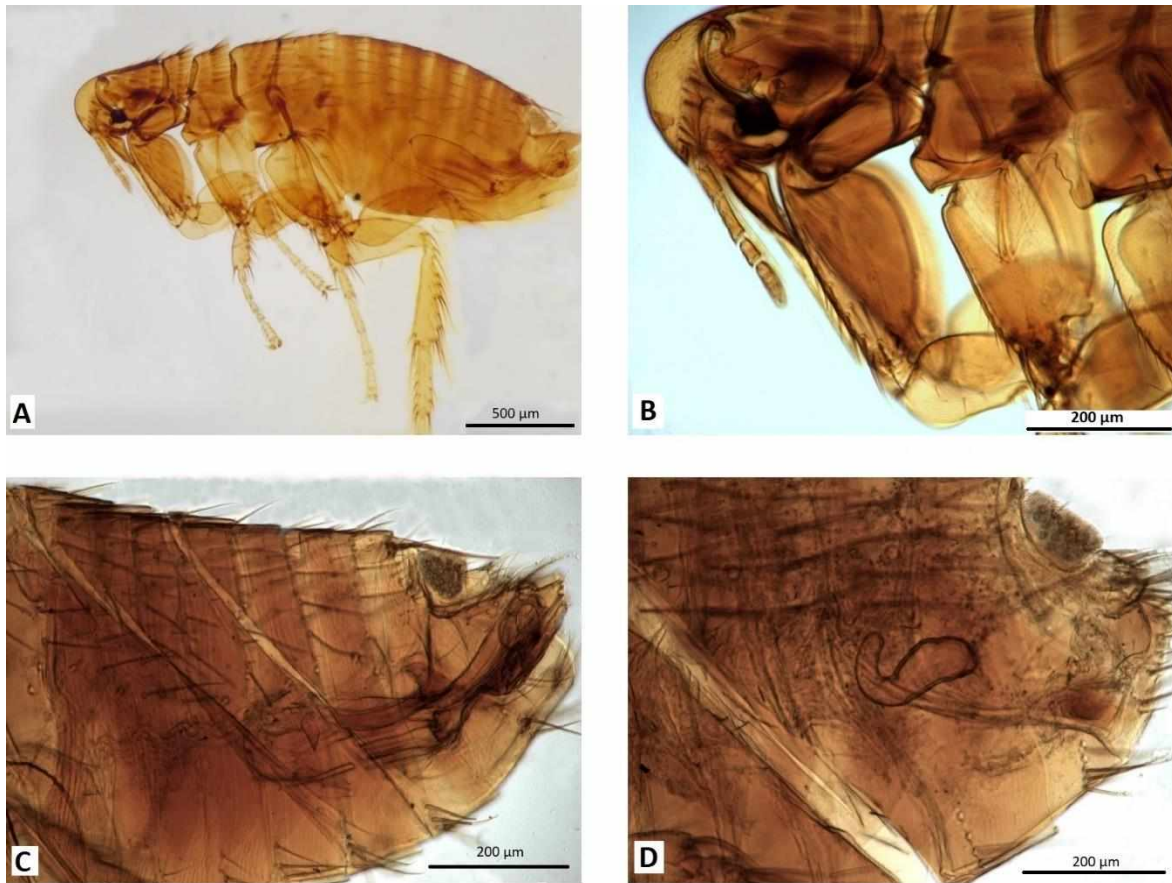


Fig. 18: *Polygenis (Neopolygenis) atopus*: A) Vista general (macho) B) Región anterior C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

***Polygenis (Polygenis) axius axius* (Jordan & Rothschild, 1926)**

Hospedador tipo: *Oxymycterus rufus*.

Localidad tipo: Córdoba, Argentina.

Distribución geográfica y otros hospedadores conocidos: fue reportada en Argentina, Brasil y Uruguay. En Argentina fue reportada en Buenos Aires, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Santa Fe y San Juan (Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2006 a, 2016, en prensa). Se la halló parasitando un gran número de especies, entre otros, los roedores Cricetidae: *A. azarae*, *A. dolores*, *E. typus*, *Graomys*, *N. obscurus*, *O. flavescens*, *O. rufus*, *R. auritus*, *S. aquaticus*; Cavidae: *Cavia aperea*; Muridae: *R. norvegicus* y *M. musculus* y

los marsupiales: Didelphidae: *D. albiventris*, *L. crassicaudata* (Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2016, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 19 A, B, C y D)

Ambos sexos: mesocoxa rectangular con fractura incompleta.

Machos (Fig. 19 C): esternito IX presenta un brazo ventral más largo que el brazo vertical. Borde posterior del brazo vertical proyectándose oblicuamente sobre la porción mediana del brazo ventral, el cual posee una cresta de setas en su cara externa, a diferencia de las subespecies *Polygenis axius proximus* que posee dos setas y *Polygenis axius pessoai* posee setas adicionales en el borde ventral. Aedeagus con lóbulo lateral apical de forma rectangular. Túbulo interno del mismo con un brazo apical más largo que el basal, con una porción libre completando dos vueltas.

Hembras (Fig. 19 D): esternito VII con mancha clara escamiforme y un borde posterior truncado. Espermateca con una hila inclinada anteriormente sobre la bulga, la cual es de mayor longitud que esta.

Comentarios: se menciona en este estudio la primera asociación entre *P. (P.) a. axius* y los hospedadores *O. nigripes* y *C. laucha* ampliando el rango de hospedadores para esta especie.

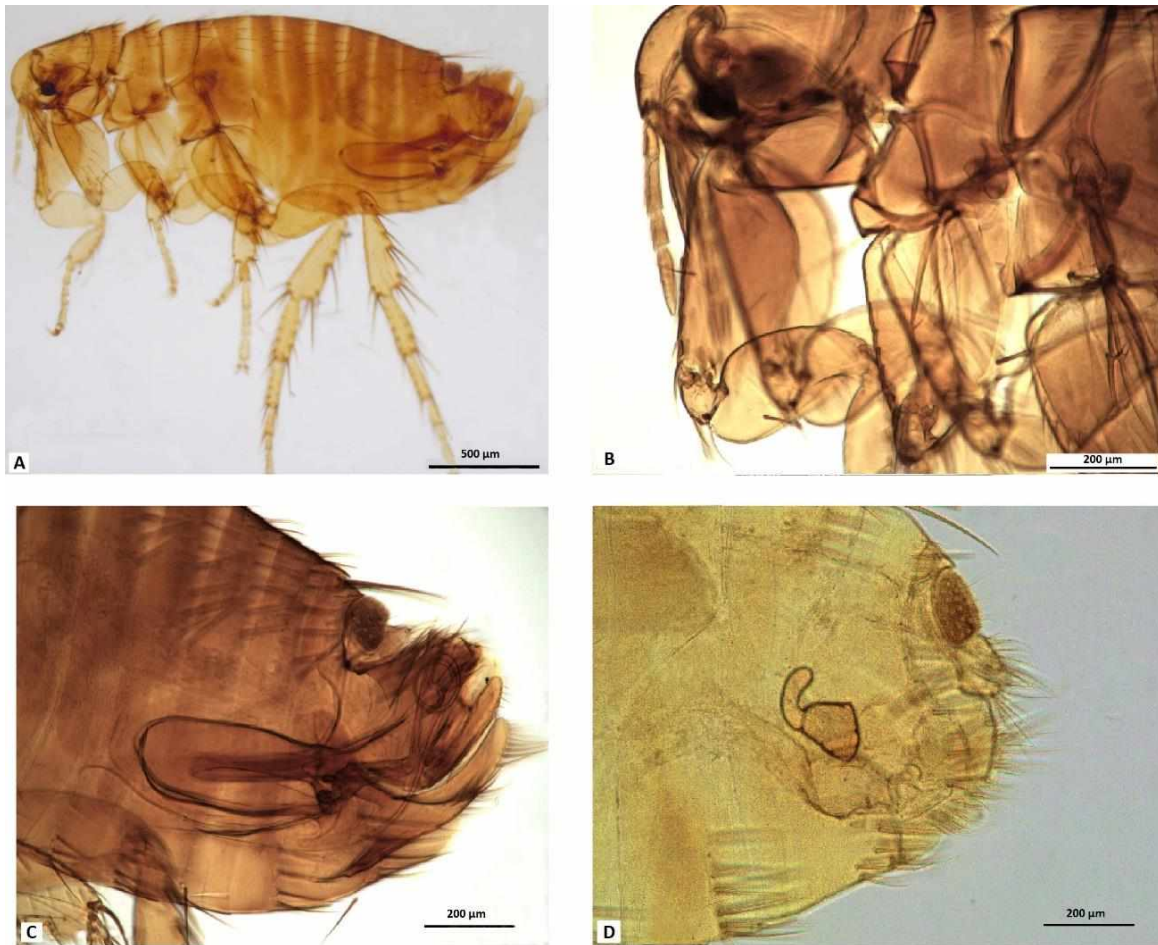


Fig. 19: *Polygenis (Polygenis) axius axius*. A) Vista general B) Región anterior C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

***Polygenis (Polygenis) massoi* Del Ponte, 1967**

Hospedador tipo: *Oxymycterus rufus*.

Localidad tipo: Miramar, Buenos Aires, Argentina.

Distribución y hospedadores conocidos: distribuida en Brasil, Chile y Argentina. En este último, se registró en la provincia de Buenos Aires. Sus hospedadores incluyen: Rodentia-Cricetidae: *A. azarae*, *E. typus*, *O. flavescens*, *N. obscurus* y *S. aquaticus* (Smit 1987; Lareschi et al., 2016).

Descripción morfológica: (Figs. 20 A, B y C)

Macho (Fig. 20 C): fractura de mesocoxa completa (Fig. 20 B). Esternito VIII con un extremo posterior redondeado. Esternito IX con borde ventral del brazo ventral presentando setas en

las porciones apical y media. Basímero con un margen dorsal con 2 o 3 setas fuertes. Telómero no curvado con un denticulo en su porción mediana. Aedeagus con la porción libre del túbulo haciendo un giro de $\frac{3}{4}$.

Comentarios: solo se colectaron machos en el presente estudio. No se registran nuevas asociaciones parásito-hospedador en este estudio. Los hallazgos son coincidentes con la bibliografía en lo referido a la distribución geográfica y rango de hospedadores.

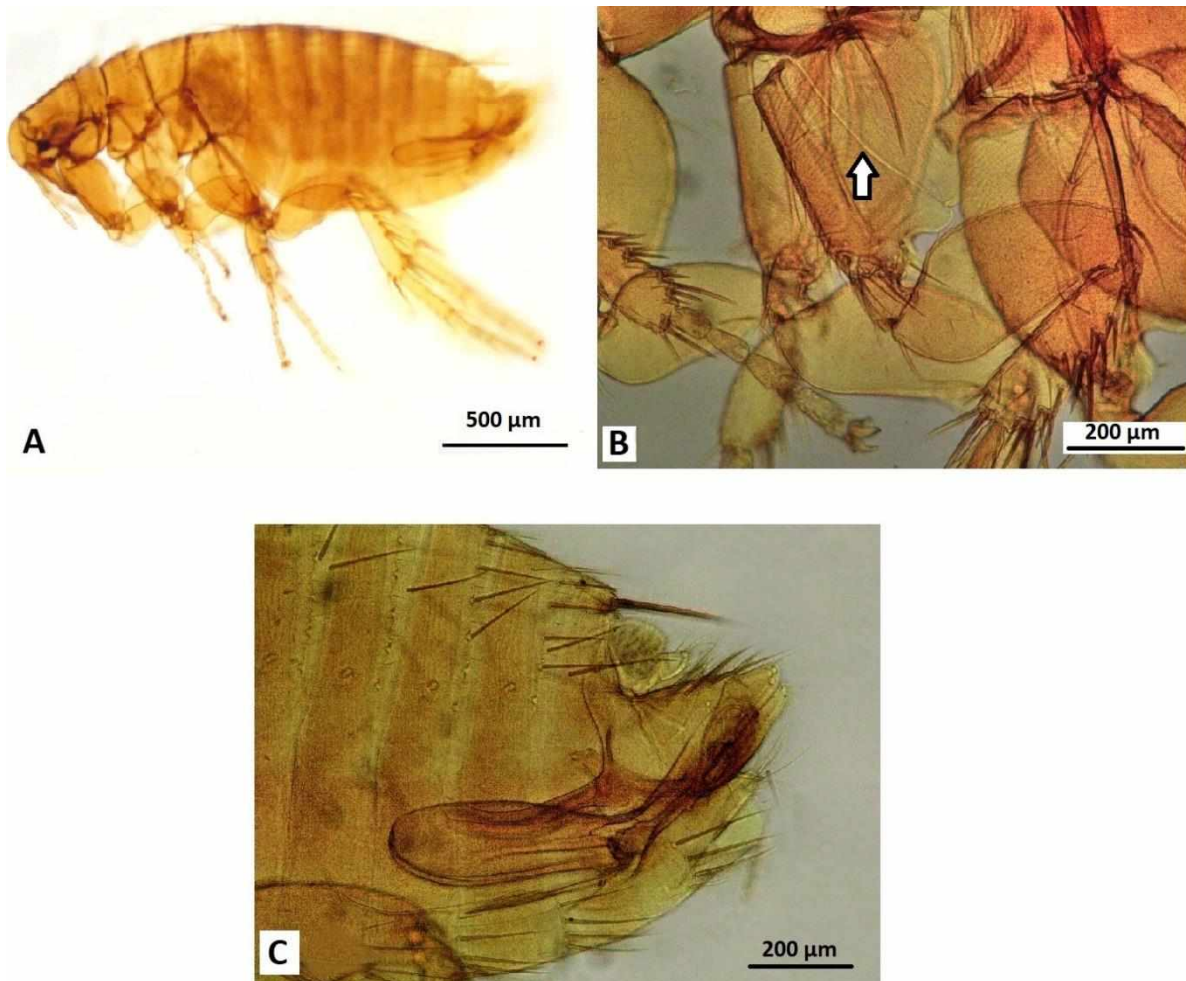


Fig. 20: *Polygenis (Neopolygenis) massoi* A) Vista general (macho) B) Detalle de la fractura de mesocoxa completa (flecha). C) Detalle de la genitalia del macho.

***Polygenis (Polygenis) platensis* (Jordan & Rothschild, 1908)**

Hospedador tipo: *Ctenomys talarum* Thomas, 1898.

Localidad tipo: La Plata, Buenos Aires, Argentina.

Distribución geográfica y otros hospedadores conocidos: Esta especie fue reportada en Brasil, Uruguay, Chile y Bolivia. En Argentina fue citada en las provincias de Buenos Aires, Córdoba, Catamarca, Chubut, Entre Ríos, Jujuy, La Pampa, La Rioja, Misiones, Río Negro, Salta, Santa Cruz, Santiago del Estero, San Juan y San Luis. Posee un amplio rango de mamíferos hospedadores entre ellos: Rodentia- Caviidae: *C. aperea*, *Dolichotis patagonum*, *G. musteloides*, *M. australis*; Cricetidae: *Abrothrix olivacea*, *A. azarae*, *A. dolores*, *A. iniscatus*, *A. simulator*, *C. musculus*, *D. kempi*, *E. typus*, *G. griseoflavus*, *H. vulpinus*, *Necomys obscurus*, *Phyllotis xanthopygus*, *Reithrodon auritus*, *S. aquaticus* y Xenarthra-Dasydodiade: *Chaetophractus vellerosus* (Lareschi et al., 2016, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 21 A, B, C y D)

Ambos sexos: fractura de la mesocoxa incompleta.

Machos (Fig. 21 C): presentan de 5 a 20 setas observadas a cada lado del esternito II, esternito III con 4 a 8, cuatro con 3 a 6, V con 4 a 8, VI con 7 y VII con 6. El túbulo interno del aedeagus se enrolla dando 1,5 vueltas, esternito IX sumamente delgado.

Hembras (Fig. 21 D): presentan de 15 a 25 setas observadas a cada lado del esternito II; 5 a 10 en el esternito III y 7 a 13 en el esternito VII. Margen posterior del tergito VIII redondeado espermateca con forma muy variable presentando en ocasiones indentación en su superficie ventral.

Comentarios: en el presente estudio se menciona por primera vez la asociación entre *P. (P.) platensis* y *O. rufus*. Esta especie fue asociada a *Bartonella* sp. y *Rickettsia* sp. en Brasil (Schott et al., 2020).

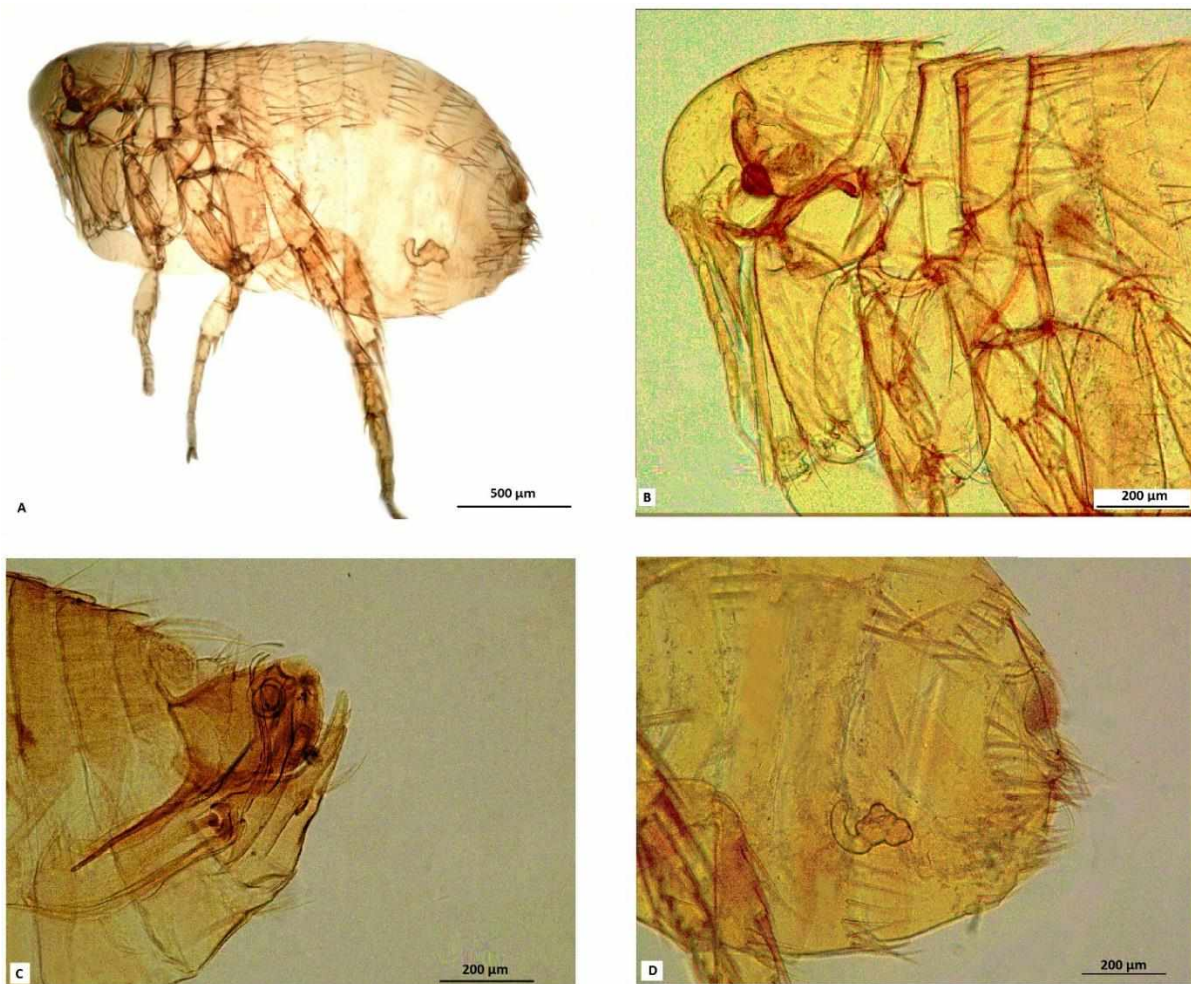


Fig. 21: *Polygenis (Polygenis) platensis*. A) Vista general (hembra) B) Región anterior C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

***Craneopsylla minerva minerva* (Rothschild, 1903)**

Hospedador tipo: *Didelphis aurita*.

Localidad tipo: Sapucaí, Paraguay.

Distribución geográfica y otros hospedadores conocidos: esta subespecie fue reportada en Argentina, Brasil, Chile, Ecuador, Perú, Paraguay, Uruguay y Venezuela. En Argentina fue reportado en las provincias de Buenos Aires, Catamarca, Mendoza, Tucumán, Jujuy, Misiones, Chubut y Salta (Lareschi et al., 2010, 2016, en prensa; Urdapilleta et al., 2019). Los hospedadores conocidos incluyen: los roedores (Rodentia: Cricetidae) *A. dolores*, *A.*

spgazzinii, *D. kemp*, *G. griseoflavus*, *H. vulpinus*, *O. xanthopygus*, *O. rufus*, *S. aquaticus* y Didelphimorphia – Didelphidae: *L. crassicaudata*, *Thylamys* cf. *cinderella*, *T.* cf. *sponsorius*, y *T. pusillus* (Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2010, 2016, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 22 A, B, C y D)

Ambos sexos presentan un capuchón o casquete que posee una sutura muy desarrollada. Con ctenidio frontal con 12 a 18 setas. Dos setas genales largas posicionadas a nivel de la porción proximal de las piezas bucales y estructuras adyacentes. Ctenidio genal con 5 setas a cada lado, a diferencia de la subespecie *C. m. wolffhuegeli* que normalmente tiene 7. Palpo labial con 5 segmentos, el más distal posee forma cónica (Figs. 22 A y B).

Machos (Fig. 22 C): surco occipital prominente. Segmentos genitales con una seta larga antesensiliar. Telómero ligeramente expandido pre-apicalmente.

Hembras (Fig. 22 D): presentan tres setas antesensiliares en la extremidad posterior. Espermateca característica.

Comentarios: en el presente estudio se menciona por primera vez la asociación entre *C. m. minerva* y *O. nigripes* en Argentina extendiendo el listado de hospedadores para esta especie de sifonáptero. Esta especie fue asociada a *Bartonella* sp. y *Rickettsia* sp. en Brasil (Schott et al., 2020).

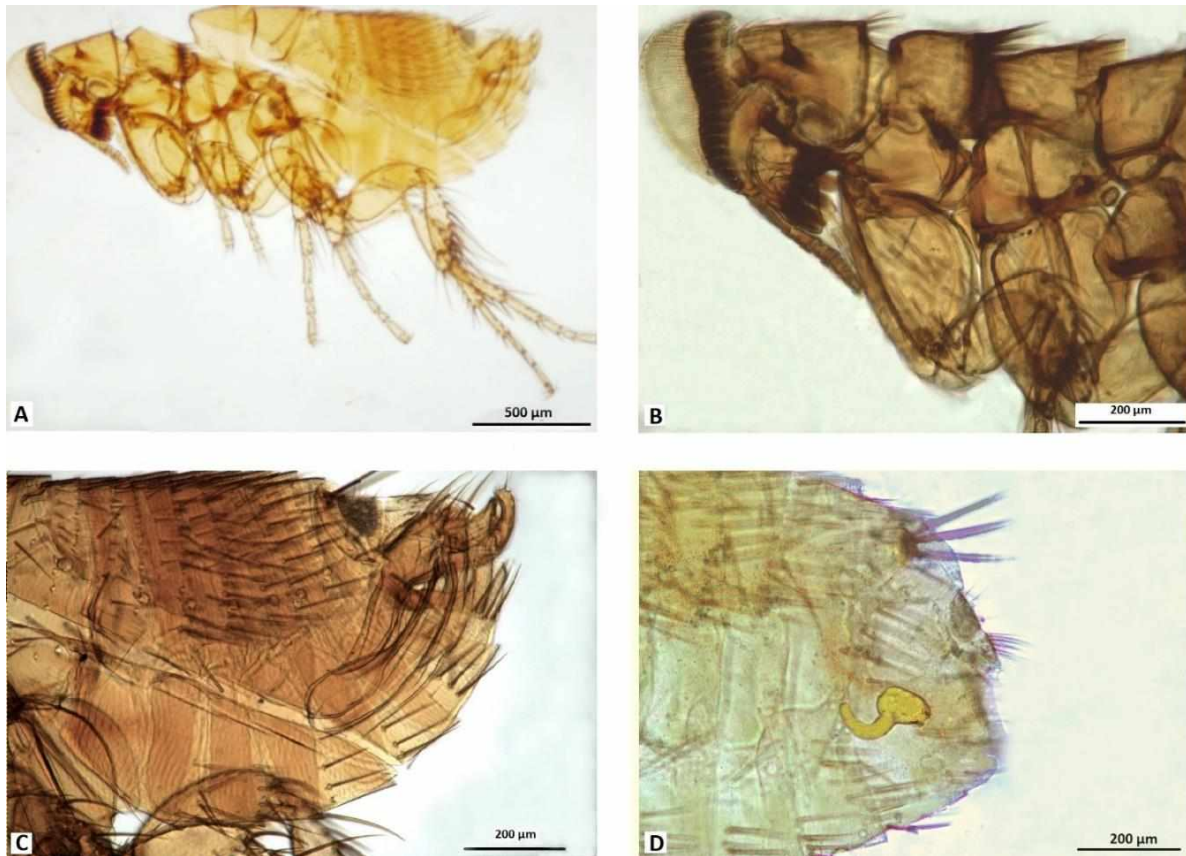


Fig. 22: *Craneopsylla minerva minerva*. A) Vista general (macho) B) Región anterior característica C) Detalle de la genitalia del macho D) Detalle de la genitalia de la hembra.

***Ctenocephalides felis* (Bouché, 1935)**

Hospedador tipo: sin información.

Localidad tipo: cosmopolita.

Distribución geográfica y otros hospedadores conocidos: es de distribución cosmopolita. En Argentina fue registrada en las provincias de Buenos Aires, Chaco, Corrientes, La Pampa, Misiones, Santiago del Estero, Santa Fe y Tucumán, no obstante, es probable que presente una mayor distribución en el país. Sus hospedadores incluyen una gran cantidad de mamíferos entre los que se destacan: Carnívora: Canidae-*Canis familiaris*, *Lycalopex gymnocercus*, *L. griseus*. Felidae: *Felis catus*, *Puma concolor*. Procyonidae: *Nasua nasua*. Rodentia- Cricetidae: *G. griseoflavus*. Muridae: *Rattus* sp. Primates: Hominidae: *Homo sapiens* (Lareschi et al., 2016, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 23 A, B y C)

Hembra (Figs. 23 A, B y C): extremo frontal de la cabeza oblicua lo que hace que esta sea más larga que en *C. canis*. Ctenidios genales con 8 dientes de cada lado, siendo el primero más largo que el ojo. Presencia de ctenidios pronotales fuertes. Presentan un sensilium a nivel de tergito IX o X, margen dorsal de la tibia posterior con una sola seta larga entre las inserciones mediana y apical. Espiráculos más pequeños que en *C. canis*.

Comentarios: en el presente estudio solo se colectó una hembra. Se destaca la importancia sanitaria de esta especie en el ciclo del helminto zoonótico *Dipylidium caninum* y en el ciclo enzoótico de bacterias de los géneros *Rickettsia* y *Bartonella* (Horta et al., 2006; Brown & Macaluso 2016; Urdapilleta et al., 2020, 2021).

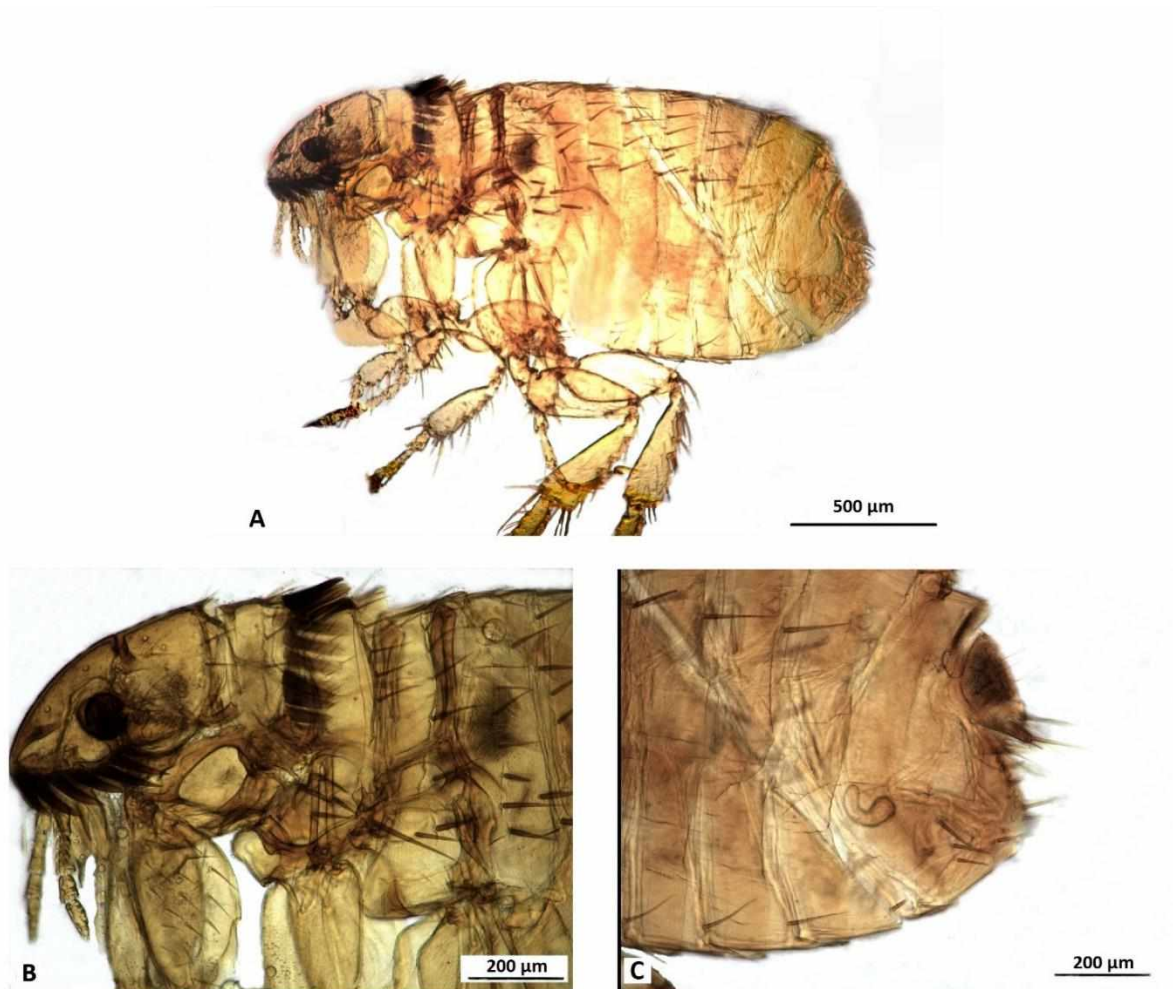


Fig. 23: *Ctenocephalides felis*. A) Vista general (hembra) B) Región anterior característica C) Detalle de la genitalia de la hembra.

3.3.3 Ixodida

Ixodes loricatus Neumann, 1899

Distribución y hospedadores conocidos: actualmente su distribución se limita a Sudamérica. Ha sido reportada en Uruguay, Brasil, Argentina y Paraguay. Se la reportó parasitando a marsupiales entre los que se incluye: *L. crassicaudata*; *D. albiventris*; *D. aurita* y los roedores: *Oligoryzomys* sp.; *Oxymycterus* sp.; *H. brasiliensis*, *S. aquaticus* (Cricetidae) y *R. norvegicus* (Muridae), entre otros (Guglielmone & Nava, 2005; Nava et al., 2017).

Descripción morfológica: (Figs. 24 A, B, C, D, E y F)

Ninfa (Figs. 24 A, B, C, D): cuerpo oval y alargado, escápulas redondeadas, surco cervical poco profundo. Escudo sin ornamentación con contorno ovalado. Superficie ventral cubierta por numerosas setas blancuzcas. Base del capítulo triangular, sin cornua y aurícula triangular y corta. Coxa I con dos espinas cortas. Coxas II a IV con espinas, pero más pequeñas que I.

Larva (Figs. 24 E y F): superficie dorsal oval, escudo subtriangular con 4 pares de setas. Basis capituli largo, triangular; cornua ausente, palpo con sutura inconspicua entre los artículos II y III; surco anal ausente. Coxa I con dos espinas triangulares.

Comentarios: Se registra aquí la primera asociación entre *Deltamys kempi* e *I. loricatus*.



Fig. 24: *Ixodes loricatus*. A) Ninfa vista dorsalmente; B) Ninfa vista ventralmente C) y D) Detalle del gnatosoma E) Larva vista dorsalmente F) Larva vista ventralmente.

***Amblyomma triste* Koch, 1844**

Distribución y hospedadores conocidos: es de amplia distribución en el continente americano donde fue hallada en países como México, Venezuela, Brasil, Colombia, Ecuador,

Perú, Uruguay y Argentina (Guglielmone, 2003; Guglielmone et al., 2013; Nava et al., 2017). En Argentina fue colectada en las provincias de Buenos Aires, Entre Ríos, Corrientes y Formosa (Guglielmone et al., 2013; Nava et al., 2017; Romer et al., 2020). Los roedores sigmodontinos son hospedadores de relevancia para sus estadios inmaduros. En Argentina se ha registrado parasitando a *S. aquaticus*, *Oligoryzomys* sp.; *O. rufus* y *A. azarae*. Los estadios adultos suelen parasitar a mamíferos de mayor tamaño como ciervos (Cervidae), carnívoros (Canidae y Felidae), roedores e incluso al humano (Nava et al., 2017).

Descripción morfológica:

Hembra: (Figs. 25 A y B): cuerpo oval. Largo aproximado de 3 a 3,4 mm y ancho de aproximadamente 1,7 mm. Escápula redondeada, tubérculos quitinosos presentes en el margen posterior, escudo ornamentado, basis capituli subrectangular, cornuas ausentes, hipostoma espatulado, placas espiraculares ovales.

Comentarios: Esta especie es de importancia en salud pública, no solo por su capacidad de parasitar al humano y a animales domésticos sino por su rol como vector de *Rickettsia parkeri*, una bacteria capaz de provocar Fiebre Manchada en humanos (Venzal et al., 2012; Venzal, 2013; Guglielmone et al., 2013; Nava et al., 2017; Romer et al., 2020).

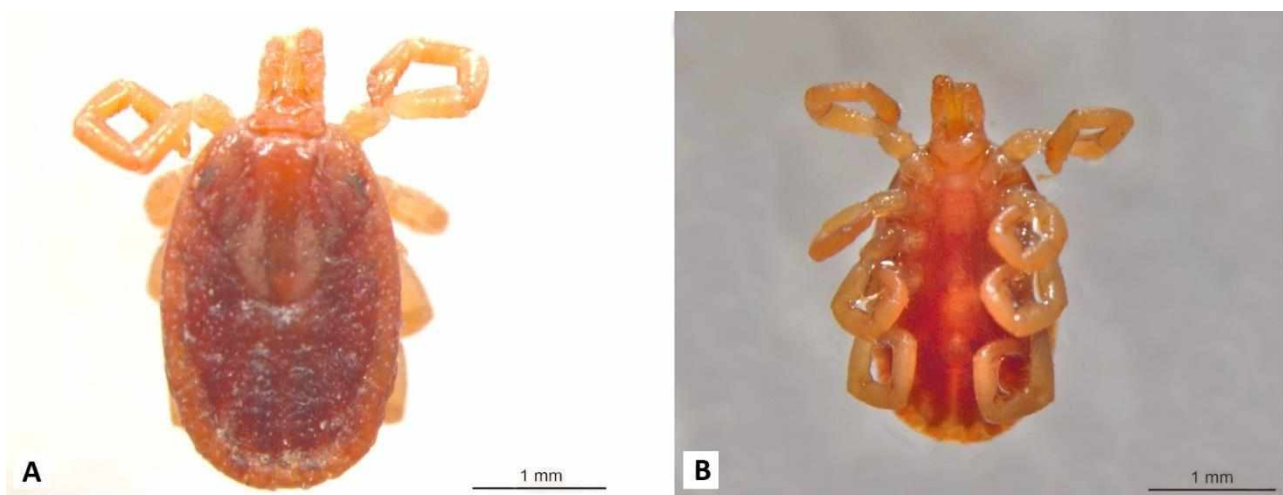


Fig. 25: *Amblyomma triste*. Hembra A) Vista dorsal B) Vista ventral.

3.3.4 Mesostigmata

Laelaps echidninus (Berlese, 1887)

Localidad tipo: Toscana, Italia.

Hospedador tipo: *Rattus norvegicus*.

Distribución y hospedadores conocidos: es una especie cosmopolita y en Argentina se encuentra registrado en las provincias de Buenos Aires, Córdoba y Neuquén. En la mayoría de los casos se halla asociada a roedores del género *Rattus* siendo su hallazgo en otros roedores ocasional (Furman, 1972; Montasser, 2006; Lareschi, en prensa).

Descripción morfológica: (Fig. 26)

Hembra: idiosoma de aproximadamente 1000 μm de largo por 700 μm de ancho. La superficie dorsal del idiosoma está cubierta casi completamente por un escudo dorsal, el cual es redondeado posteriormente, presenta estriaciones transversales y alrededor de 40 pares de setas en su mayoría largas (90 -160 μm). Placa genitoventral expandida ampliamente detrás de la coxa IV y con el margen posterior cóncavo, bordeando anteriormente a la placa anal.

Comentarios: en este estudio solo se colectaron hembras. Recientemente esta especie fue reportada como portadora de *Rickettsia* sp. en Taiwán (Kuo et al., 2020).

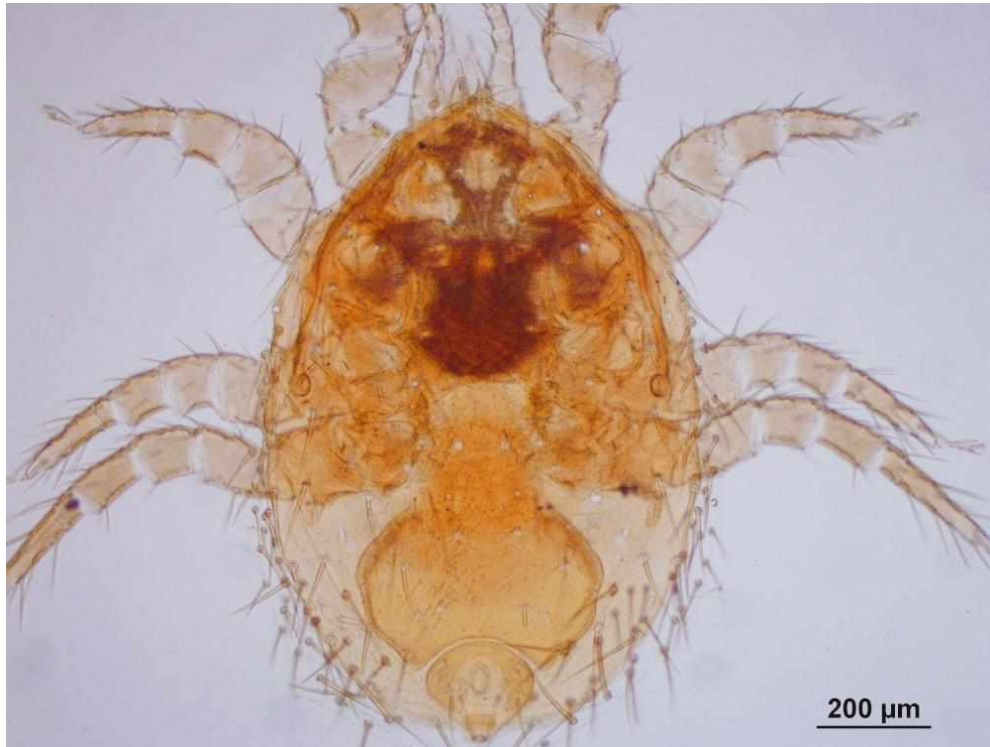


Fig. 26: *Laelaps echidninus*. Vista general (hembra).

***Laelaps mazzai* Fonseca, 1939**

Localidad tipo: Salta, Argentina.

Hospedador tipo: Roedor sin identificar.

Distribución y hospedadores conocidos: es una especie distribuida en Brasil, Paraguay, Venezuela y en Argentina fue reportado en Buenos Aires, Corrientes, Salta y Córdoba. Se asocia a especies del género *Calomys* preferentemente (Furman, 1972; Gettinger, 1992; Lareschi et al., 2006 a; Lareschi, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 27 A y B)

Hembra (Fig. 27 A): marcada hipertriquia en la placa dorsal (64 pares de setas), más abundantes en el tercio anterior. Idiosoma: 700 μm de longitud y 500 μm de ancho.

Macho (Fig. 27 B): marcada hipertriquia en la placa dorsal. Placa esternoventral separada de la placa anal.

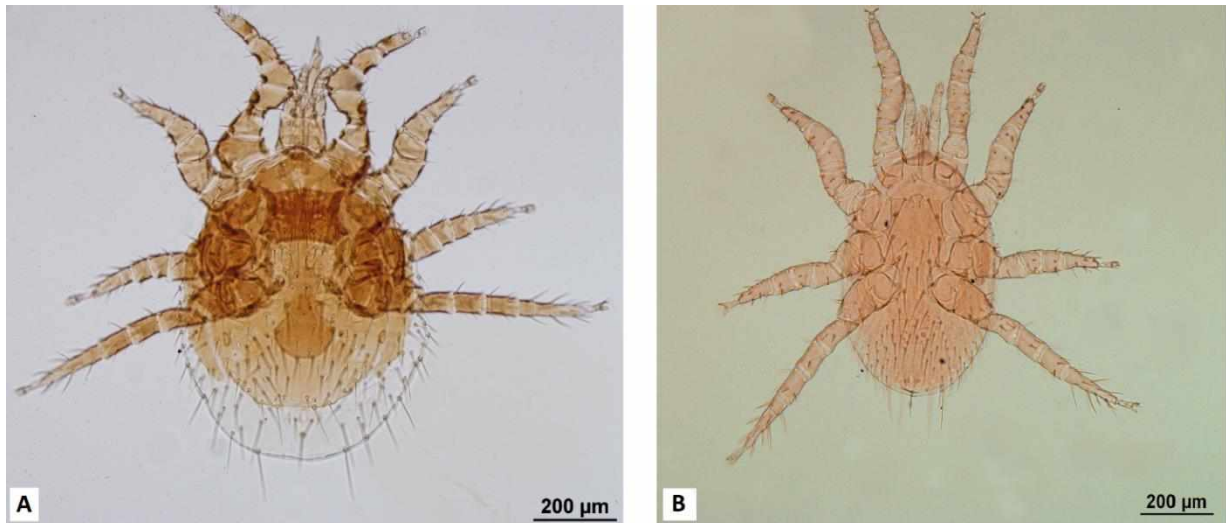


Fig. 27: *Laelaps mazzai*. A) Vista general (hembra) B) Vista general (macho).

***Laelaps manguinhosi* Fonseca, 1936**

Hospedador tipo: *Holochilus vulpinus*

Localidad tipo: Porto Jofre, Mato Grosso, Brasil.

Distribución y hospedadores conocidos: descrito en Brasil, Paraguay y Argentina. En este último se encontró en Buenos Aires y Entre Ríos. Parasita principalmente roedores del género *Holochilus*, aunque también fueron recolectados en aves, quirópteros y marsupiales (Furman, 1972; Savchenko & Lareschi, 2022).

Descripción morfológica: (Fig. 28)

Hembra: Idiosoma de 680 µm de largo con 480 µm de ancho con un escudo dorsal de 640 µm de largo y 400 µm de ancho. Ventralmente: placa genitoventral poco quitinizada, con expansión media posterior midiendo 220 µm de largo por 160 µm de ancho y cuatro pares de setas de igual tamaño. Coxa I con seta anteroventral igual o ligeramente más larga que la seta posteroventral. Placa anal triangular con 90 µm de longitud y 105 µm de ancho. Gnatosoma con 680 µm entre su base y el ápice de los palpos.

Comentarios: recientemente esta especie fue revisada sobre la base de ejemplares colectados en el Gran La Plata y Chascomús (provincia de Buenos Aires) y se agregaron nuevas

características morfológicas (mencionadas arriba) que la diferencian de especies próximas (Savchenko & Lareschi, 2022).

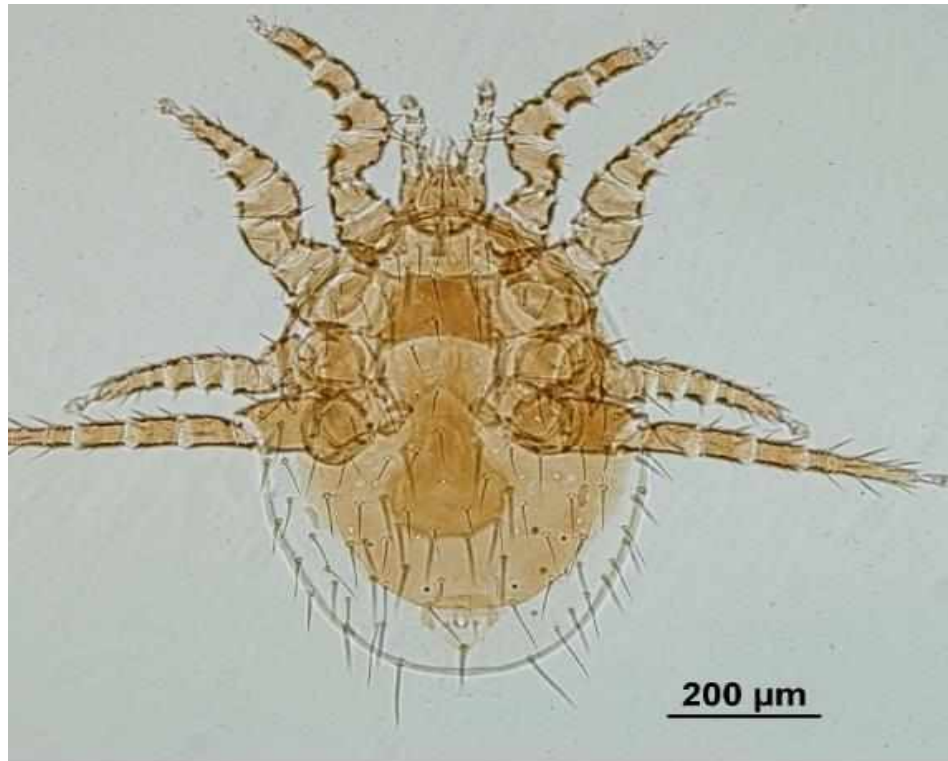


Fig. 28: *Laelaps manguinhosi*. Vista general (hembra).

***Laelaps galliarii* Savchenko & Lareschi, 2022**

Hospedador tipo: *Oligoryzomys flavescens*

Localidad tipo: Calle 143 y Diagonal 630, Arana, Partido de La Plata; Argentina.

Distribución y hospedadores conocidos: la única cita existente es aquella de la descripción original (Savchenko & Lareschi, 2022).

Descripción morfológica: (Fig. 29)

Hembras: seta palpocoxal larga (20 a 28 μm) y casi tan larga como la seta hipostomal interna; procesos artrodiales marcados en la coxa IV; presencia de la seta adicional *Jx* en el escudo dorsal; escudo dorsal con margen posterior casi recto.

Escudo dorsal con 39 pares de setas; un largo de 520 μm y 380 μm de ancho. Marcada pronunciación de las inserciones musculares entre las setas *j3-j6*; inserciones de las setas *j4* redondeadas por zonas en forma de escápula.

Idiosoma ventral con peritremas que se extienden hasta el margen anterior de la coxa III; escudo anal alargado, subigual o entre 11-23% más largo que ancho; setas paranales muy fuertes, casi como la seta postanal; escudo genital redondeado, bordes laterales ligeramente convexos.

Comentarios: Previo a la revisión de Savchenko & Lareschi (2022), *L. galliarii* integraba el complejo *L. manguinhosi* sensu lato.

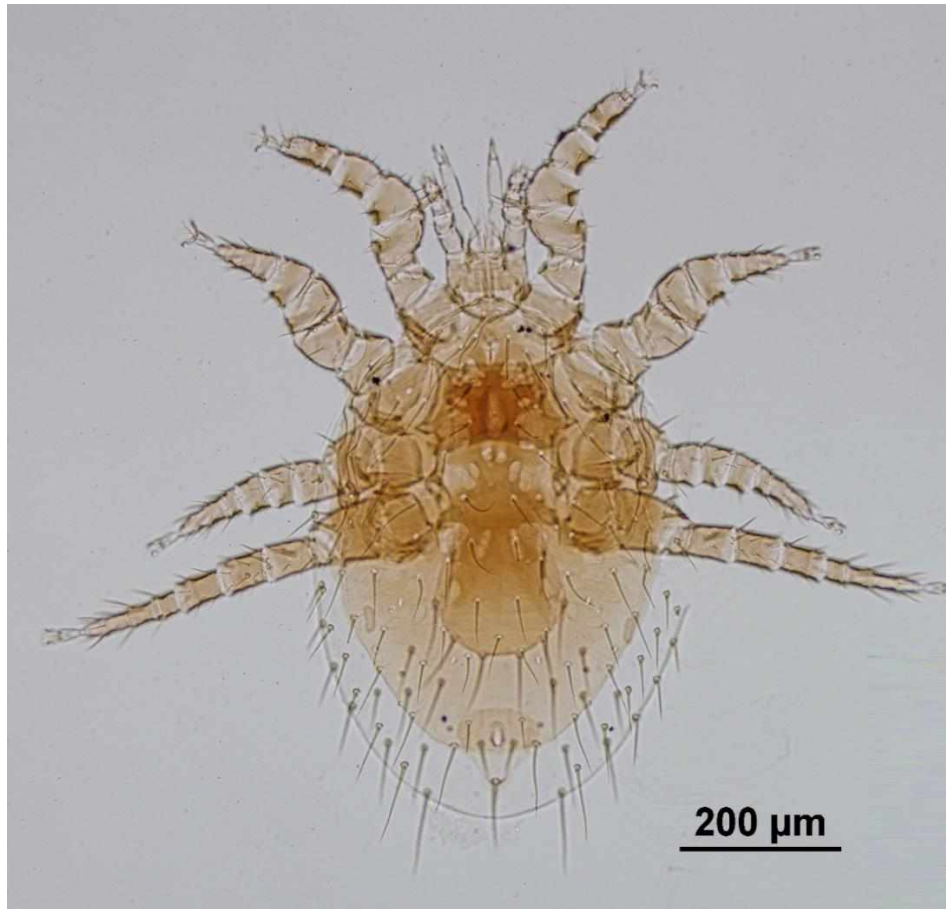


Fig. 29: *Laelaps galliarii*: Vista general (hembra).

***Laelaps scapteromyos* Savchenko & Lareschi, 2022**

Hospedador tipo: *Scapteromys aquaticus*.

Localidad tipo: Balneario La Balandra, Partido de Berisso, Argentina.

Distribución y hospedadores conocidos: la única cita existente es aquella de la descripción original (Savchenko & Lareschi, 2022).

Descripción morfológica: (Fig. 30)

Hembras: áreas del escudo dorsal más quitinizadas; presencia de cuatro pares de setas subterminales; seta postanal engrosada apicalmente. Escudo dorsal con un largo de 530 μm y un ancho de 370 μm . Ausencia de la seta *Jx*.

Idiosoma ventral con peritremas extendiéndose posteriormente respecto de la coxa III hasta la coxa I; placas metapodales con forma de haba, placa esternal muy quitinizada; placa genitoventral muy quitinizada con tres líneas transversas. Gnatosoma como en el resto del género.

Comentarios: Previo a la revisión de Savchenko & Lareschi (2022), *L. scapteromyos* integraba el complejo *L. manguinhosi* sensu lato.

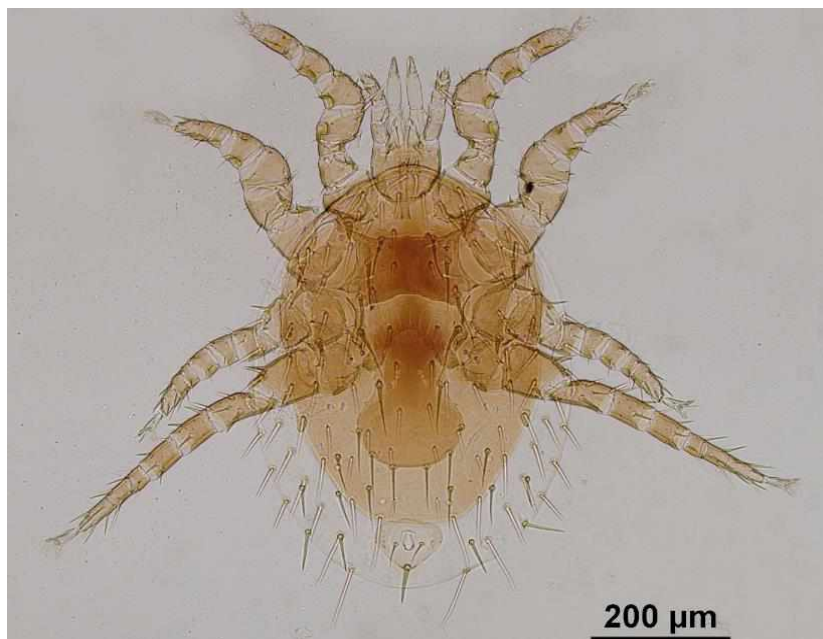


Fig. 30: *Laelaps scapteromyos* Vista general (hembra).

***Laelaps paulistanensis* Fonseca, 1936**

Hospedador tipo: identificado como “rata silvestre”.

Localidad tipo: São Paulo, Brasil.

Distribución y hospedadores conocidos: posee una amplia distribución en la región Neotropical incluyendo países como Uruguay, Brasil, Venezuela o Panamá (Tipton et al., 1966; Furman, 1972; Nieri-Bastos et al., 2004; Lareschi et al., 2006 a). En Argentina fue reportado en las provincias de Buenos Aires, Córdoba, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Jujuy, Formosa, Jujuy, La Rioja, Misiones, Río Negro y Tucumán asociado a *O. nigripes* y *O. flavescens*. (Abba et al., 2001; Mauri, 1965; Lareschi et al., 2003, 2006 a; Lareschi, en prensa; Savchenko & Lareschi, 2022).

Descripción morfológica: (Fig. 31)

Hembra: idiosoma de 1000 µm de longitud por 740 µm de ancho con un escudo de 920 µm de longitud. Ventralmente: placa esternal rectangular. Placa genitoventral muy quitinizada con fuerte expansión posterior (294 µm de largo x 200 µm de ancho) con cuatro pares de setas de igual tamaño. Placas metapodales elípticas y nítidas. Coxa I con seta anteroventral más corta que la seta posteroventral.

Comentarios: Savchenko & Lareschi (2019) analizaron aspectos morfométricos y filogenéticos de individuos inicialmente identificados como *L. paulistanensis* en la provincia de Buenos Aires y determinaron que pertenecían a distintas especies (p. ej. *L. schatzi* que se describe a continuación).

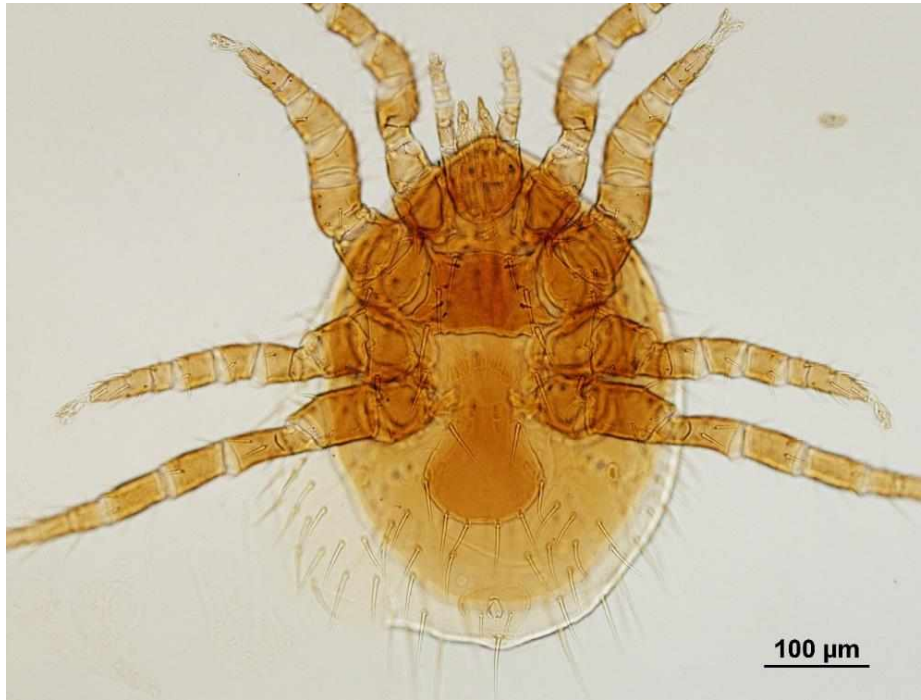


Fig. 31: *Laelaps paulistanensis*. Vista general (hembra).

***Laelaps schatzi* Lareschi & Savchenko, 2021**

Hospedador tipo: *Oligoryzomys flavescens*.

Localidad tipo: Pereyra, Berazategui, Buenos Aires. Argentina.

Distribución y hospedadores conocidos: a la fecha fue registrado en Argentina en las provincias de Buenos Aires, Entre Ríos, Corrientes y Misiones. Principalmente está asociado a *O. flavescens*, aunque fue reportado su hallazgo en *O. fornesi* (Savchenko & Lareschi, 2019).

Descripción morfológica: (Fig. 32)

Hembras: idiosoma ovoide con una placa dorsal con 39 pares de setas cubriendo el 90% de la misma. Esta placa posee un margen anterior redondeado y un margen posterior recto. Ventralmente: peritremas extendidos hasta el margen anterior de la coxa II, estigma redondeado. Placa esternal débilmente esclerotizada y ornamentada con líneas transversas. Placa genitoventral con marcada esclerotización y presencia de reticulaciones; setas cortas; placa anal piriforme. Gnatosoma: Hipostoma con 3 setas hipostomales, tritosternum

bifurcado y pedipalpos con 5 segmentos. Patas: patas I más desarrolladas que presentan una seta espiniforme a nivel de anteroventral de la coxa I. Coxa III con seta espiniforme prominente. Cada coxa IV con un proceso medial.

Comentarios: Previo a la revisión de Savchenko & Lareschi (2019), *L. schatzi* integraba el complejo *L. paulistanensis* sensu lato.



Fig. 32: *Laelaps schatzi*. Vista general (hembra).

***Gigantolaelaps wolffsohni* (Oudemans, 1910)**

Hospedador tipo: roedor sin identificar.

Localidad tipo: Valparaíso, Chile.

Distribución y Hospedadores conocidos: fue reportado en Brasil, Chile, Uruguay y Argentina (Furman, 1972; Gettinger, 1987; Lareschi et al., 2006 a). En este último, fue reportado en las provincias de Buenos Aires, Entre Ríos, Corrientes, Tucumán y Misiones (Lareschi & Mauri, 1998; Abba et al., 2001; Lareschi et al., 2003, 2019; Lareschi, en prensa).

Está asociado a roedores de la tribu Orizomyini, aunque existen hallazgos ocasionales en otros géneros de roedores (Fuenzalida-Araya et al., 2022).

Descripción morfológica: (Fig. 33)

Hembra: idiosoma de más de 1400 μm de largo. Placa esternal con proyección anteromedial, placa genitoventral con un solo par de setas. No se observa extensión posterior de peritrema respecto al estigma. Tarso II sin setas espiniformes gruesas, tibia IV con 10 setas, setas de la coxa I espiniformes, placas metapodales más pequeñas que el estigma. Seta *j5* muy larga (aproximadamente $2/3$ del largo de la seta *Z5*).

Comentarios: en este estudio solo se colectaron hembras. No se registraron nuevas asociaciones parásito-hospedador.

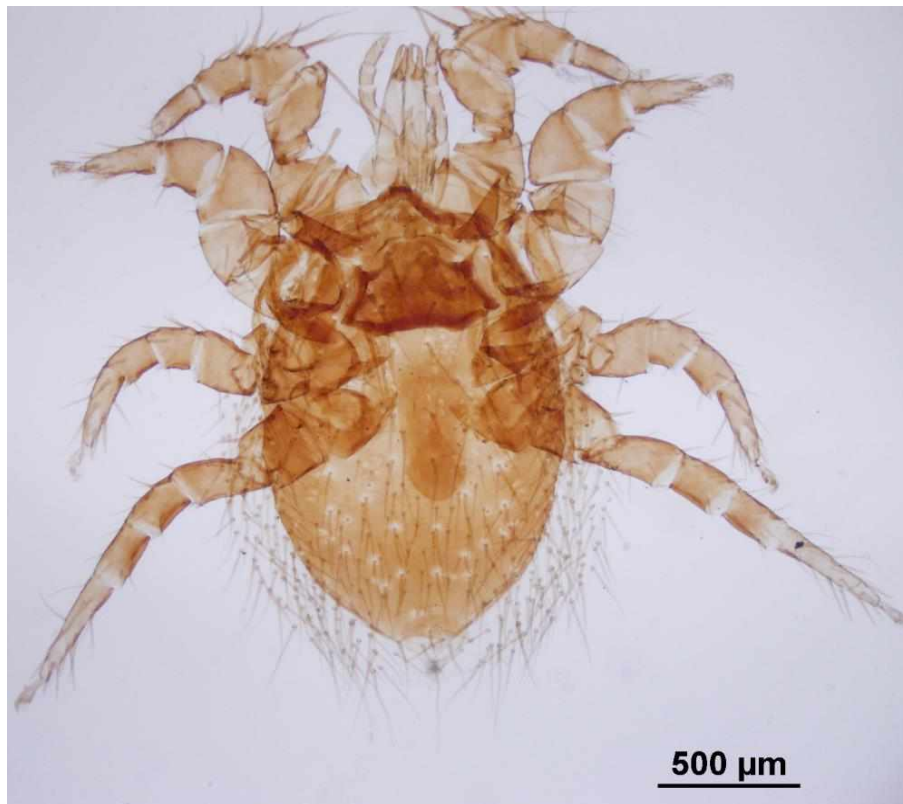


Fig. 33: *Gigantolaelaps wolffsohni*. Vista general (hembra).

***Mysolaelaps microspinosus* Fonseca, 1935**

Hospedador tipo: roedor indeterminado.

Localidad tipo: São Paulo, Brasil.

Distribución y hospedadores conocidos: Fue reportado en Argentina, Chile, Uruguay y Venezuela (Furman, 1972; Lareschi et al., 2003, 2006; Lareschi & Gonzalez-Acuña, 2010). En Argentina existen reportes en las provincias de Buenos Aires, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Córdoba, La Rioja, Misiones y Tucumán. Esta especie se asocia principalmente a roedores de la tribu Orizomyini, aunque existen reportes ocasionales en otras tribus de roedores como por ejemplo *Abrothrix sanborni* en Chile (Lareschi et al., 2003, 2006; Lareschi & Gonzalez-Acuña, 2010).

Descripción morfológica: (Fig. 34)

Hembras: idiosoma con un largo de 1150 μm , con un escudo dorsal cubriendo toda la superficie dorsal y con setas pequeñas. Placa esternal con setas pequeñas. La placa genitoventral se expande posteriormente a la coxa IV con un extremo posterior redondeado con cuatro pares de setas muy pequeñas. El par de setas genitoventrales I y II con la mitad del tamaño de los pares de setas III y IV.

Comentarios: en este estudio solo se colectaron hembras. No se registraron nuevas asociaciones parásito-hospedador.



Fig. 34: *Mysolaelaps microspinosus*. Vista general (hembra).

***Androlaelaps fahrenheiti* (Berlese, 1911)**

Hospedador tipo: “roedor silvestre”.

Localidad tipo: Urbana, Illinois, Estados Unidos.

Distribución y hospedadores conocidos: presenta una distribución cosmopolita. En Argentina fue reportado en Buenos Aires, Córdoba, Chaco, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, La Rioja, Misiones, Neuquén, Río Negro, Santa Fe, San Juan, San Luis y Tucumán. Está asociado con un gran número de especies de micromamíferos entre los que se puede mencionar roedores (Muridae y Cricetidae), marsupiales (Didelphidae), encontrándose incluso registros en aves (Lareschi & Mauri, 1998; Lareschi et al., 2003, 2019; Lareschi, 2013, en prensa).

Descripción morfológica: (Figs. 35 A y B)

Hembra (Fig. 35 A): 1 mm de largo. Ventralmente: placa genitoventral con un par de setas. Esta se extiende lateralmente detrás de la coxa IV y posee un borde posterior redondeado. Placa esternal más ancha que larga y bien esclerotizada. Placa anal triangular con sus tres extremos redondeados. Un par de setas a cada lado del orificio anal. Peritrema se extiende desde el espacio entre la coxa III y IV hasta el nivel medio de la coxa I. Dorso: escudo dorsal bien esclerotizado, elíptico y con finas reticulaciones. El mismo posee 35 a 40 pares de setas. Gnatosoma: en ambos sexos el tritosternum está bien desarrollado. Hipostoma relativamente angosto. Porción proximal del pilus dentili fuertemente curvada.

Macho (Fig. 35 B): placa holoventral muy extendida hacia los laterales detrás de la coxa IV. Placa esternal moderadamente esclerotizada.

Protoninfa: pobremente esclerotizada. Escudo dorsal dividido en una porción anterior (de mayor tamaño y con 11 pares de setas) y otra posterior menos desarrollada.

Deuteroninfa: porciones del escudo dorsal fusionadas.

Comentarios: no se registraron nuevas asociaciones parásito-hospedador en este estudio.

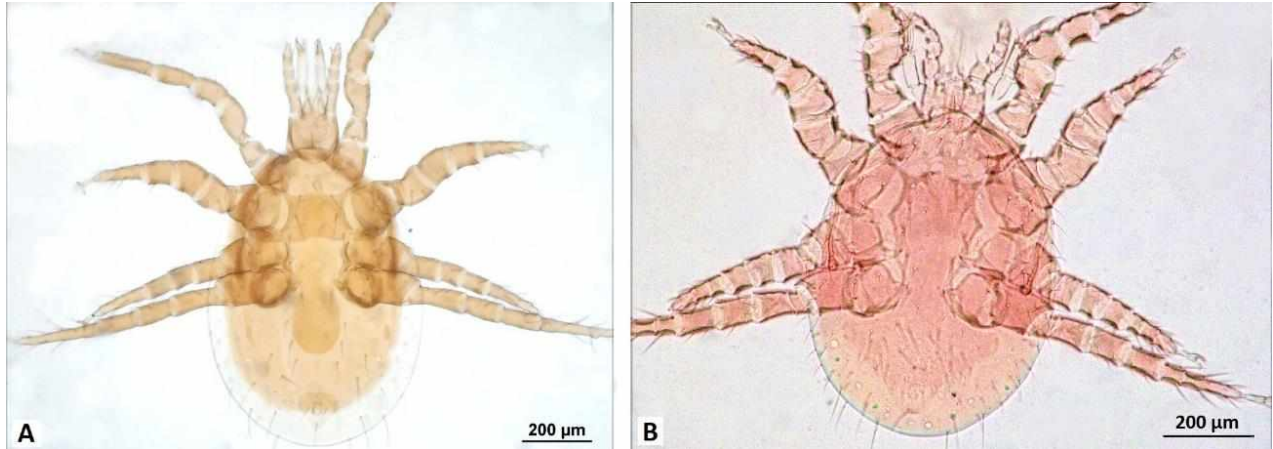


Fig. 35: *Androlaelaps fahrenheitzi*. A) Vista general (hembra); B) Vista general (macho).

***Androlaelaps azarae* Lareschi, 2020**

Hospedador tipo: *Akodon azarae*.

Localidad tipo: Estación Alzaga, Buenos Aires, Argentina.

Distribución y hospedadores conocidos: a la fecha esta especie fue reportada en Argentina, en las provincias de Buenos Aires y La Pampa. Hasta el momento solo fue colectado parasitando a *Akodon azarae* (Lareschi, 2020).

Descripción morfológica: (Fig. 36 A y B)

Hembras (Fig. 36 A): la superficie dorsal presenta un escudo dorsal reticulado cubriendo el 85% del idiosoma y haciéndose más angosto hacia el extremo posterior. El borde posterior del escudo dorsal es ligeramente redondeado. Todas las setas son setiformes. Ventralmente, Idiosoma más ancho que largo (895 µm/ 596 µm), escudo esternal reticulado (190 µm ancho/130 µm de largo), margen posterior cóncavo, peritremas muy esclerotizados que se extienden hacia el gnatosoma. Gnatosoma: seis filas de dientes en el surco hipostomal y tres pares de setas hipostomales presentes. Todas las patas son gruesas y subiguales.

Macho (Fig. 36 B): escudo dorsal aproximadamente 598 µm de largo y 400 µm de ancho cubriendo todo el idiosoma, con 37 pares de setas. Idiosoma ovoide y redondeado. Ventralmente: placa holoventral albergan el orificio genital. Gnatosoma similar a la hembra.

Deuteroninfa: dorso: escudo dorsal similar a la hembra, pero menos esclerotizado. Gnatosoma similar a la hembra sin un área esclerotizada en forma de V, peritremas bien desarrollados. Patas como en la hembra.

Comentarios: esta especie fue descripta recientemente por Lareschi (2020) y previamente era considerada como *Androlaelaps rotundus*.

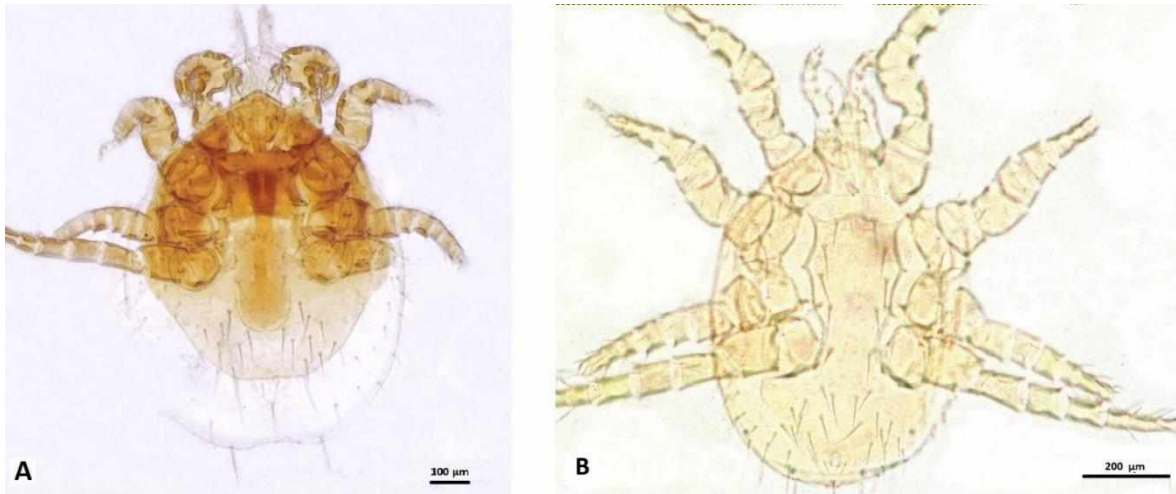


Fig. 36: *Androlaelaps azarae*. A) Vista general (hembra) B) Vista general (macho).

***Ornithonyssus bacoti* Hirst, 1913**

Hospedador tipo: *Homo sapiens*.

Localidad tipo: Australia.

Distribución y hospedadores conocidos: Cosmopolita. En Argentina fue reportado Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, San Juan, Mendoza, Neuquén, Salta y Tucumán. Parasita principalmente roedores entre los que se puede destacar: *O. rufus*, *R. norvegicus*, *R. rattus*, *M. musculus*, *S. aquaticus*, *O. flavescens*, *O. nigripes*, entre otros. Asimismo, ha sido reportado en marsupiales como *Thylamys elegans* y humanos (Radovsky, 2010, Silva de la Fuente, 2014; Yin et al., 2021).

Descripción morfológica: (Fig. 37 A y B)

Hembras (Fig. 37 A): idiosoma: escudo dorsal largo y delgado, haciéndose más angosto hacia el extremo posterior terminando en forma de V y dejando mayor parte del idiosoma descubierto. Setas del escudo numerosas y delgadas. Ventralmente: placa esternal trapezoidal con tres pares de setas alargadas, placa anal piriforme. Coxas de las patas sin setas aparentes. Los peritremas se extienden desde el espacio entre la coxa III y IV hasta el nivel de la coxa I. Patas moderadamente largas y delgadas.

Ninfas (Fig. 37 B): como las hembras, pero más pequeñas y pobremente esclerotizadas.

Comentarios: la clasificación taxonómica de *O. bacoti* actualmente se encuentra en discusión. Diversos autores como Furman & Radovsky (1963), Evans & Till (1966) o Radovsky (2010), clasificaron inicialmente a esta especie de acuerdo con la quetotaxia de la placa dorsal además de otros caracteres morfométricos. Sin embargo, un estudio en Brasil evidenció mediante técnicas moleculares y análisis filogenéticos, que especímenes inicialmente identificados como *O. bacoti* mediante su morfología en realidad se trataban de especies distintas dentro del mismo género (Nieri-Bastos et al., 2011). Este hallazgo sugiere que los especímenes de *O. bacoti* hallados en el presente estudio pueden pertenecer a un complejo de especies que requieren estudios más detallados para una diferenciación taxonómica más precisa. Dado que no es el objetivo de esta tesis profundizar en aspectos sistemáticos, se considerará a los ácaros como *O. bacoti* sensu lato.

En otro aspecto, *O. bacoti* puede causar dermatitis alérgica en humanos, condición conocida como gamasoidosis. También es el hospedador intermediario de filarias en condiciones de laboratorio y vector de enfermedades zoonóticas como la Rickettsiosis pustulosa humana, ocasionada por *Rickettsia akari*. Asimismo, existen reportes de este ácaro infectado con bacterias de los géneros *Bartonella* sp., *Coxiella burnetti*, *Borrelia burgdorferi* y *Rickettsia prowazekii*. Adicionalmente fue reportado infectado con los virus causantes de la Fiebre Hemorrágica con Síndrome Renal provocada por Hantavirus, la encefalitis equina del oeste y el virus Cocksackie (Moro et al., 2005; Jofré et al., 2009; Nieri-Bastos et al., 2011; Yin et al. 2021).

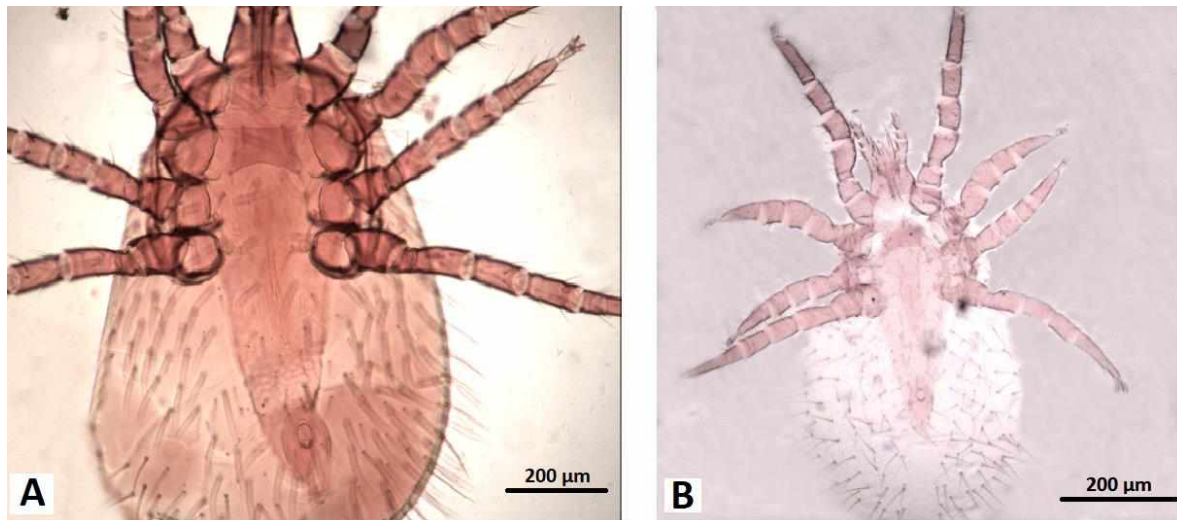


Fig. 37: *Ornithonyssus bacoti*. A) Vista general (hembra) B) Vista general (ninfa).

A continuación, en la tabla 3, se indica la ocurrencia de cada especie ectoparásita en las distintas especies hospedadoras independientemente del sitio de muestreo.

Hospedador	Mesostigmata (n=3764)	Siphonaptera (n=122)	Ixodida (n=13)
<i>Oxymycterus rufus</i> (n=123)	<i>Androlaelaps fahrenheiti</i> <i>Ornithonyssus bacoti</i>	<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i> <i>Polygenis (Polygenis) axis axis</i> <i>Polygenis (Polygenis) platensis</i> <i>Polygenis (Polygenis) massoi</i>	<i>Ixodes loricatus</i> <i>Amblyomma triste</i>
<i>Akodon azarae</i> (n=114)	<i>Androlaelaps fahrenheiti</i> <i>Androlaelaps azarae</i>	<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i> <i>Polygenis (Polygenis) axis axis</i> <i>Polygenis (Polygenis) platensis</i>	<i>Ixodes loricatus</i> <i>Amblyomma triste</i>
<i>Oligoryzomys flavescens</i> (n=57)	<i>Laelaps schatzi</i> <i>Laelaps manguinhosi</i> <i>Gigantolaelaps wolffsohni</i> <i>Mysolaelaps microspinosus</i> <i>Laelaps galliarri</i>	<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i> <i>Polygenis (Polygenis) axis axis</i>	<i>Ixodes loricatus</i>
<i>Scapteromys aquaticus</i> (n=33)	<i>Androlaelaps fahrenheiti</i> <i>Ornithonyssus bacoti</i> <i>Laelaps scapteromyos</i>	<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i> <i>Polygenis (Polygenis) axis axis</i>	-
<i>Calomys laucha</i> (n=19)	<i>Laelaps mazzai</i> <i>Androlaelaps fahrenheiti</i>	<i>Polygenis (Polygenis) axis axis</i>	-
<i>Oligoryzomys nigripes</i> (n=12)	<i>Laelaps paulistanensis</i> <i>Gigantolaelaps wolffsohni</i> <i>Mysolaelaps microspinosus</i>	<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i> <i>Polygenis (Polygenis) axis axis</i> <i>Polygenis (Polygenis) platensis</i> <i>Craneopsylla minerva minerva</i>	<i>Ixodes loricatus</i>
<i>Deltamys kemp</i> (n=3)	-	<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i>	<i>Ixodes loricatus</i>
<i>Rattus norvegicus</i> (n=8)	<i>Laelaps echidninus</i> <i>Ornithonyssus bacoti</i>	<i>Ctenocephalides felis</i>	-
<i>Rattus rattus</i> (n=2)	<i>Laelaps echidninus</i> <i>Ornithonyssus bacoti</i>	-	-
<i>Holochilus brasiliensis</i> (n=1)	<i>Laelaps manguinhosi</i>	-	-

Tabla 3: Especies de ectoparásitos identificados en cada especie hospedadora.

3.4 Discusión

Los resultados fueron obtenidos a partir del análisis de 373 roedores colectados en diferentes áreas del Gran La Plata. Se examinaron 10 especies hospedadoras; 7 de ellas pertenecieron a la familia Cricetidae y 3 pertenecieron a la familia Muridae.

En este capítulo se describe y se presenta un listado de especies de ácaros Mesostigmata, sifonápteros e ixodidos registrados para el Gran La Plata. En este estudio se registraron 20 especies de ectoparásitos, pertenecientes a 10 géneros y 6 familias. Entre los ácaros, se incluyen cuatro especies descriptas en los últimos años (Savchenko & Lareschi, 2019, 2022; Lareschi, 2020), y que anteriormente habían sido consideradas dentro de complejos de especies, lo cual eleva la diversidad de ectoparásitos conocida, en comparación con estudios previos en el noreste de la provincia de Buenos Aires (p. ej. Lareschi, 1996, 2004).

Considerando a los ácaros, se han registrado alrededor de 10 especies del género *Laelaps* en Argentina comúnmente asociados a roedores. En este estudio se observaron asociaciones específicas entre la mayoría de las especies de este género y su hospedador. Las asociaciones hospedatorias aquí registradas para los ácaros coinciden en su totalidad con los registros para distintas localidades de la Argentina, incluyendo a las especies de ácaros recientemente descriptas, como en el caso de *L. schatzi*, *L. galliarii*, *L. scapteromyos* y *A. azarae* (Lareschi, 2020; Savchenko & Lareschi, 2019, 2022). Los registros previos son comparativamente más numerosos en la provincia de Buenos Aires, sin embargo, en los últimos años, se han realizado nuevos muestreos de roedores en otras áreas del país, lo que ha contribuido al aumento del conocimiento de los ectoparásitos en general. Por otra parte, ningún ácaro aquí estudiado se encuentra limitado a la Argentina (p. ej. Lareschi et al., 2006 a, 2010 & 2016; Nava et al., 2008; Lareschi & Linardi 2009; Nava & Lareschi 2012; Savchenko & Lareschi, 2019, 2022), con la excepción de *L. galliarii*, *L. scapteromyos*, *L. schatzi* y *A. azarae*, descriptos en los últimos años (Savchenko & Lareschi 2019, 2022; Lareschi, 2020). No obstante, es factible que estas últimas especies se encuentren en otros países sudamericanos debido a la presencia de sus respectivos hospedadores específicos en ellos y porque han sido recientemente descritas, ya que antes conformaban un complejo de especies.

Androlaelaps fahrenheiti es un ácaro asociado principalmente con pequeños mamíferos no voladores y sus nidos, aunque en ocasiones se ha reportado en aves y murciélagos (Lareschi et al., 2013). Su distribución es cosmopolita y ha sido reportado en numerosas familias de roedores. Las asociaciones parásito-hospedador de este ácaro halladas en la presente tesis fueron previamente reportadas en Argentina (p. ej. Abba et al., 2001; Lareschi et al., 2003, 2006 a, 2013, 2019). En otro aspecto, se considera que este ácaro forma parte de un complejo de especies debido a las importantes variaciones morfológicas observadas en distintas especies hospedadoras (Strandtmann and Wharton, 1958; Radovsky, 1985; Lareschi et al., 2013).

Androlaelaps azarae es un ácaro de reciente descripción asociado específicamente al roedor *Akodon azarae*, lo cual fue respaldado por los hallazgos de esta tesis. Esta especie previamente era identificada como *Androlaelaps rotundus* (Lareschi, 2020).

Laelaps galliarum y *L. scapteromyos* también son especies de reciente descripción, que fueron reportados en *O. flavescens* y *S. aquaticus* respectivamente (Savchenko & Lareschi, 2022), lo cual es coincidente con lo hallado en este estudio.

Respecto a *L. schatzi*, ha sido descrito sólo en asociación con *O. flavescens* y *O. fornesi* en provincias del centro y norte de Argentina (Savchenko & Lareschi, 2019), por lo tanto, se agregan antecedentes de la presencia de este ácaro en la especie *O. flavescens*.

Laelaps mazzai se distribuye en toda Sudamérica y en Argentina se encuentra en la región central y norte del país, comúnmente asociado a roedores del género *Calomys*. Efectivamente, aquí se registraron especímenes en *C. laucha* y no en los otros géneros de roedores analizados (Lareschi & Mauri, 1998; Lareschi et al., 2006 a).

Asimismo, se considera que *O. bacoti* podría ser parte de un complejo críptico de especies (Nieri-Bastos et al., 2011). Esta especie fue reportada en todo el mundo y en numerosas especies de mamíferos incluyendo a humanos, aunque se asocia con mayor frecuencia a los roedores y marsupiales (Radovsky, 2010). En este estudio fue registrado en *O. rufus*, *S. aquaticus*, *R. norvegicus* y *R. rattus*, mostrando un comportamiento generalista. En la presente tesis no se dilucidó si los ejemplares aquí colectados eran parte de un complejo

críptico de especies, lo que constituye un aspecto interesante para analizar en futuros estudios.

En la presente tesis se registraron nuevas asociaciones entre *P. (P.) a. axius* y *O. nigripes*. Adicionalmente, se registra la primera asociación de esta especie y *C. laucha* extendiendo así el registro hospedatorio para este sifonáptero. *P. (P.) a. axius* se asocia comúnmente a roedores, siendo reportado en numerosos hospedadores de este orden (Lareschi et al., 2016). Presenta una distribución neotropical con numerosos hallazgos en Brasil y en la región centro-norte de Argentina (Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2006 b, 2016).

En este estudio también se amplía el rango hospedatorio para *P. (P.) platensis* al registrarse por primera vez su asociación con *O. rufus*. Su asociación con *O. rufus*, así como también *A. azarae* y *O. nigripes*, como se menciona aquí, sugiere que se encuentra ampliamente distribuida en la región. En cuanto a *C. m. minerva* se registra por primera vez su asociación con *O. nigripes* para la Argentina, sin embargo, esta misma asociación fue registrada en Brasil (Linardi & Guimarães, 2000). Con relación a los Ixodidos se amplió el rango hospedatorio al detectar la primera asociación entre *I. loricatus* y *D. kempi*.

Por otra parte, se observó que el 60% de las especies de ácaros halladas mostró un patrón de distribución específico al asociarse a un hospedador determinado y el 40% de estos presentó un patrón generalista, aunque, como se mencionó, *A. fahrenheitzi* y *O. bacoti* podrían ser parte de un complejo de especies conformado por taxones con mayor especificidad. En cambio, los sifonápteros y los ixodidos mostraron un patrón generalista, aunque no se colectaron más de 3 individuos de las especies *C. m. minerva*, *C. felis* y *A. triste*. *Craneopsylla minerva minerva* fue reportado en asociación con numerosos géneros de roedores y, como se mencionó existen reportes en didelphidos (Linardi & Guimarães 2000; Lareschi et al., 2016). La pulga *C. felis* tiene un amplio rango hospedatorio; sus hospedadores principales son los caninos y felinos domésticos, sin embargo, también pueden parasitar a otros animales, como mamíferos silvestres, roedores e incluso humanos (Dobler & Pfeffer, 2011; Lareschi et al., 2016). En cuanto a *A. triste*, el ciervo de los pantanos *Blastocerus dichotomus* es el hospedador principal para los adultos, entre otras especies grandes de mamíferos silvestres y domésticos de diferentes órdenes que también son parasitados por este

estadio. Asimismo, roedores de las familias Cricetidae y Caviidae son los principales hospedadores para las etapas inmaduras. La bibliografía aquí citada, indica que estas tres especies de ectoparásitos son generalistas.

Si bien algunas de las especies halladas son cosmopolitas, otras en general presentan un patrón de distribución neotropical, lo que se puede explicar por el grado de endemismo que poseen muchos de los hospedadores estudiados en dicha región biogeográfica, como por ejemplo *A. azarae*, *O. rufus* u *Oligoryzomys* sp. (Patton et al., 2015). Este aspecto se profundizará en el Anexo.

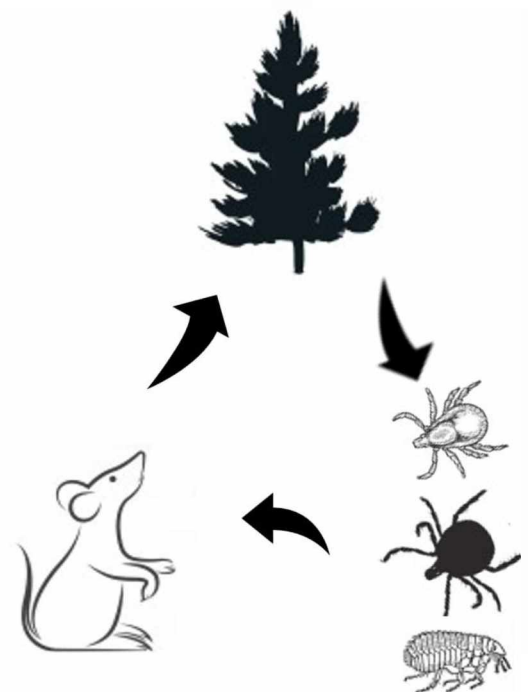
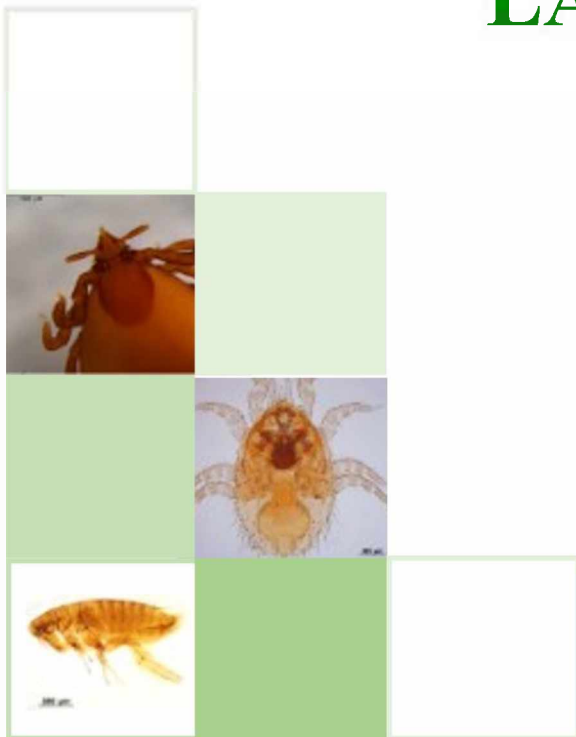
El patrón de distribución neotropical fue observado particularmente en los sifonápteros del género *Polygenis* (Smit, 1987; Krasnov, 2008; Linardi & Guimarães, 2000) donde, tanto la distribución característica, así como la alta diversidad de sifonápteros en roedores sigmodontinos puede explicarse debido a la diversificación de estos insectos que, desde un punto de vista evolutivo, estuvo asociada a una gran diversificación de los hospedadores (Krasnov, 2008).

Algunos de los ectoparásitos aquí mencionados tienen importancia desde el punto de vista de la salud pública (p. ej. *O. bacoti* o *A. triste*) por lo cual resulta importante registrar su hallazgo en los distintos hospedadores, sobre todo considerando que estos pueden habitar en zonas urbanizadas y sobre todo teniendo en cuenta el patrón generalista de distribución que presentan (Lareschi, 2004; Nava et al., 2008, 2017; Lareschi et al., 2007; Urdapilleta et al., 2020, 2021).

Los resultados enunciados en este capítulo amplían el espectro de hospedadores para cuatro especies de ectoparásitos: *I. loricatus*, *P. (P.) axius axius*, *P. (P.) platensis* y *C. m. minerva*. Estos hallazgos son de importancia desde un punto de vista epidemiológico por el potencial en la vehiculización de patógenos entre los hospedadores que los artrópodos pudieran tener. En este sentido, Horta et al. (2007) y Schott et al. (2020) mencionaron a especies de los géneros *Polygenis* y *Craneopsylla* infectadas con bacterias con potencial zoonótico, lo que profundiza la importancia de registrar las nuevas asociaciones de estos insectos. Este aspecto se analizará en más detalle en el capítulo V.

CAPÍTULO IV

ASPECTOS ECOLÓGICOS DE LOS ECTOPARÁSITOS DE ROEDORES SILVESTRES Y SINANTRÓPICOS DEL GRAN LA PLATA



4.1 Introducción

Los ectoparásitos han evolucionado a partir de ancestros de vida libre y se han diversificado enormemente hasta la actualidad, exhibiendo una gran cantidad de adaptaciones estructurales y en su ciclo de vida que les permite adaptarse al parasitismo (Poulin, 2007).

El parasitismo es uno de los modos de existencia más comunes en el Reino Animal al punto de que algunos investigadores sugieren que la mitad de los taxones animales han sido parásitos en algún momento de su historia evolutiva (Poulin & Morand, 2000). Las poblaciones parasitarias residen en organismos vivos u hospedadores que ofrecen diferentes hábitats sujetos a cambios ambientales y para que el parasitismo sea exitoso, el ectoparásito debe poseer adaptaciones que le permitan sobrevivir, alimentarse y reproducirse en el hospedador. En relación con esto, existe un creciente interés en el impacto de las interacciones parásito-hospedador en la ecología de las especies hospedadoras y los ecosistemas (Morand & Krasnov, 2010; Hatcher & Dunn, 2011; Buckingham & Ashby, 2022).

Los parásitos pueden desarrollar su ciclo de vida en un amplio rango de hospedadores como en el caso de las especies generalistas. Contrariamente, las especies especialistas tienen afinidad por una determinada especie hospedadora (Daszak et al., 2000; Morand et al., 2006).

Por definición, los parásitos generarán un impacto negativo en sus hospedadores usando recursos que este utilizaría para sus funciones fisiológicas, sin ofrecerle ningún beneficio. Dado el impacto negativo del parasitismo en el hospedador, este debe desarrollar mecanismos de defensa dirigidos a limitar la acción de los parásitos en sus organismos. El efecto negativo del parasitismo varía según el taxón del parásito o el estado fisiológico del hospedador, no obstante, todos ellos tienen algún efecto en la homeostasis del organismo parasitado. Con relación a los ectoparásitos, estos pueden causar diversos daños en el hospedador por acción directa o indirecta (Borgsteede, 1996; Morand et al., 2006; Hatcher & Dunn, 2011).

A nivel organismo, la ecología estudia la relación entre los seres vivos y su ambiente con énfasis en los factores que afectan el número y la distribución de los organismos.

Asimismo, a nivel de poblaciones, la ecología se ocupa de la presencia o ausencia de una o de determinadas especies, de su abundancia o escasez y de las oscilaciones y fluctuaciones en su número ocupándose de las características de los organismos individuales y cómo éstas se combinan para determinar la de la población (Bush et al., 1997; Poulin, 2007). Adicionalmente, otro enfoque de la ecología estudia directamente las características de las poblaciones e intenta relacionarlas con aspectos del medio ambiente. De lo mencionado anteriormente se puede deducir que uno de los tópicos más recurrentes en la ecología actual es la búsqueda de factores determinantes de la biodiversidad entre localidades y tiempo y la explicación de estos patrones (Bush et al., 1997; Krasnov et al., 2006; Poulin, 2007; Bautista-Hernandez et al., 2015).

En el sentido ecológico, el hospedador es el ambiente del parásito, sin embargo, distintos estadios de estos organismos deben adaptarse a múltiples factores abióticos para su supervivencia. Esto se relaciona con el concepto de nicho ecológico el cual incluye a los recursos aportados por el hospedador al parásito y también las condiciones abióticas que este encuentra para facilitar su transmisión (Begon et al., 1988; Krasnov & Poulin, 2010).

Como ya se mencionó, los ectoparásitos no son solo influenciados por factores asociados al hospedador sino también por factores relacionados al ambiente externo, aunque el impacto de estos varía de acuerdo con el ectoparásito, siendo más pronunciado en algunos taxones más que en otros. En este sentido, el efecto del ambiente en la estructura de las comunidades parasitarias es más marcado en los ectoparásitos respecto a los endoparásitos debido a su exposición más directa al ambiente externo (Morand et al., 2006; Poulin, 2007).

En relación con lo expuesto anteriormente, existen distintas formas de estimar cuantitativamente las características de las poblaciones y comunidades parasitarias, para ello se suele recurrir a descriptores cuantitativos tales como la prevalencia, la intensidad o la abundancia media (Bush et al., 1997). Estos descriptores brindan información valiosa, por ejemplo, la prevalencia, intensidad o abundancia de parásitos de una especie en particular varía significativamente entre distintas especies de hospedadores, incluso cuando se estudia una misma localidad (Bush et al., 1997; Morand et al., 2006; Bautista-Hernández et al., 2015). Así, la estructura de las comunidades parásitas y su organización jerárquica incluyen diferentes niveles de análisis que ayudan a comprender la estructura y dinámica de las

poblaciones y comunidades de ectoparásitos (Bush et al., 1997; Morand et al., 2006; Poulin, 2007).

Las poblaciones parasitarias pueden definirse como un grupo de parásitos de la misma especie ocupando un espacio dado en un tiempo determinado. Cada población puede ser estudiada utilizando diversos descriptores los cuales se detallarán en la metodología del presente capítulo (Bush et al., 1997; Bautista-Hernández et al., 2015). Por otra parte, las comunidades parasitarias están definidas por las especies parásitas y el conjunto de ellas que viven en una población o especie hospedadora, las relaciones intraespecíficas e interespecíficas entre ellas, el grado de asociación parásito hospedador y los factores ambientales interviniente (Bautista-Hernández et al., 2015). Una forma usual de caracterizar a una comunidad parasitaria, utilizando parámetros como la abundancia y la riqueza, es la determinación de un índice de diversidad. Un ejemplo de este, muy comúnmente utilizado, es el índice de Simpson. Asimismo, otro índice de interés en el análisis de las comunidades parasitarias es la equitatividad, la cual podría definirse como la regularidad con la que los individuos están distribuidos entre las especies (Bush et al., 1997; Begon et al., 1998). Estos se desarrollarán en la metodología del presente capítulo.

En relación a lo anterior, la distribución de los parásitos rara vez es aleatoria, estos pueden estar agrupados o agregados, es decir, que muchos hospedadores albergan a pocos parásitos o ninguno, mientras que unos pocos hospedadores albergan a un gran número de parásitos. Este último tipo de distribución es el que se encuentra más comúnmente en los ectoparásitos (Bush et al., 1997; Poulin, 2006).

Ecológicamente, la asociación de un ectoparásito y sus hospedadores no debería analizarse separadamente debido a que los factores bióticos y abióticos que afecten al hospedador potencialmente afectarán al parásito. Con relación a lo anterior, los factores propios del hospedador pueden afectar en forma variable a la comunidad de ectoparásitos, como se ha observado en los diversos estudios de la temática analizados donde se han encontrado resultados disímiles, hallando relación entre factores bióticos y abióticos respecto a parámetros cuantitativos de ectoparásitos en algunos casos y en otros casos no se halló relación alguna (p. ej. Lareschi et al., 2006 a; Lareschi & Krasnov, 2010; Fernandes et al., 2015).

En relación a lo anterior, el tamaño corporal del hospedador ha sido considerado como un factor determinante en la variación de la diversidad parasitaria entre hospedadores (Caro et al., 1997; Feliu et al., 1997; Morand & Poulin, 1998). Los hospedadores de mayor tamaño serían propensos a poseer una mayor riqueza de ensambles parasitarios porque proveen más espacio y gran variedad de nicho, lo que resultaría favorable para cualquier especie parasitaria. No obstante, algunos autores señalan que esta correlación sería variable de acuerdo con la especie parasitaria. Una explicación posible para la ausencia de correlación entre el tamaño corporal y la riqueza de especies de ectoparásitos puede ser que el principal hábitat para muchos de ellos sea el nido o madriguera del hospedador en vez de su cuerpo. En resumen, la riqueza y prevalencia de ectoparásitos podría estar relacionada con el tamaño y el grado de complejidad del nicho de los hospedadores, más que por su tamaño corporal, aunque esta relación no es constante (Poulin 1995, 1996; Soliman et al., 2001; Krasnov, 2004; Fernandes et al., 2015).

En referencia a la identidad del hospedador, los distintos órdenes de mamíferos poseen riquezas de ectoparásitos muy variables, por ejemplo, la riqueza específica de ectoparásitos difiere drásticamente entre diferentes clados, alcanzando sus máximos valores en especies de los órdenes Rodentia y Chiróptera. Esto sugiere que los mamíferos con un pequeño tamaño corporal poseerían una mayor diversidad parasitaria respecto a aquellos de mayor tamaño (Sheldon & Verhulst, 1996; Lochmiller & Derenber, 2000; Krasnov, 2007).

Los ácaros de la familia Laelapidae están asociados en su mayoría a pequeños mamíferos, y según la especie pueden ser facultativos o parásitos obligados (Strandtmann & Wharton, 1958; Evans & Till, 1966; Walter & Proctor, 1999; Dowling, 2006). Asimismo, los miembros de la familia Macronnysidae son parásitos hematófagos obligados de un amplio rango de hospedadores incluyendo roedores y aves, entre otros (Radovsky, 2010).

Por otra parte, el 70% de las especies conocidas de ixodidos se asocian a pequeños mamíferos en alguno de sus estadios. Sin embargo, las garrapatas son parásitos intermitentes pasando la mayoría de su ciclo vital fuera del hospedador dónde se encuentran a merced de factores abióticos como la estructura del hábitat o el clima. En relación con esto, los factores abióticos tendrían mayor importancia en los parámetros ecológicos de las especies de ectoparásitos de este orden (Randolph, 2004; Nava et al., 2017; Estrada-Peña et al., 2019).

Los sifonápteros varían enormemente en cuanto a sus relaciones parásito-hospedador, existiendo familias con especies altamente específicas a nivel supragenérico (p. ej. Ischnopsyllidae en Chiropteros), especies oportunistas e incluso parasitismo accidental. Las características del hospedador son importantes en la ecología de los sifonápteros, aunque estas influyen en forma variable entre las distintas familias que integran el orden. En casos donde la identidad del hospedador no es el principal factor determinante en la abundancia y riqueza de pulgas, la densidad de hospedadores o factores del ambiente distintos al hospedador pueden ser variables que expliquen las diferencias encontradas entre estos parámetros por lo que resulta necesario incorporarlas al realizar estudios ecológicos relacionados con poblaciones de sifonápteros (Medvedev, 2002; Krasnov et al., 2004; Morand et al. 2006; Tai et al., 2022).

En conclusión, lo hasta aquí expuesto indica que la identidad de la especie hospedadora influiría fuertemente en parámetros ecológicos de los ectoparásitos, sin embargo, estos parámetros también son afectados por caracteres de su ambiente fuera del hospedador en un grado variable dependiendo de la taxa. De aquí surge la necesidad de evaluar mediante diversas pruebas estadísticas, como las distintas variables afectan a las comunidades parasitarias y conocer cómo las características de los ectoparásitos afectan al hospedador.

El peso, el tamaño corporal o el sexo del hospedador, son factores que afectan a los ensambles parasitarios en forma variable según el orden parásito en estudio. Otra variable del hospedador que puede afectar a las comunidades parasitarias es la condición reproductiva (madurez sexual). Esto se debe principalmente a que durante la época reproductiva de cada especie el contacto entre hembras y machos sería mayor, lo que facilita un intercambio de ectoparásitos (Marshall, 1981; Morand et al., 2006; Krasnov, 2008).

Por otra parte, una forma de evaluar la repercusión de cualquier proceso patológico (entre estos el parasitismo) sobre la fisiología de un organismo superior, es mediante análisis hematológicos. Una de las pruebas hematológicas más comunes de realizar, por su facilidad práctica y por la información importante que brinda, es el hematocrito. Este parámetro indica la proporción de glóbulos rojos en la sangre. Sus valores pueden verse disminuidos por múltiples factores como la anemia, una pérdida sostenida de sangre, déficit de vitaminas, minerales, entre otras causas. Un valor más alto de lo normal puede indicar deshidratación o

trastornos en la hematopoyesis (Billet, 1990). Es conocido que los animales con cargas parasitarias elevadas de parásitos hematófagos presentarían disminuciones en hematocrito como resultado de la anemia causada por la pérdida de sangre (Billet, 1990; Pryor & Casto, 2015).

Como se mencionó en el capítulo I, los roedores son el orden más numeroso de mamíferos y poseen una amplia diversidad de ectoparásitos, lo que los convierte en un grupo interesante para estudiar las variables ecológicas de estos últimos. Existen estudios comparativos en las comunidades de ectoparásitos de roedores en el Gran La Plata y zonas aledañas. No obstante, en los últimos años y con el uso de herramientas moleculares en algunos casos, se revisó el estatus taxonómico de algunas especies de ácaros Laelapidae, describiéndose como nuevas especies para la ciencia. Por lo tanto, es necesario el análisis constante de las variables ecológicas que integren a las nuevas especies (p. ej. Savchenko & Lareschi, 2019, 2022).

El objetivo de este capítulo es: analizar si los factores ecológicos ambientales y aquellos relacionados con el hospedador afectan a los distintos parámetros parasitológicos de los ectoparásitos de roedores del Gran La Plata. Asimismo, evaluar cómo la abundancia de ectoparásitos puede afectar a un parámetro hematológico seleccionado.

4.2 Materiales y métodos

Los sitios de muestreo incluidos en este estudio fueron aquellos mencionados en el capítulo II: una zona semi urbanizada de Arana (ZSUA); huerta ecológica Pereyra (HEP); zona balnearia La Balandra (ZBLB); Estación Experimental de Agronomía (EEA); viviendas de la Ciudad de La Plata (Urbanos).

En los análisis estadísticos se incluyeron solamente aquellas especies hospedadoras que superaron los 10 individuos y las de ectoparásitos cuyo número era igual o mayor a 10 especímenes.

Niveles de análisis

En cada especie de ectoparásito se calcularon los descriptores parasitológicos: prevalencia, abundancia, abundancia media e intensidad media, según Bush et al. (1997), los cuales explican a continuación:

Abundancia (A): número de individuos parásitos de una especie determinada en un individuo hospedador.

Prevalencia (P): número de hospedadores parasitados por una especie parásita determinada sobre el total de hospedadores examinados. Se expresa en porcentaje.

Abundancia Media (AM): número de parásitos de una especie determinada dividido el total de hospedadores examinados, parasitados y no parasitados.

Intensidad Media (IM): número de parásitos de una especie determinada hallados, dividido por el total de hospedadores parasitados.

Asimismo, se calcularon estos valores a nivel familia de las especies parásitas en cada especie hospedadora y las diferencias encontradas entre las distintas especies de ectoparásitos y localidades. Se buscaron diferencias significativas entre las prevalencias mediante comparación de estas utilizando la prueba exacta de Fisher. La abundancia e intensidad media se compararon mediante test de t de Student con Bootstrap. Todos los cálculos se realizaron con un nivel de significancia del 5%. Los análisis previamente mencionados se realizaron mediante el uso de Quantitative Parasitology 3.0 (Reiczigel et al., 2019).

El análisis de los ectoparásitos se realizó siguiendo los conceptos de Comunidad componente y Población componente, como es explicado en Bush et al. (1997). Los cálculos previamente mencionados se realizaron mediante el uso del paquete R Studio 3.5.1 (R Core Team, 2018) y Quantitative Parasitology 3.0 (Reiczigel et al., 2019).

La **Población componente** se refiere a los parásitos de una población en una población de hospedadores. En este nivel se calculó la prevalencia, abundancia e intensidad de las especies de ectoparásitos en las distintas poblaciones de hospedadores. Se buscaron diferencias significativas entre las prevalencias mediante comparación de estas utilizando la prueba exacta de Fisher. La abundancia e intensidad media se compararon mediante test de t

de Student con Bootstrap. Todos los cálculos se realizaron con un nivel de significancia del 5 %. Los análisis previamente mencionados también se realizaron mediante el uso de Quantitative Parasitology 3.0 (Reiczigel et al., 2019).

A nivel de **comunidad componente**, se calculó la prevalencia, abundancia e intensidad medias de cada orden de ectoparásitos en cada especie hospedadora buscando diferencias significativas entre taxones de cada especie hospedadora. De acuerdo a la bibliografía disponible (Magurran, 1988; Bush et al., 1997; Henderson & Seaby, 1997), se consideraron los siguientes descriptores:

Riqueza específica (S): número de especies de ectoparásitos presentes en la comunidad.

Índice de Shannon-Wiener (H): mide la diversidad de especies considerando la uniformidad de estas. Se calcula de la siguiente manera:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

donde:

S: número de especies (la riqueza de especies).

p_i : proporción de individuos de la especie i respecto al total de individuos (es decir la abundancia relativa de la especie i): $\frac{n_i}{N}$

n_i : número de individuos de la especie i .

N : número de todos los individuos de todas las especies.

Índice de Simpson (D): indica la probabilidad de que dos individuos tomados al azar de una muestra sean iguales. Se calcula de la siguiente manera:

$$D = N_{\max} / N_t$$

N_{\max} = número de individuos de la especie más abundante.

N_t = Abundancia total.

Índice de Dominancia de Berger-Parker: es la proporción de la especie más abundante respecto del número de parásitos total de la muestra. Se calcula de la siguiente manera:

$$DBP = N_{\max} / N_T$$

N_{\max} = el número total de individuos capturados de la especie más abundante.

N_T = número total de individuos capturados de todas las especies.

Equitatividad (J'): mide la proporción de la diversidad observada con relación a la máxima diversidad esperada. Su valor va de 0 a 1, de forma que 1 corresponde a situaciones donde todas las especies son igualmente abundantes y el 0 señala la ausencia de uniformidad.

$$J' = H/H'_{\max}$$

$$H'_{\max} = \ln(S)$$

H = índice de Shannon-Wiener.

S = riqueza específica.

Se realizó un test de t de Student para determinar si hay diferencias significativas entre el índice de Shannon-Wiener y el índice de Simpson en los distintos niveles de análisis. Estos índices y sus diferencias se calcularon con el programa PAST (Hammer et al., 2001).

Se calculó la influencia del peso, el largo corporal (cabeza-cola) de los hospedadores en la abundancia parasitaria total de cada especie hospedadora y en la abundancia de cada especie de parásito en cada hospedador, mediante el cálculo del coeficiente de correlación de Spearman el cual posee valores entre -1 y 1 indicando correlación negativa total y correlación positiva total respectivamente. Este tipo de correlación también se evaluó con un índice considerando las dos variables mencionadas (Peso/LCC). La significancia en cada determinación del coeficiente de Spearman se determinó mediante el uso del test de T siendo significativa al ser menor a 0,05. Estos cálculos se realizaron utilizando el programa PAST e Infostat (Hammer et al., 2001; Di Rienzo et al., 2011).

Para determinar la influencia de la estación del año se procedió a clasificar a los muestreos en estación cálida (muestreos realizados en primavera y en verano) y en estación fría (muestreos realizados en otoño e invierno). Se buscaron diferencias significativas entre las prevalencias obtenidas en cada estación mediante comparación de estas utilizando la prueba exacta de Fisher con un nivel de significancia del 5%. La Abundancia e Intensidad media se compararon mediante test de t con bootstrap. Estos análisis se realizaron para las especies de ectoparásitos en cada especie hospedadora y localidad en estudio también con una significancia de 5%. Los análisis previamente mencionados se realizaron mediante el uso de Quantitative Parasitology 3.0.

Para analizar el efecto de la condición reproductiva de cada hospedador en la abundancia de los ectoparásitos, se siguió el criterio propuesto por Morris (1972) y se clasificó para las hembras que presentaron vagina abierta, preñez o signos de estar en

lactancia, como hembras reproductivamente maduras. Las hembras que presentaron vagina cerrada o imperforada (sin tapón), o con escaso desarrollo, se clasificaron como hembras reproductivamente inmaduras. Por su parte, los machos con testículos escrotales se clasificaron como machos reproductivamente maduros y aquellos con testículos abdominales o inguinales se clasificaron como machos reproductivamente inmaduros (tabla 4). Se realizó una prueba de ANOVA de una vía para probar las diferencias en los diferentes grupos. Una prueba de Levene fue utilizada para confirmar la homogeneidad de las varianzas.

Hospedador	♀ reproductivamente madura	♂ reproductivamente maduro	♀ reproductivamente inmadura	♂ reproductivamente inmaduro
<i>Akodon azarae</i>	29	36	30	17
<i>Oxymycterus rufus</i>	29	38	26	29
<i>Oligoryzomys flavescens</i>	10	16	16	11
<i>Oligoryzomys nigripes</i>	4	3	3	2
<i>Scapteromys aquaticus</i>	4	12	8	9
<i>Calomys laucha</i>	4	5	5	4

Tabla 4: Número de hospedadores de cada especie y sexo discriminado por categoría reproductiva.

Se realizaron análisis de similitud de las poblaciones parásitas de hospedadores capturados en más de un sitio de muestreo. Para ello se utilizó el programa PAST y se construyeron fenogramas mediante un análisis de clusters y con el método UPGMA (Unweighted pair-group method) se analizó el grado de similitud cualitativa entre las especies de ectoparásitos presentes en cada especie hospedadora. Esta similitud se obtuvo empleando el índice de Morisita, también utilizando el programa PAST.

Se analizó la posible correlación entre el hematocrito del hospedador y la abundancia parasitaria. El hematocrito de los hospedadores se determinó como fue explicado en la metodología del capítulo II mediante la medición de la capa de glóbulos rojos con la ayuda de una escala estandarizada para tal fin (Billet, 1990). El número de muestras tomadas por especie de hospedador fue determinado para lograr un nivel de confianza del 90%. Mediante el cálculo del coeficiente de correlación de Spearman, el cual posee valores entre -1 y 1, indicando correlación negativa total y correlación positiva total respectivamente. La significancia en cada determinación del coeficiente de Spearman se determinó mediante el

uso del test de T. Estos cálculos se realizaron utilizando el programa PAST (Hammer et al., 2001).

4.3 Resultados

Las especies hospedadoras analizadas corresponden a aquellas mencionadas en el capítulo III. Esta información se resume en la tabla 2 del capítulo III.

Del total de 373 roedores capturados, 323 se encontraban parasitados por al menos un ectoparásito, lo que representa el 86,5% del total de roedores. El número de roedores parasitados por especie se ilustra en la figura 38. Los roedores de todas las especies capturadas se encontraron parasitados excepto *Mus musculus*.

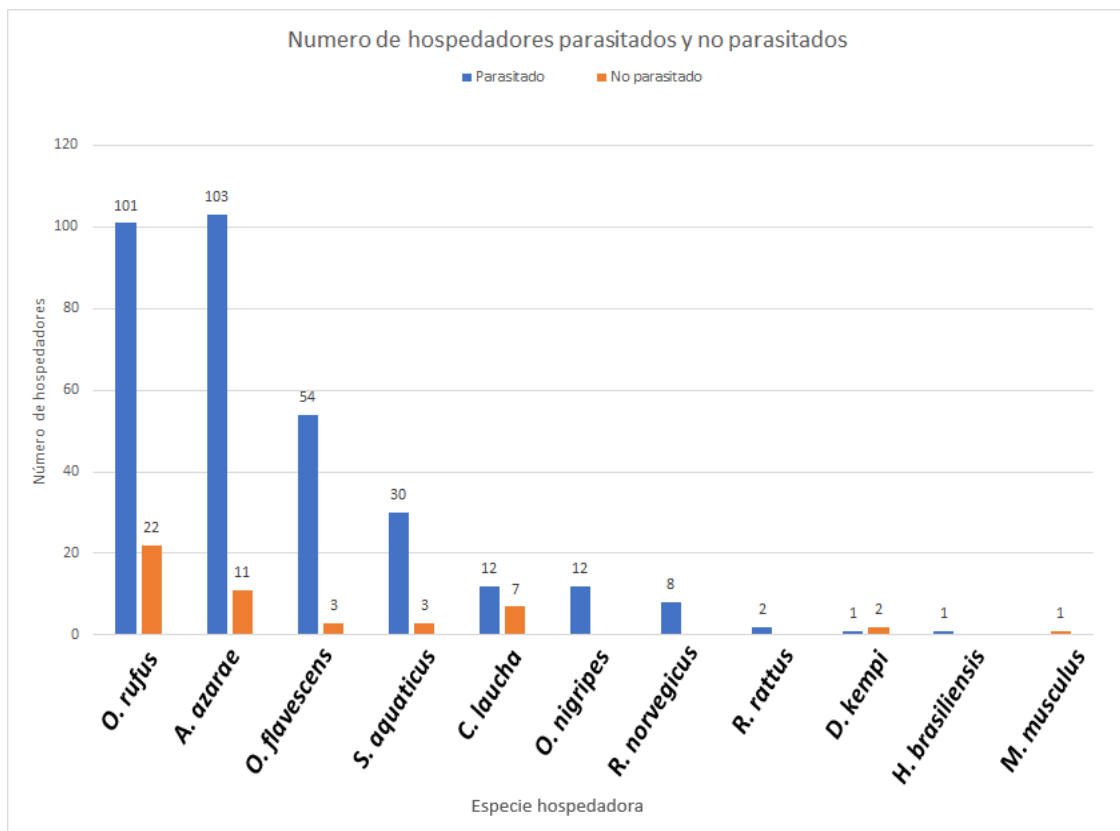


Fig. 38: Número de individuos de cada especie hospedadora parasitados y no parasitados.

Se colectaron 3899 ectoparásitos, 96,5% eran ácaros, 3,2% era sifonápteros y las garrapatas representaron el 0,3% de los ectoparásitos totales.

Considerando los sitios de muestreo en forma conjunta, los ácaros fueron significativamente más prevalentes (P=82,4%) respecto de los sifonápteros (P=22%) ($p < 0,0001$) e ixodidos (P=3,5%) ($p < 0,0001$). Asimismo, los ácaros presentaron abundancia e

intensidad media significativamente mayores (AM=10,1, IM=12,3) respecto de los sifonápteros (AM=0,3; $p<0,0001$); (IM=1,2; $p<0,0005$) e Ixodidos (AM= 0,03; $p< 0,0005$); (IM=1; $p< 0,0005$).

Las especies con mayores prevalencias y abundancias medias fueron los ácaros *A. fahrenheiti* (P=52,1%, AM= 2,3) y *A. azarae* (P=23,5%, AM= 2,1), mientras que los ectoparásitos que presentaron mayor intensidad media fueron *L. scapteromyos* y *L. paulistanensis* (IM= 15,2 y 13,5 respectivamente).

En la tabla 5 se presenta el número de ectoparásitos (N), prevalencia (P), abundancia media (AM) e intensidad media (IM) de los especímenes colectados en la presente tesis, independientemente de la especie hospedadora.

Ectoparásito	N	P (%)	AM	IM
<i>Androlaelaps fahrenheiti</i>	881	52,1	2,3	4,5
<i>Androlaelaps azarae</i>	807	23,5	2,1	9,2
<i>Ornithonyssus bacoti</i>	566	18,8	1,5	8
<i>Laelaps scapteromyos</i>	457	8	1,2	15,2
<i>Mysolaelaps microspinosus</i>	340	11,8	0,9	7,7
<i>Gigantolaelaps wolffsohni</i>	172	13,9	0,5	3,3
<i>Laelaps galliarii</i>	160	7,2	0,4	5,9
<i>Laelaps paulistanensis</i>	149	2,9	0,4	13,5
<i>Laelaps mazzai</i>	132	2,9	0,4	12
<i>Laelaps schatzi</i>	54	6,2	0,1	2,3
<i>Polygenis (Neopolygenis) atopus</i>	51	10,2	0,14	1,3
<i>Polygenis (Polygenis) axius axius</i>	49	10,2	0,13	1,3
<i>Laelaps echidninus</i>	42	2,1	0,1	5,3
<i>Polygenis (Polygenis) platensis</i>	15	3,5	0,04	1,2
<i>Laelaps manguinhosii</i>	4	0,3	0,01	4
<i>Craneopsylla minerva minerva</i>	3	0,5	0,008	1,5
<i>Polygenis (Neopolygenis) massoi</i>	3	0,5	0,008	1,5
<i>Ctenocephalides felis</i>	1	0,3	0,003	1
<i>Ixodes loricatus</i>	10	2,7	0,027	1
<i>Amblyomma triste</i>	3	0,8	0,008	1

Tabla 5: Número de ectoparásitos (N), Prevalencia (P), Abundancia media (AM) e Intensidad media (IM) de cada especie parásita colectada en el Gran La Plata en el transcurso de este estudio, independientemente de la especie hospedadora.

4.3.1 Descriptores a nivel de familia ectoparásita, hospedadores y localidades

Entre los ácaros, aquellos de la familia Laelapidae representaron el 85% y los de la familia Macronyssidae, el 15%. Los individuos pertenecientes a la familia Laelapidae presentaron una prevalencia significativamente mayor respecto a aquellos de la familia Macronyssidae ($P=78\%$; $p<0,0001$). Asimismo, los laelapidos también presentaron mayor abundancia media ($AM=8,5$; $p<0,0002$) e Intensidad Media ($IM=10$; $p>0,0001$) respecto a los macronisidos.

En el caso de los sifonápteros, predominaron los especímenes de la familia Rhopalopsyllidae (97%) respecto de Stephanocircidae y Pulicidae, de las cuales se colectaron 3 y 1 ejemplares respectivamente.

La P, AM e IM de cada familia ectoparásita se indica a continuación en la tabla 6. De la familia Macronyssidae solo se colectó una especie por lo que los cálculos para esta se incluirán en los análisis a nivel de población componente como *Ornithonyssus bacoti*.

Hospedador	Laelapidae				Rhopalopsyllidae				Ixodidae			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>Oxymycterus rufus</i>	401	61,7	3,2	5	58	34,1	0,5	1,3	5	4,1	0,04	1
<i>Akodon azarae</i>	1107	89,5	9,72	10,9	23	13,2	0,2	1,5	4	3,5	0,04	1
<i>Oligoryzomys flavescens</i>	623	91,2	10,9	12	15	19,3	0,3	1,4	3	5,3	0,05	1
<i>Scapteromys aquaticus</i>	577	90,9	17,5	19,2	8	21,2	0,2	1,1	–	–	–	–
<i>Calomys laucha</i>	147	63,2	7,74	14,7	1	5,3	0,1	1	–	–	–	–
<i>Oligoryzomys nigripes</i>	296	100	24,7	24,7	10	33,3	0,8	2,5	–	–	–	–
<i>Rattus norvegicus</i>	39	77,8	4,88	5,6	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Deltamys kempfi</i>	–	–	–	–	3	33,3	1	3	1	33,3	0,3	1

Tabla 6: Número de ectoparásitos (N), Prevalencia (P), Abundancia media (AM) e Intensidad media (IM) de cada familia de ectoparásitos asociados a los roedores sigmodontinos del Gran La Plata en el transcurso de este estudio.

En las P, AM e IM del conjunto de individuos de las familias Laelapidae y Rhopalopsyllidae se encontraron diferencias significativas entre los distintos hospedadores que se detallan en la tabla 7.

Prevalencia	Laelapidae	<i>A. azarae</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,0001
		<i>O. flavescens</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,0001
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,001
	Rhopallopsylidae	<i>O. rufus</i> > <i>A. azarae</i>	p< 0,002
Abundancia media	Laelapidae	<i>A. azarae</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,0005
		<i>S. aquaticus</i> > <i>A. azarae</i>	p<0,01
		<i>O. flavescens</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,0001
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,005
	Rhopallopsylidae	<i>A. azarae</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,009
Intensidad media	Laelapidae	<i>O. rufus</i> > <i>A. azarae</i>	p< 0,001
		<i>S. aquaticus</i> > <i>A. azarae</i>	p< 0,01
		<i>O. flavescens</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,0001
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. rufus</i>	p< 0,001

Tabla 7: Resultados que mostraron diferencias significativas a nivel de familia ectoparásita en los descriptores analizados, indicando la direccionalidad de dichas diferencias.

Las diferencias estadísticamente significativas observadas en las distintas especies de ectoparásitos en los distintos hospedadores se detallan a continuación en la tabla 8:

Indicador	Ectoparásito	Hospedadores	Significancia
Prevalencia	<i>A. fahrenheiti</i>	<i>A. azarae</i> > <i>O. flavescens</i>	p< 0,003
		<i>A. azarae</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,03
		<i>A. azarae</i> > <i>C. laucha</i>	p<0,01
		<i>O. rufus</i> > <i>C. laucha</i>	p<0,002
		<i>O. rufus</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,0004
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,02
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,04
	<i>G. wolffsohni</i>	<i>O. nigripes</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,02
	<i>M. microspinosus</i>	<i>O. flavescens</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,006
	<i>P. (P.) a. axius</i>	<i>O. rufus</i> > <i>A. azarae</i>	p<0,01
Abundancia Media	<i>A. fahrenheiti</i>	<i>A. azarae</i> > <i>C. laucha</i>	p<0,0005
		<i>A. azarae</i> > <i>O. nigripes</i>	p< 0,002
		<i>A. azarae</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,0005
		<i>O. rufus</i> > <i>C. laucha</i>	p< 0,0005
		<i>O. rufus</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,0005
		<i>O. rufus</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,0005
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,01
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,01
	<i>G. wolffsohni</i>	<i>O. nigripes</i> > <i>O. flavescens</i>	p>0,02
	<i>M. microspinosus</i>	<i>O. flavescens</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,005
	<i>O. bacoti</i>	<i>O. rufus</i> > <i>S. aquaticus</i>	p<0,04
	<i>P. (P.) a. axius</i>	<i>O. rufus</i> > <i>A. azarae</i>	p<0,008
	<i>O. rufus</i> > <i>S. aquaticus</i>	p<0,005	
Intensidad Media	<i>A. fahrenheiti</i>	<i>A. azarae</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0.001
		<i>O. rufus</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,0005
		<i>S. aquaticus</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,009
		<i>S. aquaticus</i> > <i>C. laucha</i>	p<0.01
	<i>G. wolffsohni</i>	<i>O. nigripes</i> > <i>O. flavescens</i>	p<0,03
<i>M. microspinosus</i>	<i>O. flavescens</i> > <i>O. nigripes</i>	p<0,003	

Tabla 8: Resultados que mostraron diferencias significativas en los ectoparásitos de los distintos hospedadores indicando la direccionalidad de dichas diferencias.

Considerando a todos los hospedadores parasitados, no se encontraron diferencias significativas en las prevalencias de *Ornithonyssus bacoti* y *Polygenis (Neopolygenis) atopus*; tampoco se encontraron diferencias significativas ni en la abundancia media de esta última, ni en las intensidades medias de estas dos especies y *Polygenis (Polygenis) axius*.

Los valores de abundancia, abundancia media, prevalencia e intensidad media de las especies ectoparásitas se indican a continuación en la tabla 9.

	<i>O.r</i> (n=123)				<i>A.a</i> (n=114)				<i>O. fl</i> (n=57)				<i>S. a</i> (n=33)				<i>Ca. l</i> (n=19)				<i>O. ni.</i> (n=12)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>Acari: Mesostigmata</i>																								
<i>A. fahrenheiti</i>	401	61,7	3,2	5,2	300	58,7	2,6	4,4	35	35	0,6	2	120	66,7	3,6	5,4	15	26,3	0,8	3	9	25	0,75	3
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	807	77,1	7	9	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	106	70,1	1,9	2,5	0	-	-	-	0	-	-	-	66	100	5,5	5,5
<i>L. manguinhosii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. mazzai</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	132	57,9	6,9	12	0	-	-	-
<i>L. paulistanensis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	149	92	12,4	13,5
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	54	40,3	0,9	2,5	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. galliarum</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	94	38,6	1,6	4	0	-	-	-	0	-	-	-	66	42	5,5	13,2
<i>L. scapteromyos</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	457	90,9	13,8	15,2	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	334	71,9	5,9	8	0	-	-	-	0	-	-	-	6	25	0,5	2
<i>L. echidninus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>O. bacoti</i>	413	43	3,3	7,87	2	1,7	0,02	1	14	1,75	0,2	14	0	30,3	1,2	4,1	1	5,3	0,1	1	1	8	0,1	1
<i>Insecta: Siphonaptera</i>																								
<i>P. (N.) atopus</i>	14	11,4	0,1	1	8	6,1	0,07	1,1	11	14	0,2	1	6	15,2	0,2	1,2	0	-	-	-	9	25	1	3
<i>P. (P.) a. axius</i>	34	18,7	0,3	1,48	8	7	0,07	1	4	7	0,07	1	2	6,1	0,1	1	1	5,3	0,1	1	0	-	-	-
<i>P. (N.) massoi</i>	3	0,8	0,01	1	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	7	5,7	0,1	1	7	4,3	0,06	1,4	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	1	8	0,1	1
<i>C. felis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	3	17	0,3	1,5
<i>Ixodida: Ixodidae</i>																								
<i>I. loricatus</i>	4	3,3	0,1	1	2	1,7	0,02	1	3	5,26	0,1	1	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	1	0,8	0,1	1	2	1,7	0,02	1	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 9. Resultados de Prevalencia (P), Abundancia Media (AM) e Intensidad Media (IM) en cada especie ectoparásita y en cada hospedador del Gran La Plata (*O.r*= *Oxymycterus rufus*; *A.a* =*Akodon azarae*; *O.fl*= *Oligoryzomys flavescens*; *S. a* *Scapteromys aquaticus*; *Ca. l*= *Calomys laucha*; *O. ni.* =*Oligoryzomys nigripes*).

	<i>D. k.</i> (n=3)				<i>H.br</i> (n=1)				<i>R.nor.</i> (n=8)				<i>R. rat.</i> (n=1)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
Acari: Mesostigmata																
<i>A. fahrenheiti</i>	0	-	-	-	1	100	1	1	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. manguinhosii</i>	0	-	-	-	4	100	4	4	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. echidninus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	39	87,5	4,8	5,6	3	33	1	3
<i>O. bacoti</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	91	25	11,3	45	3	33	1	3
Insecta: Siphonaptera																
<i>P. (N.) atopus</i>	3	33	1	3	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. felis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	1	12,5	0,1	1	0	-	-	-
Ixodida: Ixodidae																
<i>I. loricatus</i>	1	33	1	1	0	-	-	-	0	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 9 (Continuación) Resultados de Prevalencia (P), Abundancia Media (AM) e Intensidad Media (IM) en cada especie ectopárasita y en cada hospedador del Gran La Plata. (*D. k.* = *Deltamys kemp*i; *H.br.* = *Holochilus brasiliensis*; *R.nor.* = *Rattus norvegicus*; *R. rat.* = *Rattus rattus*).

Sexo del hospedador

Las diferencias significativas entre los distintos ectoparásitos y descriptores se indican a continuación en la tabla 10:

Indicador	Ectoparásito	Hospedador y sexo	Significancia
Abundancia Media	<i>A. fahrenholzi</i>	<i>O. rufus</i> ($\sigma > \varphi$)	p<0,04
		<i>A. azarae</i> ($\varphi > \sigma$)	p<0,02
Intensidad Media	<i>A. fahrenholzi</i>	<i>A. azarae</i> ($\varphi > \sigma$)	p<0.01

Tabla 10: Diferencias significativas entre los descriptores de distintos ectoparásitos en cada sexo de cada hospedador, indicando la direccionalidad de dichas diferencias.

Los valores de N, P, AM e IM de cada especie parasita en cada sexo de cada hospedador se muestran en la tabla 11.

Sexo	<i>O. rufus</i>								<i>A. azarae</i>								<i>O. flavescens</i>							
	♀ n=57				♂ n=66				♀ n=59				♂ n=66				♀ n=26				♂ n=27			
Ectoparásito	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheitzi</i>	123	61,4	2,2	3,5	278	62	4,21	6,8	175	59,3	3	5	120	58,5	2,3	3,9	16	38,5	0,6	1,6	17	29,6	0,6	2,1
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	321	78	5,5	7	484	77,4	9,1	11,8	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	-	-	-	-	51	69,2	1,96	2,83	48	70,4	1,8	2,5
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	-	-	-	-	23	38,5	0,88	2,3	29	40,7	1,1	2,6
<i>L. galliarii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	-	-	-	-	50	38,5	1,92	5	44	44,4	1,6	3,7
<i>L. scapteromyos</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	-	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	-	-	-	-	162	65,4	6,2	9,53	155	74,1	5,7	7,8
<i>O. bacoti</i>	113	35,1	2	5,7	300	50	4,5	9,1	1	1,7	0,02	1	1	1,89	0,02	1	14	3,85	0,54	14	0	-	-	-
<i>P. (N.) atopus</i>	9	15,8	0,2	1	5	7,6	0,1	1	3	5,1	0,05	1	5	7,55	0,09	1,25	2	7,69	0,08	1	9	22,2	0,3	1,5
<i>P. (P.) a. axis</i>	16	17,5	0,3	1,6	18	19,7	0,3	1,4	4	6,78	0,07	1	4	7,55	0,08	1	1	3,85	0,04	1	2	7,4	0,1	1
<i>P. (N.) massoi</i>	0	-	-	-	1	3	0,04	1,5	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	4	7	0,07	1	3	4,5	0,05	1	5	5,08	0,08	1,67	2	3,77	0,04	1	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. felis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>I. loriscatus</i>	2	3,5	0,04	1	2	3,03	0,03	1	1	1,7	0,02	1	1	1,9	0,02	1	0	-	-	-	3	11,1	0,1	1
<i>A. triste</i>	1	1,8	0,02	1	0	-	-	-	1	1,7	0,02	1	1	1,9	0,02	1	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 11. N, P, AM e IM de cada ectoparásito en el sexo de cada hospedador.

	<i>S. aquaticus</i>								<i>C. laucha</i>							
	♀ n=12				♂ n=21				♀ n=10				♂ n=8			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheitzi</i>	22	50	1,8	3,7	98	76,2	4,7	6,1	10	40	1	2,5	5	14,3	0,7	5
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. mazzai</i>	0	-	-	-	-	-	-	-	82	50	8,2	16,4	50	85,71	7,14	8,3
<i>L. paulistanenesis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. galliarii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. scapteromyos</i>	114	83,3	9,5	11,4	343	95,2	16,3	17,1	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>O. bacoti</i>	26	50	2,2	4,33	15	19	0,71	3,7	1	10	0,1	1	0	-	-	-
<i>P. (N.) atopus</i>	0	-	-	-	6	23,8	0,2	1,2	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) a. axius</i>	2	16,6	0,1	1	0	-	-	-	0	-	-	-	1	14,2	0,14	1
<i>P. (N.) massoi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. felis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>I. loricatus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 11: Continuación. N, P, AM e IM de cada ectoparásito en el sexo de cada hospedador.

Localidades

Solo algunas especies superaron el 10% de prevalencia. En la ZSUA: *A. fahrenheitzi*, *G. wolffsohni*, *M. microspinosus* y *O. bacoti*; en la HEP: *A. fahrenheitzi*, *G. wolffsohni*, *M. microspinosus* y *O. bacoti*; en la ZBLB: *G. wolffsohni*, *M. microspinosus*, *O. bacoti*, *P. (N.) atopus*, *P. (P.) a. axius*; en la EEA: *A. fahrenheitzi*, *P. (P.) a. axius* y en las áreas de muestreo urbanas: *L. echidninus*, *O. bacoti* y *C. felis*.

El resto de las especies presentó prevalencias menores en las localidades estudiadas. Los resultados se enumeran en la tabla 13.

Las diferencias estadísticamente significativas observadas en cuanto a prevalencia, abundancia e intensidad media se detallan a continuación en la tabla 12.

Indicador	Ectoparásito	Localidades	Significancia
Prevalencia	<i>G. wolffsohni</i>	HEP > ZSUA	P<0,05
		ZBLB > ZSUA	P<0,0001
		ZBLB > HEP	p<0,01
	<i>P. (N.) atopus</i>	ZBLB > ZSUA	p<0,01
Abundancia Media	<i>G. wolffsohni</i>	ZBLB > ZSUA	p<0,007
	<i>M. microspinosus</i>	ZSUA > ZBLB	p<0,03
	<i>O. bacoti</i>	ZSUA > EEA	p<0,04
	<i>P. (N.) atopus</i>	ZBLB > ZSUA	p<0,03
		ZBLB > EEA	p>0,02
Intensidad Media	<i>A. azarae</i>	ZSUA > EEA	p<0,04
		HEP > EEA	p<0,03
	<i>G. wolffsohni</i>	ZBLB > HEP	p<0,04
	<i>M. microspinosus</i>	ZSUA > ZBLB	p<0,002

Tabla 12: Diferencias significativas entre descriptores entre distintas localidades, indicando la direccionalidad de estas.

No se encontraron diferencias significativas en las prevalencias de *A. fahrenheitzi*, *M. microspinosus*, *O. bacoti*, y *P. (Polygenis) axius axius*.

No se encontraron diferencias significativas en las abundancias medias *A. fahrenheitzi*, y *P. (P.) axius axius*.

No se encontraron diferencias significativas en las Intensidades medias *A. fahrenheitzi*, *P. (N.) atopus* y *(P.) axius axius*.

	ZSUA (n=156)				HEP (n=106)				ZBLB (n=70)				EEA (n=32)				Urbano (n=9)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheiti</i>	486	56,3	3,1	5,5	185	56	1,9	3,5	180	51,5	2,5	5	25	37,5	0,7	2	0	-	-	-
<i>G. wolffsohoni</i>	43	11,4	0,3	2,4	39	13	0,3	2,78	90	28,5	1,2	4,5	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	195	12	1,2	10,3	118	15,8	1,1	6,9	27	11,4	0,38	3,3	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. echidninus</i>	9	0,6	0,1	9	0	-	-	-	7	1,4	0,1	7	0	-	-	-	26	66,6	3,5	5,3
<i>O. bacoti</i>	329	20,3	2,1	10,3	64	15,8	0,5	3,7	74	25,2	1,05	4,3	16	13,7	0,4	3	94	33,3	10,5	31,3
<i>P. (N.) atopus</i>	11	6,3	0,1	1,1	10	9,3	0,09	1	28	22,8	0,4	1,7	2	6,8	0,06	1	0	-	-	-
<i>P. (P.) a. axius</i>	15	9,5	0,1	1,5	13	8,4	0,12	1,4	7	7,1	0,07	1	14	27,5	0,4	1,7	0	-	-	-
<i>P. (N.) massoi</i>	0	-	-	-	3	1,1	0,02	2,5	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	5	3,2	0,03	1	8	5,6	0,07	1,3	1	1,42	0,01	1	1	3,4	0,03	1	0	-	-	-
<i>C. felis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	1	11	0,1	1
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	3	2,8	0,04	1,5	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>I. loricatus</i>	5	3,2	0,03	1	0	-	-	-	5	7,14	0,07	1	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	2	1,3	0,01	1	1	0,9	0,009	1	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 13: N, P, AM, IM de cada ectoparásito en cada localidad (se excluye a los ectoparásitos especialistas).

4.3.2 Población componente

Localidad y hospedador

Las prevalencias, abundancias medias e intensidades medias de los ectoparásitos de cada hospedador, individualizando cada localidad de muestreo se observan en la tabla 15.

Se observaron las siguientes diferencias significativas entre los siguientes descriptores en cada hospedador (tabla 14):

Indicador	Hospedador	Ectoparásito	Localidades	Significancia
Prevalencia	<i>O. flavescens</i>	<i>M. microspinosus</i>	ZSUA > ZBLB	p<0,01
			HEP > ZBLB	p< 0,002
Abundancia Media	<i>O. rufus</i>	<i>A. fahrenheitzi</i>	ZSUA > HEP	p<0,04
	<i>O. flavescens</i>	<i>M. microspinosus</i>	ZSUA > ZBLB	p<0,001
HEP > ZBLB			p<0,004	
Intensidad Media	<i>O. rufus</i>	<i>A. fahrenheitzi</i>	ZSUA > HEP	p<0,03

Tabla 14: Diferencias significativas entre los descriptores analizados entre distintas localidades, indicando la direccionalidad de estas.

El análisis comparativo del resto de las especies de ectoparásitos en cada hospedador y localidad no arrojaron diferencias significativas

	Zona Semiurbana Arana (ZSUA)											
	O.r (n=127)				A a. (n=65)				O.fl. (n=24)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheiti</i>	261	64,5	4,2	6,5	209	61,5	3,2	5,2	16	37,5	0,7	1,8
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	347	70,8	5,3	7,5	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	43	75	1,8	2,4
<i>L. echidninus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. manguinhosi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. mazzai</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. paulistanenesis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	7	29,2	0,3	1
<i>L. gallarii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	62	62,5	2,6	4,1
<i>L. scapteromyos</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	195	79,2	8,1	10,3
<i>O. bacoti</i>	314	48,4	5,1	10,5	1	1,5	0	1	14	4,2	0,6	14
<i>P. (N.) atopus</i>	6	9,7	0,1	1	5	6,5	0,1	1,3	0	-	-	-
<i>P. (P.) a. axius</i>	10	14,5	0,2	1,1	4	6	0,1	1	1	4,17	0,04	1
<i>P. (N.) massoi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	4	6,45	0,06	1	1	1,54	0,02	1	0	-	-	-
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>I. loricatus</i>	3	4,8	0,05	0,05	2	3,1	0,03	1	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	0	-	-	-	2	3,1	0,03	1	0	-	-	-

Tabla 15: N, P, AM e IM de las especies de ectoparásitos en cada especie hospedadora y localidad en estudio.

	Huerta Ecológica Pereyra (HEP)											
	O.r (n=44)				A a. (n=41)				O.fl. (n=19)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheiti</i>	94	59,1	2,2	3,7	80	61	1,95	3,2	10	36,84	0,53	1,43
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	376	85,4	9,2	10,8	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	39	73,7	2,1	2,8
<i>L. manguinhosi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	27	52,6	1,4	2,7
<i>L. gallarii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	17	26,3	0,9	3,4
<i>L. scapteromyos</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	118	89,5	6,2	6,9
<i>O. bacoti</i>	63	36,4	1,4	3,9	1	2,4	0,02	1	0	-	-	-
<i>P. (N.) atopus</i>	7	15,9	0,2	1	2	4,88	0,05	1	1	5,26	0,05	1
<i>P. (P.) a. axius</i>	12	18,2	0,3	1,5	1	2,44	0,02	1	0	-	-	-
<i>P. (N.) massoi</i>	3	4,5	0,06	1,5	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	2	4,5	0,05	1	6	9,8	0,1	1,5	0	-	-	-
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>I. loricatus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	1	2,3	0,02	1	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 15: (Continuación) N, P, AM e IM de las especies de ectoparásitos en cada especie hospedadora y localidad en estudio.

	Zona Balnearia La Balandra (ZBLB)															
	<i>O.r</i> (n=9)				<i>S. aq</i> (n=31)				<i>O.fl.</i> (n=14)				<i>O.ni.</i> (n=12)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheitsi</i>	42	77,8	4,7	6	120	71	3,9	5,5	9	28,6	0,6	2,3	9	25	0,8	3
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	24	57,1	1,7	3	66	100	5,5	5,5
<i>L. echidninus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. manguinhosii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. mazzai</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. paulistanensis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	149	91,7	12,4	13,5
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	20	42,9	1,4	3,3	0	-	-	-
<i>L. galliaris</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	15	14,3	1,1	7,5	66	41,7	5,5	13,2
<i>L. scapteromyos</i>	0	-	-	-	457	96,8	14,7	15,2	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	21	35,7	1,5	4,2	6	25	0,5	2
<i>O. bacoti</i>	32	66,7	3,6	5,3	41	32,3	1,3	4,1	0	-	-	-	1	8,3	0,1	1
<i>P. (N.) atopus</i>	0	-	-	-	6	16,1	0,2	1,2	10	50	0,7	1,4	9	25	0,8	3
<i>P. (P.) a. axius</i>	2	22,2	0,2	1	2	6,5	0,1	1	3	21,4	0,2	1	0	-	-	-
<i>P. (N.) massoiaii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	1	8,3	0,1	1
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	3	16,7	0,3	1,5
<i>I. loriscatus</i>	1	11,1	0,1	1	0	-	-	-	3	21,4	0,2	1	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 15: (Continuación) N, P, AM e IM de las especies de ectoparásitos en cada especie hospedadora y localidad en estudio.

	Estación Experimental de Agronomía (EEA)											
	<i>O.r</i> (n=8)				<i>A a.</i> (n=8)				<i>C. la.</i> (n=13)			
	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM	N	P	AM	IM
<i>A. fahrenheitzi</i>	4	37,5	0,5	1,3	11	25	1,4	5,5	15	38,5	1,2	3
<i>A. azarae</i>	0	-	-	-	84	87,5	10,5	12	0	-	-	-
<i>G. wolffsohni</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. echidninus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. manguihosi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. mazzai</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	126	61,5	9,7	15,8
<i>L. paulistanensis</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. schatzi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. galliarii</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>L. scapteromyos</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>M. microspinosus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>O. bacoti</i>	4	12,5	0,5	4	0	-	0	-	1	7,7	0,1	1
<i>P. (N.) atopus</i>	1	12,5	0,1	1	1	12,5	0,1	1	0	-	-	-
<i>P. (P.) a. axisus</i>	10	50	1,3	2,5	3	37,5	0,4	1	1	7,7	0,1	1
<i>P. (N.) massoi</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>P. (P.) platensis</i>	1	12,5	0,1	1	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>C. m. minerva</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>I. loricatus</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-
<i>A. triste</i>	0	-	-	-	0	-	-	-	0	-	-	-

Tabla 15: (Continuación) N, P, AM e IM de las especies de ectoparásitos en cada especie hospedadora y localidad en estudio.

4.3.3 Comunidad componente

Los ectoparásitos más prevalentes fueron los ácaros (Acari: Mesostigmata) seguidos por las pulgas (Insecta: Siphonaptera) y por último las garrapatas (Acari: Ixodida).

Se enumera a continuación la composición de la comunidad de ectoparásitos en cada hospedador señalando entre paréntesis el porcentaje de parásitos en cada uno respecto al total de estos.

La comunidad componente de ectoparásitos en *O. rufus* estuvo compuesta por ocho especies de ectoparásitos: dos correspondientes a ácaros Mesostigmata (92,03%), cuatro sifonápteros (6,4%) y dos ixodidos (0,57%). En *A. azarae* se encontraron ocho especies de ectoparásitos: tres correspondientes a ácaros Mesostigmata (97,04%), tres sifonápteros (2,2%) y dos Ixodidos (0,3%). En *O. flavescens* se hallaron nueve especies de ectoparásitos: seis correspondientes a ácaros Mesostigmata (97,2%), dos sifonápteros (2,3%) y una especie de Ixodido (0,4%). En *S. aquaticus* se colectaron cinco especies de ectoparásitos: tres correspondientes a ácaros Mesostigmata (98,7%) y dos sifonápteros (1,3%). En *O. nigripes* se encontraron nueve especies de ectoparásitos: seis correspondientes a ácaros Mesostigmata

(95,8%) y tres sifonápteros (4,2%). La comunidad componente en *C. laucha* estuvo conformada por cuatro especies de ectoparásitos: 3 correspondientes a ácaros Mesostigmata (99,3%) y una especie de sifonáptero (0,7%). En *R. norvegicus* se hallaron tres especies de ectoparásitos: 2 correspondientes a Ácaros Mesostigmata (99,2%) y una especie de sifonáptero (0,8%).

En cuanto a *H. brasiliensis* y *R. rattus* el número de hospedadores y abundancia de ectoparásitos fue muy bajo ($n=1$, $A=5$ y $n=2$, $A=6$ respectivamente) y en ambos casos solo se colectaron ácaros. El número de hospedadores de la especie *D. kempfi* también fue bajo y se colectó una especie de sifonáptero (75%) y una especie de ixodido (25%). Por dichos motivos, no se consideraron al analizar el resto de los descriptores.

En la tabla 16 se enumeran los resultados de P, AM, e IM de cada orden de ectoparásitos por hospedador.

Hospedador	Mesostigmata			Siphonaptera			Ixodida		
	P	AM	IM	P	AM	IM	P	AM	IM
<i>Oxymycterus rufus</i>	71,5	6,6	9,2	34,1	0,5	1,3	4,07	0,04	1
<i>Akodon azarae</i>	89,4	9,7	10,8	13,2	0,2	1,5	3,51	0,04	1
<i>Oligoryzomys flavescens</i>	91,2	11,2	12,3	19,3	0,3	1,4	5,26	0,05	1
<i>Scapteromys aquaticus</i>	90,9	18,7	20,6	21,2	0,2	1,1	-	-	-
<i>Calomys laucha</i>	63,2	7,8	14,8	5,3	0,1	1	-	-	-
<i>Oligoryzomys nigripes</i>	100	24,75	24,8	41,7	1,1	2,6	-	-	-
<i>Rattus norvegicus</i>	100	16,25	16,3	11,1	0,1	1	-	-	-
<i>Deltamys kempfi</i>	-	-	-	33,3	33,3	3	33,3	0,3	1
<i>Rattus rattus</i>	50	3	6	-	-	-	-	-	-
<i>Holochilus brasiliensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Mus musculus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabla 16: Comunidad componente. P, AM, e IM de cada orden de ectoparásitos por hospedador.

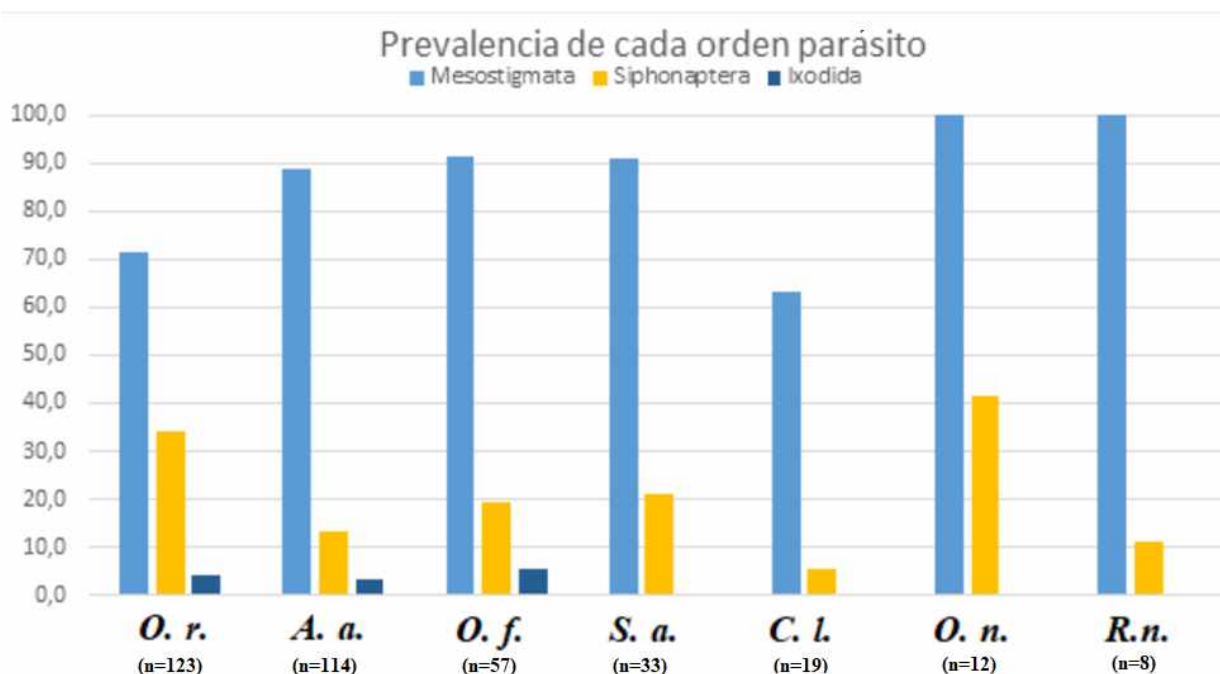


Fig. 39: Prevalencia de cada taxa superior de ectoparásito asociado a cada especie hospedadora. *O. r.*= *Oxymycterus rufus*; *A. a.*= *Akodon azarae*; *O. f.*= *Oligoryzomys flavescens*; *C. l.*= *Calomys laucha*; *O. n.*= *Oligoryzomys nigripes*; *R. n.*= *Rattus norvegicus*. Entre paréntesis se indica el número de hospedadores analizados.

Los valores de los índices de Riqueza específica, número total de parásitos, Dominancia de Simpson, índice de Shannon-Wiener, Equitatividad, y Dominancia de Berger-Parker se presentan en la tabla 17.

O. flavescens presentó el mayor índice de diversidad entre todos los hospedadores. Todas las especies de ectoparásitos tuvieron una representatividad similar lo cual es evidenciado por el índice de Berger Parker.

Se observaron diferencias significativas entre los índices de diversidad de Shannon-Wiener (H) (tabla 18) y el índice de dominancia de Simpson (D) (tabla 19) al realizar las comparaciones entre distintos hospedadores.

	<i>O. r.</i>	<i>A. a.</i>	<i>O. f.</i>	<i>S. a.</i>	<i>O. n.</i>
Riqueza	8	8	9	5	9
NTP	872	1137	655	626	310
D	0,57	0,44	0,68	0,43	0,68
(H')	0,98	0,75	1,49	0,79	1,38
(J)	0,33	0,27	0,49	0,44	0,44
DBP	0,47	0,70	0,51	0,73	0,48

Tabla 17: Descriptores a nivel de comunidad componente para cada hospedador. Riqueza específica, NTP: número total de parásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker. *O. r.*= *Oxymycterus rufus*; *A. a.*= *Akodon azarae*; *O. f.*= *Oligoryzomys flavescens*; *C. l.*= *Calomys laucha*; *O. n.*= *Oligoryzomys nigripes*.

	<i>O. rufus</i>	<i>A. azarae</i>	<i>O. flavescens</i>	<i>S. aquaticus</i>	<i>O. nigripes</i>	<i>C. laucha</i>	<i>R. norvegicus</i>
<i>O. rufus</i>		***	***	***	***	***	***
<i>A. azarae</i>			***	No	***	***	No
<i>O. flavescens</i>				***	No	***	***
<i>S. aquaticus</i>					***	***	*
<i>O. nigripes</i>						***	***
<i>C. laucha</i>							*

Tabla 18: Diferencias entre comunidades componentes entre distintos hospedadores respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

**= Diferencias estadísticamente significativas entre 0,001 y <0,01

*= Diferencias estadísticamente significativas entre 0,01 y 0,05

No= No se observan diferencias significativas

	<i>O. rufus</i>	<i>A. azarae</i>	<i>O. flavescens</i>	<i>S. aquaticus</i>	<i>O. nigripes</i>	<i>C. laucha</i>	<i>R. norvegicus</i>
<i>O. rufus</i>		***	***	***	***	***	***
<i>A. azarae</i>			***	No	***	***	No
<i>O. flavescens</i>				***	No	***	***
<i>S. aquaticus</i>					***	***	No
<i>O. nigripes</i>						***	***
<i>C. laucha</i>							***

Tabla 19: Diferencias entre comunidades componentes entre distintos hospedadores respecto del índice de Dominancia de Simpson (D).

***= diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

Localidades

La riqueza específica de ectoparásitos fue mayor en la ZBLB y en la ZSUA. Las localidades urbanas y EEA presentan menores valores en el índice de Shannon -Wiener, lo que indica una menor diversidad en estas localidades. Por otra parte, el resto de las localidades presentan índices de dominancia similares, indicando una diversidad de ectoparásitos semejante. (Tablas 20, 21 y 22)

	ZSUA	HEP	ZBLB	EEA	Urbanos
Riqueza	14	13	14	6	3
N	1521	865	1129	160	121
D	0,8	0,7	0,8	0,4	0,4
(H)	1,7	1,6	1,9	0,7	0,6
(J)	0,4	0,4	0,5	0,3	0,6
DBP	0,3	0,4	0,4	0,8	0,8

Tabla 20: Riqueza específica, N: número total de parásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las distintas localidades.

	ZSUA	HEP	ZBLB	EEA	Urbanos
ZSUA		NO	***	***	***
HEP			***	***	***
ZBLB				***	***
EEA					NO

Tabla 21: Diferencias entre comunidades componentes entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

	ZSUA	HEP	ZBLB	EEA	Urbanos
ZSUA		***	No	***	***
HEP			***	***	***
ZBLB				***	***
EEA					No

Tabla 22: Diferencias entre comunidades componentes entre las localidades en estudio respecto del Índice de dominancia de Simpson (D).

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001.

No= No se observan diferencias significativas.

En el análisis de similitudes se observa que la composición de las comunidades de todos los ectoparásitos se reúne en un grupo con alta similitud con excepción de aquellos ectoparásitos colectados en las localidades urbanas y en el caso de EEA.

El resto de las localidades posee un índice de similitud del 0,3 el cual se ramifica en dos clados: uno incluye a ZBLB, y el otro grupo incluye a HEP y ZSUA con un grado de similitud de 0,8 (Fig. 40).

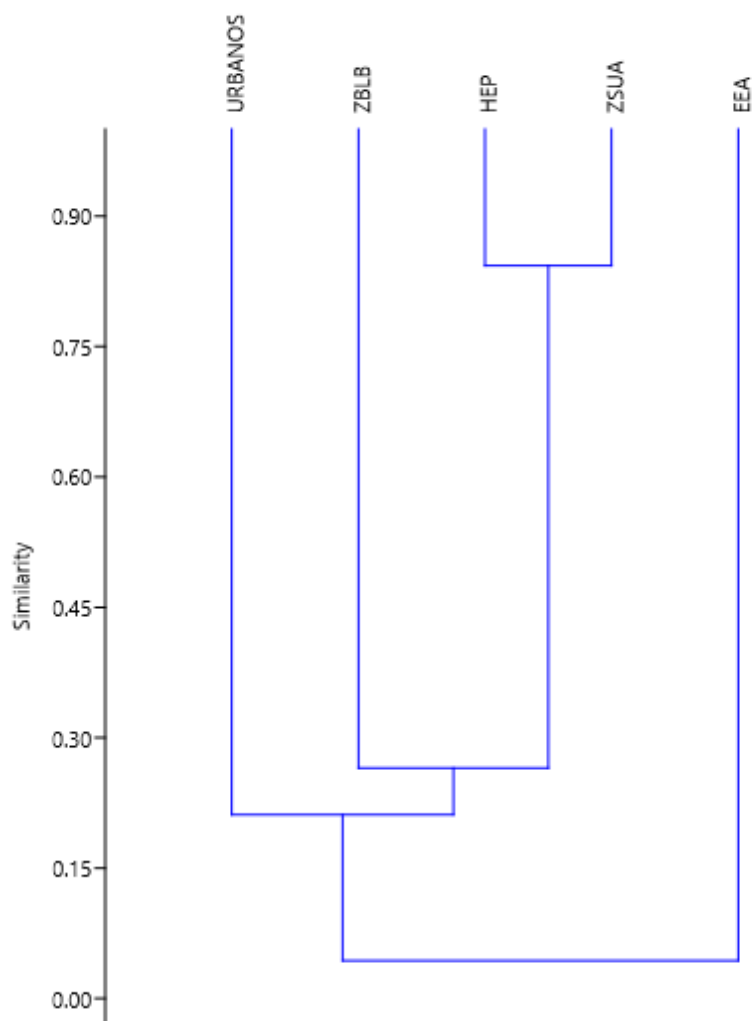


Fig. 40: Dendrograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos de cada localidad.

Localidades y Hospedadores

Se consideraron los hospedadores que se encontraron en más de una localidad, por lo que se excluyeron a *M. musculus*, *R. rattus*, *D. kempfi* y *H. brasiliensis*.

Calomys laucha y *Scapteromys aquaticus* fueron capturados en más de una localidad, pero en algunas de ellas no se encontraban parasitados por lo que no se pudieron realizar los estudios comparativos para estas especies.

Oxymycterus rufus

En la ZBLB y ZSUA se presentaron las mayores prevalencias (88% y 82% respectivamente).

La diversidad de ectoparásitos fue mayor en la EEA, como evidencia el índice de Shannon-Wiener (H). Asimismo, y aunque las abundancias son distintas, las localidades poseen índices de dominancia intermedios y similares como muestran los índices de Shannon-Wiener y Berger Parker. La equitatividad en cada localidad fue intermedia, indicando que las especies tienen una representación media en la comunidad. (tablas 23, 24 y 25).

	ZSUA	HEP	ZBLB	EEA
Riqueza	6	7	4	5
N	598	181	77	20
D	0,5	0,6	0,5	0,7
(H)	0,9	1,1	0,8	1,3
(J)	0,4	0,4	0,6	0,7
DBP	0,5	0,5	0,5	0,5

Tabla 23: Riqueza específica, N: número total de ectoparásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las localidades donde se capturó a *O. rufus*.

Se observaron diferencias estadísticamente significativas respecto al índice de Shannon-Wiener al comparar entre diferentes pares de regiones

	ZSUA	HEP	ZBLB	EEA
ZSUA		***	NO	**
HEP			**	NO
ZBLB				**

Tabla 24: Diferencias entre comunidades componente de *Oxymycterus rufus* entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

**= Diferencias estadísticamente significativas entre 0,001 y <0,05

No= No se observan diferencias significativas

Adicionalmente, se observaron diferencias significativas al comparar entre pares respecto del índice de dominancia de Simpson.

	ZSUA	HEP	ZBLB	EEA
ZSUA		***	NO	NO
HEP			NO	NO
ZBLB				NO

Tabla 25: Diferencias entre comunidades componente de *Oxymycterus rufus* entre las localidades en estudio respecto del índice de Simpson.

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

Análisis de similitud

Se observó que la composición de taxones de ectoparásitos reúne a todas las localidades en un grupo con una similitud de más de 0,95 excepto en EEA. Se observa que en la EEA existe una similitud muy baja respecto a las otras localidades formando un clado separado (Fig. 41).

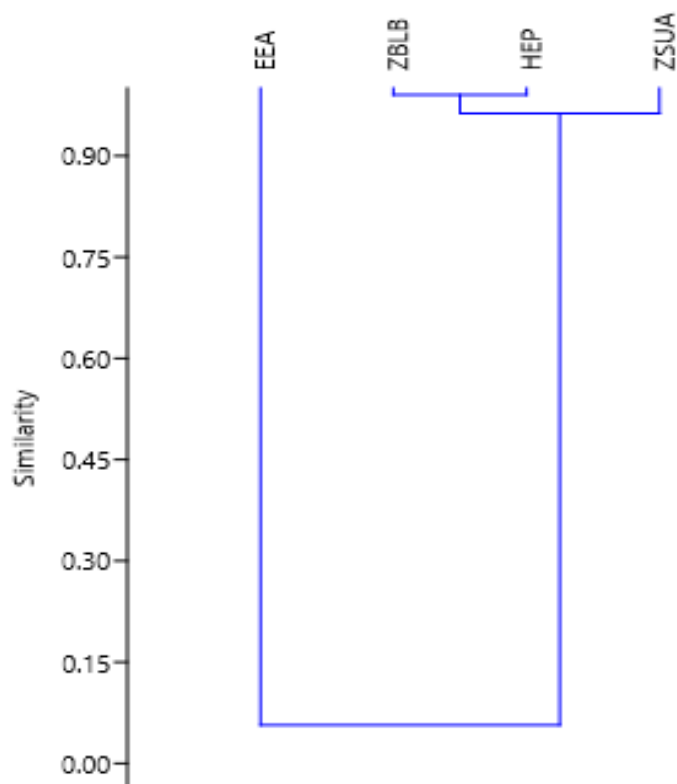


Fig. 41: Dendrograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en las localidades en donde se distribuyó *Oxymycterus rufus*.

Akodon azarae

La HEP y ZSUA presentaron mayores prevalencias (92,6% Y 89% respectivamente).

Se observó mayor riqueza específica de ectoparásitos en la ZSUA respecto a las otras áreas, aunque en todas ellas el índice de Shannon-Wiener presentó valores intermedios. En cuanto a los índices de dominancia de Simpson y Berger Parker en las 3 localidades se presentaron valores similares (tabla 26).

	ZSUA	HEP	EEA
Riqueza	8	6	4
N	571	466	99
D	0,5	0,3	0,3
(H)	0,8	0,6	0,5
(J)	0,3	0,3	0,4
DBP	0,6	0,8	0,8

Tabla 26: Riqueza específica, N: número total de ectoparásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las localidades donde se capturó a *A. azarae*.

El índice de Shannon-Wiener presentó diferencias significativas entre la ZSUA y EEA; y la ZSUA y HEP (tabla 27)

	ZSUA	HEP	EEA
ZSUA		***	***
HEP			NO

Tabla 27: diferencias entre comunidades componente de *A. azarae* entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

***= diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

El índice de dominancia de Simpson presentó diferencias estadísticamente significativas entre ZSUA y HEP (tabla 28).

	ZSUA	HEP	EEA
ZSUA		***	***
HEP			NO

Tabla 28: Diferencias entre comunidades componente de *A. azarae* entre las localidades en estudio respecto del índice de Simpson.

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

Análisis de similitud

En el análisis de similitud se observa que entre las 3 localidades alcanza un índice del 0,9. EEA y HEP forman un subgrupo con una similitud de más del 0,99 (Fig. 42).

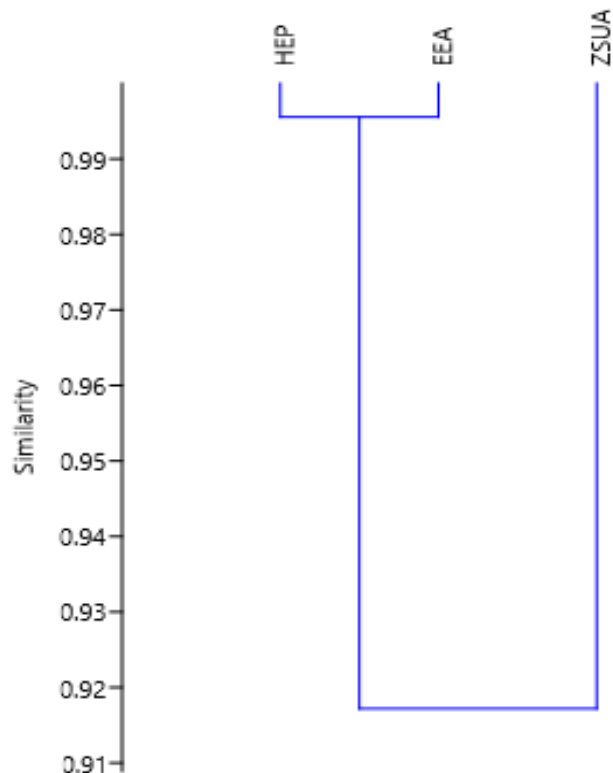


Fig. 42: Dendrograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en las localidades en donde se distribuyó *Akodon azarae*.

O. flavescens

Las mayores prevalencias se observaron en ZSUA (100%) y HEP (94%). Se observó mayor diversidad de ectoparásitos en la ZBLB respecto a las otras áreas, aunque en todas ellas el índice de Shannon-Wiener presentó valores intermedios. En cuanto a los índices de dominancia de Simpson y Berger Parker en las 3 localidades se presentaron valores similares (tabla 29).

	ZSUA	HEP	ZBLB
Riqueza	9	8	11
N	676	424	210
D	0,7	0,7	0,8
(H')	1,3	1,3	1,9
(J)	0,4	0,5	0,6
DBP	0,5	0,5	0,4

Tabla 29: Riqueza específica, N: número total de parásitos, (D): Dominancia de Simpson, (H'): Índice de Shannon-Wiener, (J): Equitatividad, DBP: Dominancia de Berger-Parker en las localidades donde se capturó a *O. flavescens*.

El análisis del índice de diversidad de Shannon-Wiener mostró diferencias significativas entre ZBLB y HEP y entre ZBLB y ZSUA (tabla 30).

	ZSUA	HEP	ZBLB
ZSUA		NO	***
HEP			***

Tabla 30: Diferencias entre comunidades componentes de *O. flavescens* entre las localidades en estudio respecto del índice de Shannon-Wiener (H).

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

El análisis del índice de dominancia de Simpson mostró diferencias significativas entre ZBLB y HEP y entre ZBLB y ZSUA (tabla 31)

	ZSUA	HEP	ZBLB
ZSUA		NO	***
HEP			***

Tabla 31: Diferencias entre comunidades componentes de *O. flavescens* entre las localidades en estudio respecto del índice de Simpson.

***= Diferencias estadísticamente significativas <0,001

No= No se observan diferencias significativas

Análisis de similitud

El análisis de similitudes mostró que la abundancia de los ectoparásitos en las 3 localidades tiene una similitud del más del 0,9 y se forma una agrupación entre ZSUA y HEP con una similitud del 0,99 (Fig. 43).

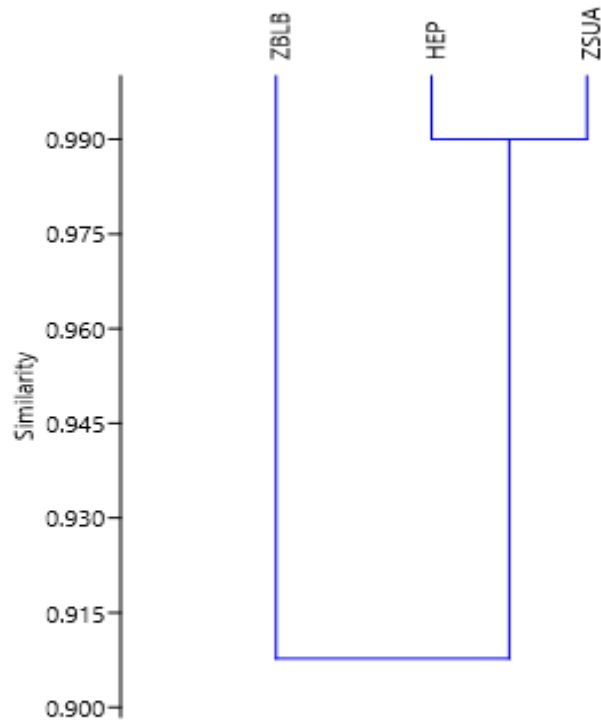


Fig. 43: Dendrograma de similitud (método UPGMA) basado en el índice de Morisita para las abundancias de ectoparásitos en las localidades en donde se distribuyó *O. flavescens*.

4.3.4 Influencia de distintas variables en la abundancia de los ectoparásitos

Peso corporal

El análisis de correlaciones entre el peso de cada hospedador y la abundancia total de parásitos mostró que en *A. azarae* la influencia de esta variable es escasa o nula debido a que el coeficiente de correlación de Spearman presentó valores entre -0,1 y 0,2. En *O. rufus* también se observó escasa o nula correlación entre el peso y la abundancia parasitaria con valores para el coeficiente de Spearman de entre 0,03 y 0,05. En *O. flavescens* el coeficiente de Spearman también reveló escasa influencia del peso en la abundancia total de parásitos, no obstante, la abundancia de *G. wolffsohni* mostró una correlación positiva ligeramente mayor (Spearman=0,46) respecto a los otros parásitos como se muestra en la figura 44. El valor de significancia obtenido al analizar la abundancia de este ectoparásito mostró que esta correlación fue estadísticamente significativa ($p < 0,001$).

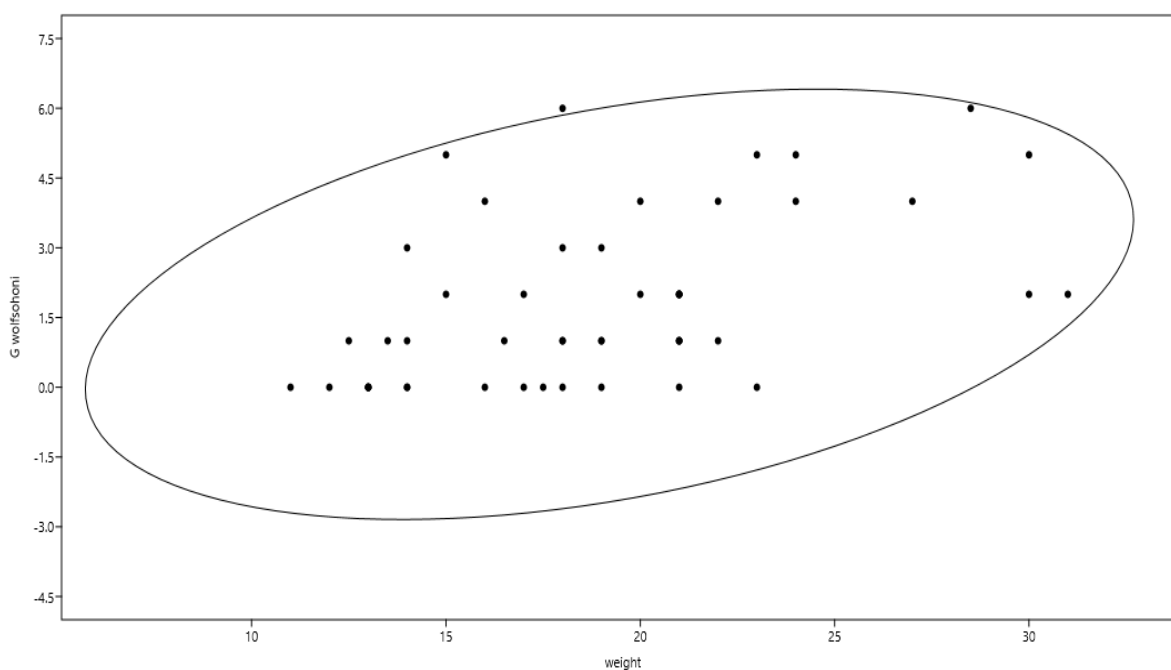


Fig. 44: Gráfico de correlación (con elipse de 95%) entre el peso de *O. flavescens* y la abundancia de *G. wolffsohni*.

En ninguna de las asociaciones parásito-hospedador analizadas se observó una correlación negativa entre el peso del hospedador y la abundancia de parásitos.

Largo corporal

El análisis de correlaciones entre el largo corporal de cada hospedador y la abundancia total de parásitos mostró nula o escasa correlación entre estas variables (Spearman= -0,1 a 0,16). También en *O. flavescens* se observó una correlación positiva ligeramente más alta (Spearman=0,3) entre la abundancia de *G. wolffsohni* y el largo corporal, la cual fue significativa.

Asimismo, no se encontraron correlaciones negativas en los distintos análisis.

Índice Peso/LCC

El análisis de correlaciones considerando este índice no reveló correlación entre la relación peso/LCC y la abundancia parasitaria en las especies hospedadoras y al analizar cada taxa parasitaria (rango del coeficiente de Spearman= -0,004 a 0,08).

Efecto estacional

Las diferencias entre prevalencias, abundancias e intensidades medias fueron estadísticamente significativas cuando se realizó la comparación entre el total de parásitos colectados en estaciones frías y cálidas ($p < 0,001$ en las tres mediciones).

Se mencionan a continuación las diferencias significativas en estaciones cálidas y frías encontradas en los distintos hospedadores

- En ectoparásitos asociados a *A. azarae* se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre: La IM ($p < 0,03$) de *A. azarae*.
- En *O. flavescens* se hallaron diferencias significativas entre: la P ($p < 0,003$), AM ($p < 0,009$) e IM ($p < 0,04$) de *G. wolffsohni*.

En el resto de las especies no se encontraron diferencias significativas entre estos descriptores.

Condición Reproductiva:

Se analizaron las abundancias parasitarias entre hembras maduras e inmaduras; y machos maduros e inmaduros. Este análisis se realizó entre las abundancias totales y las abundancias parasitarias de cada especie hospedadora. Al comparar las abundancias totales de todos los hospedadores capturados en este estudio no se observaron diferencias significativas entre las abundancias de las hembras maduras e inmaduras ($p < 0,06$) y tampoco entre los machos maduros e inmaduros ($p < 0,6$).

Comparando las abundancias parasitarias intraespecíficas entre machos maduros e inmaduros; y hembras maduras e inmaduras tampoco se observaron diferencias significativas entre las cargas ($p < 0,4$).

Tampoco se observaron diferencias significativas cuando se analizaron las abundancias de cada especie de ectoparásito (aquellos con mayor prevalencia) en cada especie hospedadora ($p < 0,09$).

4.3.5 Relación entre el hematocrito y la abundancia parasitaria.

Los rangos de valores de hematocrito obtenidos por especie se muestran en la tabla 32.

Especie hospedadora	HEMATOCRITO %	N
<i>Oxymycterus rufus</i>	34-54	75
<i>Akodon azarae</i>	37-53	52
<i>Oligoryzomys flavescens</i>	32-53	29
<i>Scapteromys aquaticus</i>	39-54	15
<i>Oligoryzomys nigripes</i>	38-52	6

Tabla 32: Rango de hematocrito obtenido en cada especie hospedadora y número de individuos analizados en cada especie. N= número de hospedadores analizados.

Se encontró una escasa asociación entre el % de hematocrito y la abundancia de parásitos de cada especie hospedadora, incluso en grupos de hospedadores con mayor prevalencia de ectoparásitos hematófagos. Esta nula correlación también se evidenció al comparar las abundancias por localidad (Spearman= -0,05 y 0,04).

4.4 Discusión

La diversidad global de los roedores y ectoparásitos asociados a ellos resulta en un amplio rango de asociaciones que son afectadas por factores bióticos, abióticos o una combinación de estos. Entre los factores bióticos, el tamaño del hospedador, su edad o el estado inmunológico, son algunas de las características más relacionadas con cambios en la riqueza de especies parasitarias y los niveles de infección en los hospedadores. Los factores abióticos como la temperatura o estación del año, entre otras, también juegan un rol importante en parámetros ecológicos de los ectoparásitos, sobre todo por exposición al ambiente que estos presentan (Poulin et al., 2007; Morand & Poulin, 1998; Poulin & Krasnov 2000; Krasnov & Lareschi, 2010).

En relación con esto, existen numerosos estudios a nivel mundial que abordan los aspectos ecológicos de los parásitos de los roedores y los factores que afectan su distribución, aunque estos en su mayoría se centran en parásitos del tracto digestivo (p. ej.; Poulin, 2005; Kia et al., 2010; Isaac et al., 2018). Respecto a los ectoparásitos, en Argentina existe un mayor número de estudios científicos enfocados en regiones centrales del país, más concretamente en la provincia de Buenos Aires, no obstante, los estudios que consideran simultáneamente a los distintos taxa de estos son más escasos (p. ej. Lareschi, 1996; Autino & Lareschi, 1998; Lareschi & Mauri, 1998).

Como se mencionó en el capítulo III, en los últimos años, nuevas investigaciones en la región de estudio de esta tesis han permitido la identificación taxonómica de nuevas especies de ectoparásitos de roedores que antes eran consideradas como integrantes de complejos de especies, como *L. schatzi* en *O. flavescens*, *A. azarae* en *A. azarae*, *L. galliarii* en *O. flavescens* y *L. scapteromyos* en *S. aquaticus* (Savchenko & Lareschi, 2019, 2022; Lareschi, 2020). Consecuentemente, estos trabajos de investigación ampliaron el conocimiento de la diversidad de ácaros de la familia Laelapidae para la región y determinaron que especies antes consideradas generalistas, en realidad eran complejos de especies crípticas, cada una de ellas específicas de un determinado hospedador.

Esto presenta un nuevo escenario donde es necesario continuar las investigaciones respecto de la dinámica parásito-hospedador en forma constante. En este sentido, los estudios que examinen a las comunidades de ectoparásitos de roedores y analicen aspectos ecológicos

que influyen en su distribución, como se abordó en este capítulo, deben incluir a las nuevas especies que han sido descriptas recientemente.

En este contexto, conocer cuáles son las variables que impactan en las poblaciones de ectoparásitos, deben analizarse los valores de diferentes descriptores cuantitativos en relación a las variables relacionadas con los hospedadores (especie, sexo, condición reproductiva, tamaño corporal) y el ambiente (perturbación antrópica, estación).

Los resultados de este capítulo, aunque se limitan analizar aspectos relacionados con ácaros, pulgas y garrapatas, son un aporte que permite profundizar el conocimiento general de estos grupos de ectoparásitos y a actualizar la información disponible sobre estas especies.

En el transcurso del presente estudio se encontraron 11 especies de roedores de las cuales 10 se encontraban parasitadas con ácaros (Mesostigmata), sifonápteros o ixodidos. Es necesario remarcar que la mayoría de los hospedadores de la familia Cricetidae estudiados se encuentran en simpatria. Esta superposición geográfica es importante a la hora de considerar los factores determinantes en la distribución de los ectoparásitos de estos.

En el presente estudio se observaron riquezas de ectoparásitos similares en las especies hospedadoras más abundantes de la tribu Akodontini y Oryzomyini, mientras que *C. laucha* fue la única especie capturada perteneciente a la tribu Phyllotini. *Deltamys kemp*i y *Holochilus brasiliensis* también fueron capturados, pero en un número muy escaso como se evidencia en los resultados. Respecto a la familia Muridae, *R. norvegicus* y *R. rattus* presentaron riquezas similares. Solo se capturó un espécimen de *M. musculus* que no se encontraba parasitado.

En términos generales, los ácaros Mesostigmata fueron el orden parásito más prevalente con cerca del 80% de los hospedadores parasitados por estos artrópodos. En otros estudios que abordan una temática y metodología de estudio similar en distintas provincias de Argentina como Buenos Aires (p. ej. Lareschi, 1996, 2004; Navone et al., 2009; Colombo et al., 2014), Entre Ríos (Abba et al., 2001), Chaco (Nava & Lareschi, 2012) también se observaron prevalencias más altas de ácaros Mesostigmata seguidos por los sifonápteros e ixodidos. Las prevalencias obtenidas en estas investigaciones tuvieron rangos variables, pero los ácaros siempre presentaron valores superiores.

Adicionalmente, en pesquisas realizadas sobre ectoparásitos de roedores en Brasil se observó esta misma tendencia (p. ej. Linardi et al., 1984; Barros et al., 1993). Esto permite

suponer que los ácaros Mesostigmata son los ectoparásitos más frecuentes en los roedores, lo cual resulta coherente con los resultados hallados en este estudio. En la región Patagónica Argentina, por el contrario, se observó dominancia de sifonápteros respecto a los ácaros, no obstante, los estudios en esta área son comparativamente más escasos para afirmar que estos insectos son el grupo más prevalente en roedores (Sanchez & Lareschi, 2018).

A continuación, se analizan las variables que pueden influir en los distintos descriptores ecológicos de las comunidades de ectoparásitos de roedores en el Gran La Plata.

Efecto del hospedador

En general, los sifonápteros e ixodidos presentaron prevalencias menores al 11% en todas las especies hospedadoras independientemente de la localidad (no se colectaron garrapatas en siete de las especies hospedadoras estudiadas). Asimismo, cuando se analizó el conjunto de hospedadores de todas las localidades, los ácaros Mesostigmata presentaron valores de abundancia media e intensidad media significativamente mayores respecto a lo observado al calcular estos índices en sifonápteros e ixodidos. Coincidentemente en estudios donde se analizó la abundancia media e intensidad media en regiones cercanas de la provincia de Buenos Aires y otras regiones del centro argentino, también se hallaron los mismos resultados, es decir, los ácaros son el taxón más abundante y que presentan mayor intensidad media en roedores (p. ej. Lareschi, 1996; Lareschi et al., 2007).

Entre los ácaros, *A. fahrenheiti* fue registrado en 7 especies de roedores, siendo el ácaro que presentó el mayor número de asociaciones parásito-hospedador. *Scapteromys aquaticus* fue el roedor que presentó las mayores prevalencias y abundancia media (P=66,7 y AM=3,6) de este ácaro, respecto a los demás hospedadores, observándose diferencias significativas entre la P, AM e IM. Al analizar la bibliografía, Lareschi (2006), por ejemplo, halló valores similares a los aquí descriptos para este roedor. Sin embargo, en otros estudios se encontraron prevalencias mayores de este ácaro en otros hospedadores diferentes a *S. aquaticus* (p. ej. Nava et al., 2003; Lareschi et al., 2013). Estos diferentes resultados se explican por el carácter generalista de *A. fahrenheiti*.

Androlaelaps azarae solo fue hallado en el hospedador *Akodon azarae* lo cual es coincidente con la bibliografía (Lareschi, 2020) con valores de P 77,1%, AM=7 e IM= 9. Esta especie fue descrita recientemente en la provincia de Buenos Aires y en La Pampa, sin

embargo, previamente, como se explicó en el capítulo III, esta especie era incluida dentro del complejo *Androlaelaps rotundus* con distribuciones más amplias (Lareschi, 2020).

Gigantolaelaps wolffsohni presentó mayores P (100%), AM (5,5) e IM (5,5) asociado al roedor *O. nigripes*. Este ácaro está relacionado a hospedadores de la tribu Oryzomyini como mencionan los estudios consultados (p. ej. Furman 1972; Lareschi & Mauri, 1998; Lareschi et al., 2003). En este trabajo se hallaron diferencias significativas entre las P, AM, IM de *G. wolffsohni* entre *O. nigripes* y *O. flavescens*, sugiriendo un efecto relacionado con la identidad del hospedador en la distribución de este parásito.

En cuanto a *M. microspinosus* presentó mayores P (72%), AM (5,8) e IM (8,1) en *O. flavescens* lo que representa valores menores a aquellos encontrados en reportes como el de Abba et al. (2001) pero mayores a los reportados por Nava et al. (2003). La prevalencia, abundancia e intensidad medias fueron significativamente mayores en *O. flavescens* respecto de *O. nigripes*.

Laelaps schatzi es un ácaro de reciente descripción (Savchenko & Lareschi, 2019) que previamente no se diferenciaba *L. paulistanensis*. Se asocia solamente a *O. flavescens* y en este estudio se encontraron P del 40%, AM=1 e IM=2.

Ornithonyssus bacoti fue colectado en 6 especies de hospedadores. Presentó mayor P (43%) e IM (7) en *O. rufus* y mayor AM en *R. norvegicus* (11). Se observó en la bibliografía una amplia variedad en los valores de estos descriptores, posiblemente debido al hecho de que se trata de un complejo de especies, cuyas especies tienen predilección por ciertos hospedadores como señalan Nieri-Bastos et al. (2011) y Silva de la Fuente (2019). El estudio de las especies crípticas que componen este complejo permitirá aclarar esta interrogante (Strandtmann & Wharton, 1958; Radovsky, 2010; Nieri-Bastos et al., 2011; Silva de la Fuente, 2019).

En cuanto a los sifonápteros, *P. (N.) atopus* fue colectado en cinco especies hospedadoras con la mayor prevalencia e intensidad media observada en *O. nigripes* (P= 25, IM=3). Esta especie, con una amplia distribución en la región Neotropical, presentó valores similares en cuanto a sus descriptores independientemente del hospedador considerado. Al examinar la bibliografía, se observa que la especie hospedadora no influye fuertemente en su distribución, aunque se observa una marcada predilección por hospedadores roedores de la

familia Cricetidae, seguido por marsupiales (Smit, 1987; Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2016).

Polygenis (Polygenis) axius axius fue colectada en 5 especies de hospedadores y presentó mayores prevalencias y abundancias medias significativamente mayores en *O. rufus*. Los valores para estos descriptores fueron similares a aquellos encontrados en la bibliografía. Al igual que en la especie de sifonáptero anterior, esta especie tiene una amplia distribución en Sudamérica, hallándose principalmente en roedores cricétidos, aunque no se observa una predilección por una especie hospedadora en particular. (Smit, 1987; Linardi & Guimarães, 2000; Lareschi et al., 2006 b, 2016; Nava & Lareschi, 2012; Benitez-Ibalo et al., 2020).

Polygenis (Polygenis) platensis fue colectada en tres especies hospedadoras con una mayor prevalencia en *O. rufus*, aunque la abundancia intensidad media en todos los casos fue muy baja para realizar estudios estadísticos comparativos. No obstante, según la bibliografía esta especie está distribuida en Sudamérica y en Argentina en particular, donde los trabajos encontrados, se hallaron mayores valores de los índices mencionados (Smit, 1987; Autino & Lareschi, 1998; Linardi & Guimarães, 2000; Ezquiaga et al., 2008; Sanchez & Lareschi, 2018).

Polygenis (Neopolygenis) massoi, *C. felis* y *C. m. minerva* fueron encontradas en muy bajas abundancias para realizar análisis estadísticos entre hospedadores (n=3; n=1 y n=3, respectivamente).

Solo se encontraron 10 ejemplares de *I. loricatus* parasitando a cuatro especies de roedores. En todos los casos las intensidades medias fueron muy bajas (IM=1). Este número bajo de individuos colectados puede explicarse debido al hábito nidícola de esta especie. Cabe remarcar que esta especie posee un amplio rango de hospedadores que incluyen marsupiales y roedores. Asimismo, no presenta un patrón de estacionalidad marcado que permita explicar las razones por la que tan pocos ejemplares fueron colectados (Nava et al., 2004, 2017; Beldomenico et al., 2005; Colombo et al., 2014).

Amblyomma triste también presentó un número bajo de individuos colectados (N=3). Cabe destacar que esta especie posee un patrón de estacionalidad (estadios inmaduros más activos en veranos y adultos más abundantes en invierno) que puede explicar esta baja abundancia (Guglielmone & Nava, 2011; Nava et al., 2017).

Todos los hospedadores comparten al menos una especie parásita con otra especie hospedadora, pero cuando se analiza cada especie de artrópodo individualmente, la mayoría de los ácaros muestran especificidad por la especie hospedadora.

La colonización exitosa de un hospedador por parte de un parásito puede ser influenciada por la especie del hospedador. Un ejemplo de esto se da en insectos como las pulgas, donde las partes morfológicas de las piezas bucales del ectoparásito pueden penetrar la piel de algunos hospedadores y en otros no (Marshall, 1981). Asimismo, se ha observado que la fecundidad del ectoparásito ha sido afectada por la especie hospedadora a la que se encuentra parasitando (Lareschi & Krasnov, 2010).

La distribución del hospedador también puede ser una variable importante que afecte la abundancia o riqueza de las especies de ectoparásitos, debido a que los hospedadores que ocupan un mayor número de hábitats tienen mayor probabilidad de ser parasitados por distintos grupos respecto de aquellos que se encuentran restringidos a un hábitat determinado (Krasnov et al., 2002; Morand et al., 2006).

Con relación a esto último, se observó que *A. azarae*, *O. rufus* y *O. flavescens* fueron las especies que presentaron mayores abundancias de ectoparásitos, lo cual podría ser en parte explicado por su amplia distribución geográfica, hecho que pudiera favorecer el intercambio de parásitos (Voglino & Pardiñas, 2005; Patton et al., 2015, Morand et al., 2006). Esta presunción podría aplicarse a roedores de distribución cosmopolita como aquellos del género *Rattus* y *Mus*, sin embargo, el número de roedores de estos géneros capturado fue muy bajo para realizar esta afirmación.

En este estudio se encontraron diferencias significativas en las prevalencias de la mayoría de las especies de ectoparásitos con patrón generalista (excepto en *O. bacoti*, *P. (P.) a. axius* y ambas especies de ixodidos), lo que indica que estas especies no presentan niveles de infección constantes.

Una forma de caracterizar a las comunidades de parásitos es estimando su diversidad la cual considera su riqueza específica y su equitatividad. En este estudio a nivel comunidad componente se observó que las riquezas parasitarias más altas se encontraron en *O. flavescens*, *O. nigripes*, *O. rufus* y *A. azarae*. La diversidad fue mayor en *O. flavescens* y *O. nigripes*; y los índices de equitatividad y dominancia mostraron que todas las especies de ectoparásitos más prevalentes analizadas están uniformemente representadas.

El sexo del hospedador influyó significativamente solo en la intensidad media de *A. fahrenheiti* de *Akodon azarae* (significativamente mayor en ♀) y la abundancia media de *A. fahrenheiti* en *A. azarae* (significativamente mayor en ♀) y *Oxymycterus rufus* (significativamente mayor en ♂). Esto contradice a estudios previos que señalan que el sexo es un modulador en distintos descriptores cuantitativos de ectoparásitos (p. ej. Liljesthröm & Lareschi, 2002; Lareschi, 2004; Lareschi et al., 2006 a; Linardi & Krasnov, 2013; Fernandes et al., 2015; Urdapilleta et al., 2022), sin embargo, el sexo del hospedador no puede considerarse un factor determinante en la distribución de los ectoparásitos dado que aquí, esta variable solo tuvo influencia en la abundancia e intensidad media de solo una especie de ácaro y en otros estudios consultados (p. ej. Soliman et al., 2001) no se halló ninguna influencia de esta variable. En conclusión, es posible que el sexo del hospedador influya en la distribución de los ectoparásitos, sin embargo, esta influencia puede observarse a nivel específico en ácaros y no es un patrón que se observe generalizadamente en los distintos órdenes de parásitos estudiados aquí y en la bibliografía consultada.

Normalmente, los parásitos alcanzan sus mayores abundancias, prevalencias e intensidades en una determinada especie hospedadora (denominado hospedador principal) mientras que los niveles de infección en los hospedadores secundarios son muy bajos (también llamados hospedadores auxiliares) (Poulin, 2005). El patrón de distribución mixto (generalista y especialista) de las especies de ectoparásitos aquí estudiados, al analizar el conjunto de especies, limita el efecto del hospedador sobre su distribución de estos. Se concluye que la especie hospedadora es un factor que afecta en forma notoria a la distribución de algunas especies de ácaros, siendo su efecto menos marcado en sifonápteros e ixodidos.

Efecto de la localidad

Como se mencionó en el capítulo II, en el presente estudio se encontraron áreas con diferente perturbación y en este capítulo se evaluó si esta pudiera influenciar en la distribución de los ectoparásitos en estudio.

Los resultados obtenidos en cada localidad muestran que *O. bacoti* fue hallado en todos los sitios de muestreo con mayores prevalencias en la ZBLB. La comparación de las diferencias entre especies entre las distintas localidades mostró variaciones significativas en

las prevalencias de *G. wolffsohni* y *P. (N.) atopus* entre sitios de muestreo, encontrándose los valores más altos en la ZBLB. El resto de las especies analizadas presentan niveles estables de distribución independientemente de la localidad donde se encuentran, no encontrándose diferencias significativas entre sus P, AM e IM, lo que permite inferir que el efecto de la localidad no sería determinante en la distribución de estas especies.

Respecto a la comunidad componente, las mayores riquezas se encontraron en la ZSUA y ZBLB. Asimismo, la diversidad fue significativamente mayor en la ZBLB como como se muestra en la tabla 20.

En este nivel de análisis, las mayores similitudes se hallaron entre la ZSUA y HEP. En menor medida, respecto a ZSUA y HEP, se encuentran formando dos clados independientes los ectoparásitos pertenecientes a ZBLB y EEA. En el análisis de similitudes también se observó que la composición de las comunidades de todos los ectoparásitos presentó una alta similitud con excepción de aquellos ectoparásitos colectados en las localidades urbanas y en el caso de EEA. Esta menor similitud puede deberse a que en el caso de los muestreos urbanos los hospedadores capturados pertenecen a otra familia (Muridae) respecto de los hospedadores capturados en otras localidades cuyas especies más abundantes pertenecían a la familia Cricetidae. En el caso de EEA, la menor similitud puede explicarse por el hecho de que se realizó un único muestreo y es probable que este no refleje la totalidad de la biodiversidad de ectoparásitos de esta localidad.

Nuevamente, no es posible afirmar categóricamente que las diferencias entre las similitudes sean causadas por la localidad, debido a que la riqueza de hospedadores y ectoparásitos es mayor en la ZBLB, por lo que esta diferencia puede deberse a factores intrínsecos del hospedador en lugar del ambiente.

La bibliografía señala que la principal razón del efecto de la localidad es que los ectoparásitos explotando hospedadores terrestres están expuestos a factores del ambiente fuera del hospedador (Krasnov et al., 2002; Morand et al., 2006; Poulin, 2007). Se ha comprobado que factores ambientales tales como la temperatura o la humedad relativa tuvieron efectos sobre la distribución de varios ectoparásitos. Cabe aclarar que la corta distancia entre las localidades estudiadas sugiere que algunos ectoparásitos pueden responder a cambios sutiles en el ambiente (Lareschi & Krasnov, 2010).

Otro efecto a considerar, con relación a las localidades, es el grado de perturbación antrópica en las áreas de estudio. La antropización puede tener consecuencias en la biodiversidad ocasionando cambios en la conformación de las comunidades parásitas. Existen escasos estudios centrados en el efecto de la antropización en las comunidades de ectoparásitos de roedores. Los trabajos científicos en esta temática son más numerosos en endoparásitos, sin embargo, los resultados obtenidos en este último grupo han sido contradictorios (Morand et al., 2006; Lareschi & Krasnov, 2010).

Los taxones parásitos aquí estudiados realizan parte de su ciclo de vida en el ambiente fuera del hospedador desde donde colonizan al mismo, por lo que sería esperable que la perturbación antrópica que se observa en cada sitio de muestreo afecte directamente la distribución de las especies de ectoparásitos (Lareschi & Krasnov, 2010; Nava et al., 2017).

Las diferencias estadísticas entre los descriptores, tomando en cuenta la localidad, que se observó en algunas especies puede obedecer a factores propios del ciclo de vida del parásito, como así también, a las diferentes abundancias de las especies hospedadoras que se encontraron en cada localidad. Por ejemplo, las mayores prevalencias de *A. azarae* encontradas en HEP respecto a EEA obedecen a que en esta última localidad se capturaron menos ejemplares de *A. azarae*, observándose un patrón de densidad-dependencia del hospedador.

En este estudio el efecto de la localidad e, indirectamente, de la perturbación antrópica, no fue el factor determinante en los patrones de asociación parásito-hospedador, debido a que las diferencias significativas observadas al realizar comparaciones entre distintos sitios de muestreo no fueron generalizadas y solo se vio variación en los descriptores de algunas especies de ectoparásitos. Sin embargo, el efecto de la perturbación antrópica en la distribución de los ectoparásitos fue reportado en múltiples ocasiones. La degradación de un hábitat modifica la dinámica parasitaria afectando la supervivencia y reproducción de estos, como así también, a la población de hospedadores. No obstante, se concluye que este efecto es limitado en ectoparásitos aquí estudiados (Poulin, 2005; Hastriter & Whiting, 2009; Lareschi & Krasnov, 2010).

Efecto estacional

En general, no se observó un efecto notable de esta variable en el análisis cuando se compararon estaciones frías y cálidas. Solo se observaron diferencias significativas entre la IM de *A. azarae* y la P, AM e IM de *G. wolffsohni*.

La ausencia de una influencia mayor de esta variable es concordante con trabajos científicos que determinaron la ausencia de variaciones en las poblaciones de ectoparásitos de roedores al analizar el efecto estacional (Lareschi et al., 2006 a).

Independientemente de esto último, es bien conocido el efecto de la estacionalidad en la abundancia de muchas especies de Ixodidos, no obstante, en el presente estudio no se obtuvieron las abundancias necesarias en cada estación para realizar estudios comparativos entre este grupo parásito.

Las diferencias entre las dos especies de ectoparásitos que poseen diferencias significativas pueden explicarse por el hecho de que las fluctuaciones en la abundancia por la estación son esperadas especialmente en especies que pasan su tiempo tanto sobre el hospedador cómo fuera de este (Krasnov et al., 2007, 2008). Adicionalmente, el factor estacional puede afectar la supervivencia de las formas inmaduras de los ectoparásitos y modificar el comportamiento o fisiología corporal del hospedador (Krasnov & Shenbrot, 2002; Morand et al., 2006; Poulin, 2007; Krasnov, 2008). En relación a esto, el hábito nidícola de la mayoría de las fases de vida libre de las especies colectadas en este estudio explicaría que estos tengan una relativa independencia de los factores estacionales, lo que se traduce en la ausencia de variación entre estos.

Efecto de parámetros corporales de los hospedadores sobre la abundancia de los ectoparásitos

En general puede considerarse que el tamaño corporal (en referencia a parámetros como el peso o el largo corporal) indica madurez. Es posible inferir que un hospedador maduro ha estado expuesto con mayor frecuencia a población de parásitos y que esto llevaría a que posea abundancias parasitarias más elevadas (Poulin, 1997).

En el presente estudio, el peso del hospedador no influyó en la abundancia de los distintos ectoparásitos, incluso cuando estos fueron considerados en conjunto, con excepción

de *G. wolffsohni* en *O. flavescens* en donde se observó una ligera, pero significativa correlación positiva, es decir, se observó un ligero aumento de la abundancia de este parásito a medida que los hospedadores presentaban mayor peso corporal. Este mismo ectoparásito presentó un índice de correlación positiva ligeramente más alto (Spearman= 0,3) en relación con el tamaño corporal.

La influencia del peso y el largo corporal no fueron marcadas en relación con la abundancia de los ectoparásitos colectados en este estudio. La asociación entre un mayor peso y largo corporal y una mayor abundancia parasitaria (como se observó en *G. wolffsohni*) puede deberse a que individuos con mayores volúmenes corporales pueden agregar más parásitos por su mayor movilidad y superficie corporal. Adicionalmente, algunos autores postulan que un hospedador con mayor peso y un mejor estado nutricional general podría albergar a una mayor cantidad de parásitos (p. ej. Schalk & Forbes 1997; Poulin, 1999, 2007; Shuai et al., 2022). Sin embargo, en la bibliografía disponible que abordó estas comparaciones, en ocasiones se encontró relación entre el peso y largo corporal en la abundancia parasitaria (p. ej. Fernandes et al., 2015) y en otros estudios no se halló relación alguna (p. ej. Perez-Orella & Schulte-Hostedde, 2005; Urdapilleta et al., 2022). Una posible explicación de esta ausencia de correlación se debería a que los animales con mayor desarrollo corporal presentan una respuesta inmune más robusta contra las infestaciones por ectoparásitos, ayudando a que las cargas de ectoparásitos se mantengan bajas (Wikel, 1999; Morand et al., 2006). Esto podría explicar la nula correlación obtenida para la mayoría de las especies de ectoparásitos de este estudio.

Condición reproductiva

La condición reproductiva del hospedador, determinada al evaluar las características obtenidas al examinar el aparato reproductivo de los hospedadores, entre las abundancias de ectoparásitos y el grado de madurez reproductiva de cada sexo no mostró diferencias significativas entre estos. Estos resultados son similares a los obtenidos por Urdapilleta et al. (2022) en un estudio realizado en el noreste argentino donde el estado reproductivo de ectoparásitos de *Akodon montensis* no influyó en la composición del ensamble de ectoparásitos. Sin embargo, otros estudios han demostrado una correlación entre la condición

reproductiva del hospedador y la abundancia de ectoparásitos (p. ej., Christe et al., 2000; Neuhaus, 2003; Lourenco & Palmeirin, 2008). Esto lleva a la conclusión de que el efecto de la condición reproductiva del hospedador no es uniforme en todas las especies de ectoparásitos, sino que este se observa en determinadas especies de parásitos y hospedadores.

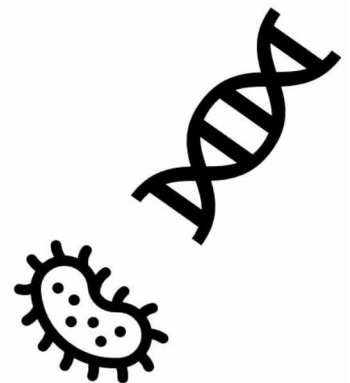
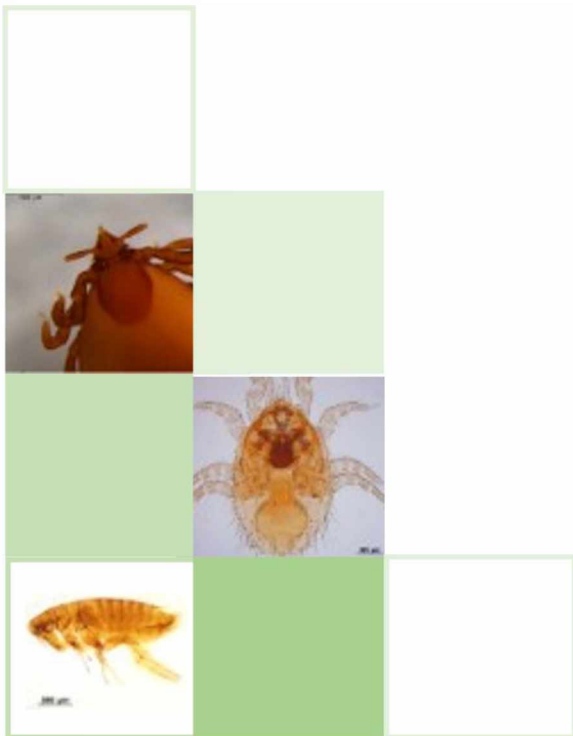
Relación en el hematocrito y la abundancia parasitaria

No se halló correlación entre el % de hematocrito de las distintas especies hospedadoras y la abundancia parasitaria. Los sifonápteros, ixodidos y algunas de las especies de ácaros Mesostigmata son hematófagos (p. ej. *O. bacoti*) por lo que se esperaría encontrar una disminución del hematocrito de los hospedadores con altas abundancias de estos ectoparásitos, sin embargo, no fue el caso hallado en este estudio. Una posible explicación para esta conclusión es que el número de parásitos hematófagos hallados en los hospedadores no fue suficiente para causar una caída significativa del hematocrito.

Cabe remarcar que los hábitos alimenticios de algunas especies de ácaros Mesostigmata aún no está determinada y algunos autores postulan que estos parásitos se alimentarían de descamaciones cutáneas u otros elementos orgánicos que encuentran sobre el pelaje del hospedador (Radovsky, 1994; Poláčiková, 2013) y por ello, otra posible explicación para estos resultados sería que, al no poseer hábitos hematófagos estrictos, estos parásitos no causarían modificaciones en el hematocrito, aun cuando se encuentren cargas parasitarias elevadas.

CAPÍTULO V

PROSPECCIÓN DE *RICKETTSIA* SPP. EN ECTOPARÁSITOS DE ROEDORES DE LAS FAMILIAS MURIDAE Y CRICETIDAE EN EL GRAN LA PLATA



5.1 Introducción

Las enfermedades infecciosas son definidas como aquellas causadas por agentes etiológicos tales como bacterias, virus, hongos, protozoos o priones, que una vez ingresados a un organismo superior, causan una desviación del normal funcionamiento fisiológico en una o varias partes del cuerpo (Pumarola et al., 1997; Kotra, 2007). Este tipo de enfermedades tienen distintas formas de transmisión entre hospedadores, una de ellas es la forma directa, en la cual un individuo enfermo o portador de un agente etiológico entra en contacto físico con un hospedador susceptible y transmite al microorganismo infeccioso; o indirecta cuando la transmisión de dicho agente se da sin contacto físico entre los hospedadores. Asimismo, en esta última vía de transmisión, pueden destacarse dos mecanismos de transmisión: aquella en que la interviene un agente inanimado contaminado con un patógeno (agua, alimentos, fómites, etc.) y aquellas en las que un organismo, denominado vector, transmite un microorganismo patógeno desde un individuo afectado a otro susceptible (Pumarola et al., 1997; Beldomenico, 2006; Reisen, 2002; Cortez et al., 2013).

Las enfermedades transmitidas por vectores (ETV) son conocidas desde tiempos remotos: alrededor del año 4000 a.C, asentamientos humanos en Eurasia fueron afectados por una enfermedad desconocida que causó el colapso de dichas poblaciones (Athni et al., 2021). Estudios posteriores involucraron a la bacteria *Yersinia pestis* como el posible agente causal de este evento. Esta bacteria usualmente es transmitida a los humanos principalmente por picaduras de pulgas de roedores (Pumarola., 1997; Athni et al., 2021). Adicionalmente, este agente fue el responsable de otros brotes epidémicos entre los que se destaca la llamada Plaga de Justiniano que fue responsable de alrededor de 50.000.000 de muertes en el Imperio Bizantino y otras partes de Europa, África y Asia a mediados del siglo VI d.C. Siglos más tarde ocurriría la pandemia más devastadora de la humanidad hasta la fecha, provocada por la misma bacteria y que fue bautizada como la Peste Negra (Athni et al., 2021). Según estimaciones actuales, esta enfermedad provocó la muerte de un tercio de la población de Europa en el siglo XIV (Gubler, 2010; Athni et al., 2021). Existen numerosos ejemplos adicionales de ETV que acontecieron en relación con sucesos importantes de la humanidad y que provocaron grandes mortandades pudiendo destacarse a la Fiebre Amarilla y al Tifus Exantemático ocurridos durante la colonización de América. Incluso en épocas más cercanas

a la actualidad como los brotes de Malaria y Fiebre de las Trincheras observados durante la Primera y Segunda Guerra Mundial (Athni et al., 2021).

Actualmente las enfermedades transmitidas por vectores constituyen una problemática de salud pública a nivel mundial. La Organización Mundial de la Salud estima que alrededor del 17% de las enfermedades infecciosas diagnosticadas son transmitidas por vectores artrópodos ocasionando más de 700.000 muertes cada año, siendo la Malaria, el Dengue y la fiebre amarilla tres de las ETV que causan mayor morbilidad a nivel mundial (Organización Mundial de la Salud, 2021). En las últimas décadas se observó una reemergencia de este tipo de enfermedades asociada a diversos factores entre los que cabe destacar: el cambio climático que ha causado algunos cambios en la distribución geográfica de vectores artrópodos debido a las fluctuaciones ambientales. La globalización y los avances tecnológicos principalmente en el transporte han facilitado el traslado de personas, animales y bienes a lo largo de grandes distancias (Reisen, 2002; Beldomenico, 2006; Gubler, 2010; Pages et al., 2010). Otro factor importante es la tendencia a las altas concentraciones demográficas en los grandes centros urbanos, hecho que favorece a la presencia de roedores y otros animales que juegan un rol importante en la epidemiología de las ETV. Asimismo, prácticas como la deforestación o los avances en el desarrollo de actividades agroindustriales han influido en la modificación de los hábitats de los artrópodos y sus hospedadores favoreciendo a una mayor dispersión de estos. Un factor adicional es el surgimiento de nuevas enfermedades con otros modos de transmisión, que han hecho que las ETV cobren menor relevancia (Reisen, 2002; Bittam et al., 2010; Gubler, 2010; Pages et al., 2010).

Como se mencionó anteriormente, las ETV tienen una distribución mundial y en este sentido, la presencia de este tipo de enfermedades está principalmente relacionada con la distribución geográfica de sus vectores artrópodos. Además de las características intrínsecas de cada grupo de artrópodo a considerar, para que estos sean considerados vectores deben poseer los atributos de competencia y capacidad para tal fin. Reisen (2002) define a la competencia vectorial como la susceptibilidad de un artrópodo a la infección por un agente etiológico, transmitírselo a la progenie por vía transovárica o al estadio siguiente por vía transestadial (en el caso particular de las garrapatas), y que este pueda transmitir la infección a un nuevo hospedador. Experimentalmente esta facultad puede determinarse

alimentando al artrópodo a estudiar con sangre de un hospedador en cuyo torrente sanguíneo esté circulando un determinado agente patógeno de interés. El artrópodo alimentado con esta sangre infectada se coloca en condiciones de laboratorio favorables para su mantenimiento. Posteriormente este artrópodo que ingirió sangre infectada será alimentado con un hospedador susceptible sano, adquiriendo este último la infección (Reisen, 2002).

Otra característica relevante que debe poseer un artrópodo para ser un vector eficaz es la capacidad vectorial. Esto explica la idoneidad de los vectores para la transmisión de un microorganismo patógeno en forma efectiva, tomando en cuenta factores intrínsecos del vector, del agente infeccioso, el ambiente y el hospedador susceptible. En otras palabras, describe la relación dinámica entre los vectores y los hospedadores vertebrados, combinando los atributos fisiológicos y genéticos de los artrópodos que determinan su susceptibilidad a la infección y su capacidad para transmitir patógenos con rasgos ecológicos y de comportamiento relevantes de los vectores, como la longevidad, la preferencia por un hospedador y su abundancia (Rizzoli et al., 2019). La capacidad vectorial está determinada por distintos factores; por ejemplo, variaciones climáticas o cambios en el uso de la tierra pueden afectar la aparición de un vector y, en consecuencia, la posibilidad de que circule un patógeno transmitido por vectores. Asimismo, el clima puede inducir cambios en el comportamiento o abundancia del hospedador, impactando en la tasa de infección por patógenos en los vectores (Reisen, 2002; Rizzoli et al., 2019; Eisen, 2020; Talyuli et al., 2021). Con relación a lo anterior, las garrapatas (Acari: Ixodida) son los artrópodos más relevantes en la transmisión de ETV luego de los mosquitos. Su importancia sanitaria radica en la gran variedad de microorganismos que pueden transmitir, los cuales incluyen virus, bacterias y protozoos (Jogean & Uilenberg, 2014; Parola et al., 2013).

La competencia de las garrapatas para transmitir microorganismos patógenos es favorecida por diversos factores entre lo que se puede mencionar: su alimentación hematófaga mediante la cual puede ingerir microorganismos a través de la sangre del hospedador; la capacidad de adquirir microorganismos patógenos y mantener la infección por las vías transovárica y transestadial; su capacidad de vivir en distintos estadios sobre el hospedador y el medio ambiente (dependiendo de la especie) favoreciendo su dispersión, la capacidad que tienen muchas especies de Ixodidos en parasitar distintas especies de

hospedador, su habilidad de adaptarse a distintos hábitats (Jongejang & Uilenberg 2004; Betancur et al., 2015).

Otro grupo de artrópodos importante en el ciclo de las ETV lo constituyen las pulgas (Insecta: Siphonaptera). Son importantes como parásitos en sí mismos, y por su capacidad de actuar como vectores de enfermedades infecciosas y como hospedadores definitivos e intermediarios de zoonosis parasitarias (Marshall, 1981; Whiting et al., 2008). Las pulgas son ectoparásitos hematófagos y, con excepciones, generalistas como se explicó en los capítulos III y IV. Estos atributos constituyen factores importantes en la transmisión de ETV entre hospedadores sumados a su distribución cosmopolita (Krasnov, 2008; Whiting et al., 2008). Una característica de los sifonápteros que influye en su importancia como vectores de ETV es su hematofagia mediante la cual puede ingerir microorganismos a través de la sangre del hospedador. Asimismo, muchas especies de pulgas tienen la capacidad de regurgitar la sangre ingerida, pudiendo contaminar heridas de hospedadores susceptibles con microorganismos patógenos e incluso la infección puede adquirirse mediante la materia fecal que las pulgas suelen depositar sobre los mismos (Krasnov, 2008; Eisen et al., 2015). Adicionalmente, la capacidad de salto que poseen estos insectos favorece su dispersión entre distintos hospedadores y constituye un factor a considerar en la transmisión de enfermedades entre hospedadores (Krasnov, 2008; Sutton & Burrows, 2011). Las enfermedades transmitidas por pulgas pueden considerarse como patologías reemergentes. La Peste Bubónica es la enfermedad más importante asociada a este orden a lo largo de la historia y se han observado focos endémicos de esta enfermedad en los últimos años, principalmente en el sudeste asiático (Bittam et al., 2010; Feng et al., 2020; Zhou & Guo, 2020).

La importancia de los ácaros Mesostigmata en la transmisión de ETV es menos conocida en comparación con los dos taxones descritos previamente. Como se mencionó en los capítulos anteriores, las familias de este orden más comúnmente asociadas a roedores son Laelapidae y Macronyssidae (Krasnov & Lareschi, 2010). La alimentación de las especies de la familia Laelapidae es variada y en algunos casos desconocida; pudiendo alimentarse de elementos orgánicos hallados en el pelaje del hospedador; en cambio en la familia Macronyssidae se observa una tendencia a la hematofagia (Radovsky, 2010). A nivel mundial, existen reportes de ácaros Mesostigmata infectados con microorganismos

patógenos, aunque estos son más escasos en comparación a otros taxones de ectoparásitos (Reeves et al., 2006; Chaisiri et al., 2015). Un caso particular es el de la Rickettsiosis Vesicular producida por *Rickettsia akari* cuyo principal vector es el ácaro *Liponyssoides sanguineus* (Dermanyssidae), el cual se asocia principalmente al ratón común (*Mus musculus*). Este ácaro tiene amplia distribución, con reportes de este en Asia, África, Europa o Norteamérica, no obstante, no fue reportado en Argentina (Jofré et al., 2009; Renvoisé et al., 2012; Lareschi, en prensa).

En otro aspecto, los animales pueden actuar como amplificadores o reservorios de la enfermedad. Un hospedador amplificador es aquel que no es esencial para mantener la enfermedad, pero aumenta el número de agentes patógenos y vectores infectados en una determinada área y no permanece infectado por largos periodos de tiempo. En contraste, los reservorios mantienen la infección en forma crónica favoreciendo así la dispersión de esta (Reisen, 2002). Con relación a lo anterior, los roedores son considerados importantes para el mantenimiento de ETV. Pueden transmitir enfermedades de distintas formas como el contacto directo (p. ej. Fiebre espirilar por mordedura de rata) e incluso por sus heces y orina (p. ej. Fiebre Hemorrágica por Hantavirus, Leptospirosis), actuando como reservorios. Asimismo, pueden transmitir indirectamente enfermedades mediante sus ectoparásitos cumpliendo el rol de amplificadores de ETV (Reisen, 2002; Meerburg et al, 2009; Rabiee et al., 2018). Al ser el orden de mamíferos con mayor número de especies, sumado a la fácil adaptabilidad de muchas de sus especies, su alta eficacia reproductiva y su estrecho contacto con humanos, los roedores y sus ectoparásitos deben ser tenidos en cuenta al momento de estudiar el ciclo enzoótico de las ETV (Patton et al., 2015; Rabiee., 2018).

Un grupo importante de ETV son aquellas provocadas por bacterias del género *Rickettsia*. Dicho género comprende a un grupo de bacterias intracelulares obligadas, Gram negativas, pleomórficas, inmóviles y no esporuladas. Usualmente son divididas considerando sus características filogenéticas, antigénicas y metabólicas en los siguientes grupos: el grupo de las Fiebres Manchadas (GFM), el grupo Tifus (GT), el grupo basal ancestral (GBA) y un grupo transicional (GTR) (Blanton, 2019). Las enfermedades provocadas por bacterias de este género son conocidas como Rickettsiosis. Estas afectan al hombre y animales y se caracterizan por compartir signología clínica similar: erupciones cutáneas, fiebre, dolor de

cabeza, mialgias y malestar general (Parola et al., 2005, 2013). Las Rickettsiosis son enfermedades emergentes y reemergentes, de distribución mundial y constituyen un problema de salud pública, siendo algunas de ellas mortales sin un tratamiento adecuado. Como otras ETV, muchas están limitadas en su distribución geográfica por la presencia de un artrópodo vector específico (Parola, 2011; Parola et al., 2013; Blanton, 2019).

En Sudamérica, la enfermedad rickettsial mayormente distribuida es la Fiebre de las Montañas Rocosas, una enfermedad mortal cuando no se instaura un tratamiento antibiótico adecuado (Labruna et al., 2011). Esta infección es provocada por *Rickettsia rickettsii* la cual es transmitida por la picadura de garrapatas del complejo *Amblyomma cajennense*, *Amblyomma aureolatum* y *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (Guedes et al., 2005; Labruna et al., 2011, 2014; Venzal & Nava, 2011; Venzal, 2013; Parola et al., 2013; Nava et al., 2017). En Argentina, las Fiebres Manchadas se encuentran distribuidas principalmente en dos regiones con cuadros clínicos diferenciados: el norte del país, donde *Rickettsia rickettsii* ocasiona la Fiebre Manchada, transmitida por especies de garrapatas del complejo *A. cajennense* y de alta letalidad cuando no se realiza tratamiento o el diagnóstico y tratamiento son tardíos. La segunda región de interés epidemiológico se encuentra en el centro del país donde *Rickettsia parkeri* ha sido reportada provocando infección en humanos en las provincias de Buenos Aires, Córdoba, Entre Ríos, La Pampa, San Luis, San Juan y La Rioja. El cuadro clínico provocado por *R. parkeri* es de menor gravedad con un tratamiento antibiótico adecuado. En este caso, *A. triste* y *A. tigrinum* pueden actuar como vectores de esta bacteria (Venzal et al., 2012; Romer et al., 2014, 2020; Nava et al., 2017, Villalba Apestegui et al., 2018).

Más precisamente, en la provincia de Buenos Aires, se detectaron casos de Fiebre Manchada por *R. parkeri* en las localidades de General Lavalle, Verónica y Punta Indio (Romer et al., 2014). Recientemente, en el Gran La Plata, más precisamente en el Partido de Ensenada, se detectó un caso humano de Fiebre Manchada por *R. parkeri*. En este caso no se identificó a un vector involucrado, aunque por su presencia en el área se infiere que podría tratarse de *A. triste* (Villalba Apestegui et al., 2018, Romer et al., 2020).

En los últimos años, el aumento de la población humana y los cambios demográficos evidenciados en la Argentina, y en particular en la provincia de Buenos Aires, han traído

cambios drásticos en la distribución y composición de los ambientes naturales, la modificación del uso del suelo para vivir, la permanente expansión urbana, la agricultura, el incremento del número de basurales, entre otros factores, han producido un ambiente propicio para la proliferación de las poblaciones de roedores sinantrópicos, los cuales interactúan con los silvestres y pueden intercambiar sus ectoparásitos. Esto trae aparejado un aumento de la prevalencia de las enfermedades transmitidas por vectores, el cual es desproporcionado en relación con otras enfermedades emergentes (Parola et al., 2013; Venzal, 2013; Hai et al., 2014). Asimismo, los roedores desempeñan un papel importante como hospedadores de ectoparásitos que han sido implicados en la transmisión de Rickettsiosis por lo que podrían tener un rol significativo en la epidemiología de esta enfermedad que debe ser profundizado (Guglielmone et al., 2011; Herrick et al., 2016; Nava et al., 2017; Moreno-Salas et al., 2020).

En el presente capítulo se analizan los ectoparásitos de los roedores de las familias Cricetidae y Muridae del Gran La Plata identificados en el capítulo III para la detección de bacterias del género *Rickettsia*.

5.2 Materiales y Métodos:

Para la detección de bacterias del género *Rickettsia* en ectoparásitos se realizó la técnica de PCR convencional y PCR Real-Time (solo en el caso de las muestras de garrapatas). Se tomó una submuestra de cada especie ectoparásita colectada en cada hospedador y en cada localidad estudiada (tabla 34). Asimismo, se analizaron larvas, ninfas y adultos de los distintos taxones de ectoparásitos colectados sobre los hospedadores roedores. Todos los especímenes fueron colectados, conservados e identificados siguiendo la metodología mencionada en los capítulos II y III.

Se llevaron a cabo distintas técnicas de extracción de ADN genómico, mediante resina Chelex-100TM para el caso de las pulgas y con la técnica de fenol-cloroformo en el caso de ácaros y garrapatas. Los métodos de extracción fueron puestos a punto teniendo en cuenta la bibliografía disponible, la concentración de ADN obtenida en la medición por Nanodrop y la necesidad de disponer del exoesqueleto espécimen del ectoparásito para su posterior montaje e identificación al microscopio óptico.

Las garrapatas y ácaros fueron sometidos a extracción de ADN genómico por un método destructivo, mediante la digestión proteolítica con la enzima proteinasa K, colocando cada espécimen en una solución formada por: 340 μ l de una solución (TRIS 10 mM a pH 8; EDTA 100 mM; NaCl 100 mM), 40 μ l de SDS (sodio-dodecil fosfato) al 20 % y 20 μ l de proteinasa K, 500 μ g/ml (InvitrogenTM). La purificación del ADN se realizó con fenol y cloroformo-álcohol isoamílico para desnaturalizar y precipitar las proteínas, la precipitación se hizo con etanol absoluto y finalmente el ADN extraído se reconstituyó en una solución amortiguadora TE (10nM Tris a PH 7,6; 0,1 mM EDTA) (Mangold et al., 1998).

Las garrapatas en todos sus estadios fueron procesadas individualmente debido a que no se encontró más de un espécimen por hospedador. Mediante esta técnica se obtuvieron concentraciones promedio de 200 ng/ml de ADN al realizar su cuantificación en NanodropTM. y por ello, se determinó que este método fue adecuado para estudios moleculares.

En el caso de los ácaros inicialmente se realizaron extracciones de ADN en individuos, sin embargo, las concentraciones de ADN obtenidas fueron muy bajas. Por ello, se procedió a formar pooles de 5 ácaros de la misma especie y de un mismo hospedador, obteniéndose así mayores concentraciones de ADN que hicieron que el mismo sea apto para estudios moleculares. Por el mayor tamaño de la especie *Gigantolaelaps wolffsohni*, se conformaron pooles de 3 individuos con este ácaro.

Para los sifonápteros, al no poder realizar la identificación de estos a nivel especie mediante lupa, fue necesario disponer de sus exoesqueletos para realizar el montaje y posteriormente identificarlos en el microscopio óptico. Para ello se procedió a realizar una técnica de extracción de ADN no destructiva.

Todas las muestras de pulgas fueron procesadas individualmente debido a que se obtuvieron altas concentraciones de ADN de esta forma (promedio 150 ng/ μ l). Inicialmente se realizó una incisión a nivel abdominal utilizando un bisturí estéril como se menciona en Whitting (2008) y Lawrence et al. (2015). La extracción del ADN genómico se realizó utilizando Chelex-100TM (Bio-Rad Laboratories, CA, EE. UU.), adaptando el procedimiento descrito por Miura et al. (2017) de la siguiente manera: se preparó una solución al 5% de resina Chelex en agua destilada estéril, se colocaron 100 μ L de la mezcla homogeneizada en un tubo de microcentrífuga junto con la muestra de pulga, se agregaron 3 μ L de proteinasa

K; se dejó incubar durante 18 h a 56 ° C. Al día siguiente, la enzima se inactivó a 95° durante 10 min.; una vez fría se centrifugó durante 5 min a 14,000 rpm. y el sobrenadante se transfirió a un nuevo tubo eppendorf donde fue almacenado.

Posteriormente, el exoesqueleto de la pulga se lavó con agua destilada y nuevamente se depositó en tubos de microcentrífuga con etanol al 96% a -18°C hasta su procesamiento para ser montado e identificado al microscopio óptico.

Todas las muestras de ADN obtenidas fueron almacenadas en ultrafreezer a -70°C. Las concentraciones de ADN obtenido fueron cuantificadas mediante el uso de espectrofotómetro Nanodrop TM 2000 (científico de Thermo Fisher™) obteniéndose valores de entre 50 y 200 ng/μl de ADN.

Para la detección de *Rickettsia* en pulgas y ácaros, todas las muestras de ADN se procesaron utilizando la técnica de PCR convencional de acuerdo con la metodología detallada por Labruna et al. (2004) dirigida a amplificar un fragmento del gen *gltA* (citrato sintasa) presente en todas las especies del género *Rickettsia*. Para esto se utilizaron con los pares de cebadores CS-239 y CS-1069 (Labruna et al., 2004) (tabla 33).

Para las muestras de garrapatas se realizó en primera instancia una PCR-Real time para amplificar un fragmento del gen *gltA* con los cebadores CS-5 y CS-6 (Guedes et al., 2005) (tabla 33). Las muestras de ADN de garrapatas positivas fueron sometidas a una PCR convencional para amplificar un fragmento del gen *gltA* como se describe en el párrafo anterior. Las muestras positivas a la amplificación de *gltA* por PCR convencional fueron sometidas a otra ronda de PCR convencional con el fin de amplificar un fragmento del gen *ompA* (genes de proteínas externas de membrana) en el caso de las pulgas y garrapatas, usando los cebadores Rr190.70p y Rr190.602n (Regnery et al., 1991). Durante el transcurso de este estudio surgieron dificultades para secuenciar el gen *ompA*, principalmente por contaminación de los productos de PCR. Por lo que se prosiguió a amplificar un fragmento del gen *ompB* (gen de proteína externa de membrana) en las muestras seleccionadas en las últimas fases del análisis molecular utilizando los cebadores 120-M59 y 120-807 (Roux & Raoult, 2000) (tabla 33). Las muestras donde se realizó la búsqueda del gen *ompB* incluyeron garrapatas y pulgas donde se obtuvo amplificación del gen *gltA*. Los genes *ompA* y *ompB*

son exclusivos de las rickettsias del grupo de las Fiebres Manchadas (Roux & Raoult, 2000; Regnery et al., 1991; Labruna et al., 2004).

Gen	Cebador	Secuencia Nucleotidica (5'---3')	Referencia
<i>gltA*</i> (147 pb)	CS-5	GAGAGAAAATTATATCCAAATGTTGAT	Guedes et al., 2005
	CS-6	AGGGTCTTCGTGCATTTCTT	
<i>gltA</i> (834 pb)	CS-239	CTCTTCTCATCTATGGCTATTAT	Labruna et al., 2004
	CS-1069	CAGGGTCTTCGTGCATTTCTT	
<i>ompA</i> (512 pb)	Rr190.70p	ATGGCGAATATTTCTCCAAAA	Regnery et al., 1991
	Rr190.602n	AGTGCAGCATTCGCTCCCCCT	
<i>ompB</i> (862 pb)	120-M59	CCGCAGGGTTGGTAACTGC	Roux & Raoult, 2000
	120-807	CCTTTTAGATTACCGCCTAA	

Tabla 33: Cebadores utilizados para la detección de *Rickettsia* spp. *PCR Real-time. Entre paréntesis se indica el tamaño del producto de PCR en pares de bases.

El ciclado se realizó en un termociclador Rotor-Gene Q6000TM (Qiagen). Las condiciones de ciclado para la amplificación de *gltA* por PCR Real-time de ADN procedente de garrapatas fueron las siguientes: un ciclo a 95 °C por 2 minutos, seguido por 50 ciclos de 15 segundos a 95 °C, 30 segundos a 50 °C y 30 segundos a 60 °C. Las condiciones de ciclado para la amplificación de *gltA* por PCR convencional fueron las siguientes: un calentamiento inicial a 95 °C por 3 minutos seguido de 40 ciclos de desnaturalización a 95 °C por 15 segundos, anidamiento a 52 °C por 30 segundos, extensión a 72 °C por 30 segundos y una extensión final a 72 °C por 7 minutos. En el caso de la amplificación del gen *ompA*, las condiciones de ciclado fueron: un calentamiento inicial a 95 °C por 5 minutos seguido de 35 ciclos a 95°C por 40 segundos, anidamiento a 58 °C por 30 segundos, extensión a 65°C por 45 segundos y una extensión final a 72 °C por 10 minutos. Para el gen *ompB* las condiciones de ciclado fueron: un calentamiento inicial a 95 °C por 5 minutos seguido de 40 ciclos a 95 °C por 30 segundos, anidamiento a 50 °C por 30 segundos, extensión a 72 °C por 50 segundos y una extensión final a 72 °C por 5 minutos.

Los productos de PCR fueron separados por electroforesis en gel de agarosa al 2% teñidos con bromuro de etidio. La observación de estos fue realizada usando un transluminador UV. Todas las PCR se realizaron utilizando agua libre de nucleasas como control negativo y ADN de *Rickettsia vini* como control positivo.

Los productos de PCR obtenidos en cada caso fueron purificados utilizando el kit Wizard Genomic DNA Purification kitTM (Promega) y secuenciados mediante un secuenciador automático capilar modelo ABI 3730xl (Applied Biosystems), Macrogen Inc. (Corea) (Fig. 45).

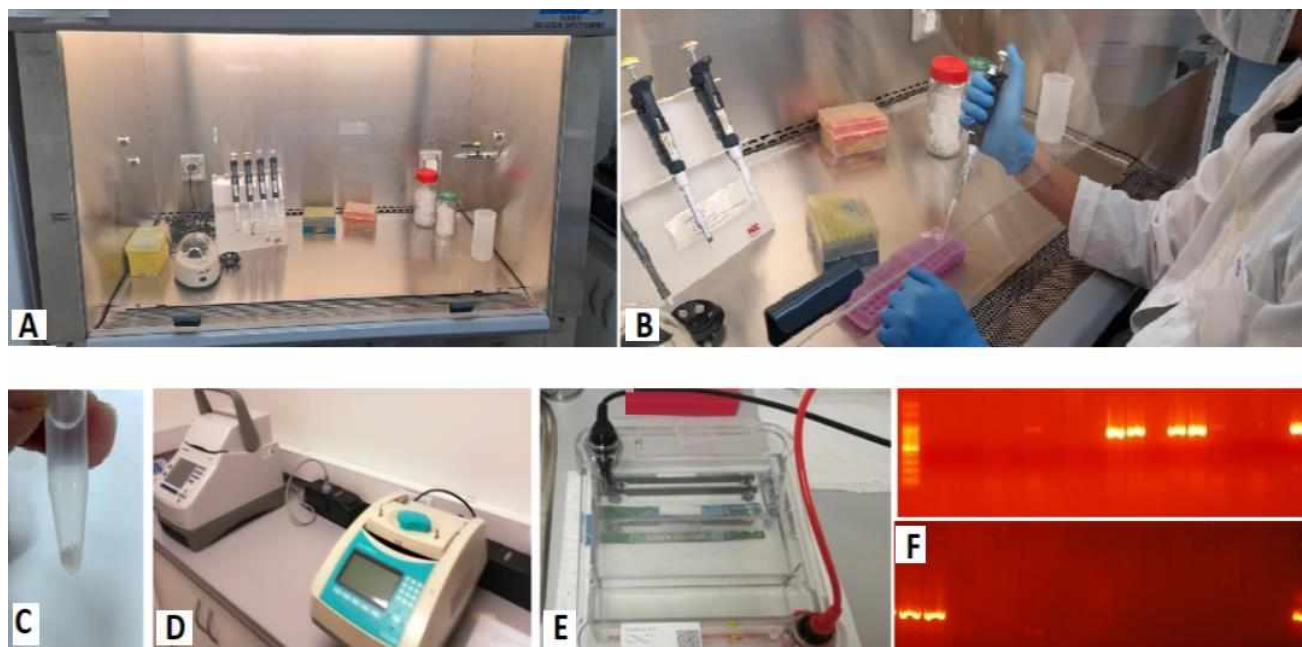


Fig. 45: Trabajo en el laboratorio de Biología Molecular. A) y B) Cabina de flujo laminar tipo II; C) Tubo de microcentrifuga con solución para extracción de ADN; D) Termocicladores; E) Cuba de Electroforesis; F) Geles sembrados con muestras positivas.

Las secuencias obtenidas se editaron utilizando BioEdit Sequence Alignment Editor (Hall, 1999) y alineadas mediante la herramienta Clustal W (Thompson et al., 1994) comparándolas con secuencias depositadas en el Genbank mediante el uso de la herramienta BLAST (Basic Local Alignment Search Tool). La elección del mejor modelo de sustitución nucleotídica se realizó con ModelTest utilizando el criterio de información de Akaike (Posada & Crandall, 1998). Se analizaron las relaciones evolutivas empleando el método de máxima verosimilitud (maximum likelihood) con el programa MEGA 5.0 (Tamura et al., 2011). Las diferencias en la composición de nucleótidos se analizaron excluyendo las posiciones con gaps entre los pares de secuencias y la fiabilidad de las filogenias se evaluó mediante el procedimiento de bootstrap con 1000 repeticiones.

La prevalencia de infección en cada especie de ectoparásito se calculó dividiendo el número de ejemplares infectados por el número total de ejemplares de esa especie que fueron analizados.

5.3 Resultados

Del total de ectoparásitos analizados se obtuvieron resultados positivos en sifonápteros e ixodidos. En el caso de los ácaros Mesostigmata no se logró obtener amplificación del gen *gltA* en ninguna de las muestras. Las muestras positivas y sus procedencias se indican en la tabla 35.

Se observó amplificación del gen *gltA* en 3 ninfas de la especie de garrapata *I. loricatus*. Subsecuentemente el análisis molecular del ADN de estas muestras para detectar los genes *ompA* y *ompB* arrojó resultados negativos. La comparación de las secuencias de *gltA* obtenidas de *I. loricatus* mediante la herramienta BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) coincidieron con un 99% de similitud con secuencias de *Rickettsia bellii* depositadas previamente en el GenBank. El análisis filogenético mostró que las mismas se agruparon en un clado separado con otras secuencias de *R. bellii* disponibles en el Genbank y bien diferenciado de otras especies de este género (Fig. 46).

En el caso de las pulgas se observó amplificación del gen *gltA* en *P. (P.) a. axius* (n=10), *P. (N.) atopus* (n=4) y *C. m. minerva* (n=1). El ADN de las 15 pulgas antes mencionadas fue sometido a una segunda batería de PCR: 3 de estas pulgas (*P. (P.) a. axius* =2 y *P. (N.) atopus*= 1) fueron sometidas a amplificación utilizando cebadores para el gen *ompA* obteniéndose resultado positivo, los cuales fueron enviados a secuenciar. En el resto de las pulgas donde se observó amplificación por el gen *gltA*, por problemas del sembrado en los geles (bandas irregulares) y defectos en la secuenciación, en los análisis de muestras subsecuentes de pulgas y garrapatas se optó por utilizar cebadores para el gen *ompB* en la segunda batería de PCR, a partir del cual se logró obtener amplificación en las 12 pulgas restantes y los productos de PCR fueron enviados a secuenciación. Las pulgas analizadas fueron comparadas con secuencias depositadas en el Genbank obteniéndose 98-99 % similitud con secuencias de *Rickettsia felis*.

Se construyó un árbol filogenético con secuencias depositadas en el GenBank y se observó un claro agrupamiento de las secuencias *ompA* obtenidas en este estudio en un clado con otras especies de *Rickettsia felis*, diferenciándose de otras especies del género. El árbol filogenético resultante se muestra en la figura 48. Las secuencias de ADN de sifonápteros que fueron analizadas filogenéticamente utilizando el gen *ompB* mostraron un 100% de similitud con secuencias de *R. felis* depositadas en el Genbank, al ser comparadas con la herramienta BLAST. El árbol filogenético construido mostró un agrupamiento de las secuencias *ompB* obtenidas en este estudio en un clado con otras especies de *R. felis*, diferenciándose de otras especies del género. El árbol filogenético resultante se muestra en la figura 47.

La prevalencia de infección por *R. felis* para *P. (P) a. axius* fue del 43%; para *P. (N.) atopus* fue del 10%; para *C. m. minerva* del 33%. Para *I. loricatus* la prevalencia fue del 30% en el caso de infección con *R. bellii*.

Localidad	Ectoparásito	Procesamiento	Muestra analizada
ZSUA	<i>Polygenis axius axius</i>	Individual	13 individuos
ZSUA	<i>Polygenis atopus</i>	Individual	8 individuos
ZSUA	<i>Polygenis platensis</i>	Individual	5 individuos
ZSUA	<i>Ixodes loricatus</i>	Individual	5 individuos
ZSUA	<i>Amblyomma triste</i>	Individual	2 individuos
ZSUA	<i>Androlaelaps fahrenheitzi</i>	Pool 5 individuos	25 pooles
ZSUA	<i>Androlaelaps azarae</i>	Pool 5 individuos	18 pooles
ZSUA	<i>Gigantolaelaps wolffsohni</i>	Pool 3 individuos	2 pooles
ZSUA	<i>Mysolaelaps microspinosus</i>	Pool 5 individuos	7 pooles
ZSUA	<i>Laelaps schatzi</i>	Pool 5 individuos	1 pool
ZSUA	<i>Laelaps echidninus</i>	Pool 5 individuos	1 pool
ZSUA	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Pool 5 individuos	12 pooles
HEP	<i>Polygenis axius axius</i>	Individual	8 individuos
HEP	<i>Polygenis atopus</i>	Individual	8 individuos
HEP	<i>Polygenis platensis</i>	Individual	4 individuos
HEP	<i>Polygenis massoi</i>	Individual	1 individuo
HEP	<i>Amblyomma triste</i>	Individual	1 individuo
HEP	<i>Androlaelaps fahrenheitzi</i>	Pool 5 individuos	7 pooles
HEP	<i>Androlaelaps azarae</i>	Pool 5 individuos	7 pooles
HEP	<i>Gigantolaelaps wolffsohni</i>	Pool 3 individuos	5 pooles
HEP	<i>Mysolaelaps microspinosus</i>	Pool 5 individuos	5 pooles
HEP	<i>Laelaps schatzi</i>	Pool 5 individuos	1 pool
HEP	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Pool 5 individuos	4 pooles

ZBLB	<i>Polygenis axius axius</i>	Individual	6 individuos
ZBLB	<i>Polygenis atopus</i>	Individual	13 individuos
ZBLB	<i>Craneopsylla minerva minerva</i>	Individual	2 individuos
ZBLB	<i>Ixodes loricatus</i>	Individual	5 individuos
ZBLB	<i>Androlaelaps fahrenheitzi</i>	Pool 5 individuos	9 pooles
ZBLB	<i>Gigantolaelaps wolffsohni</i>	Pool 3 individuos	7 pooles
ZBLB	<i>Laelaps schatzi</i>	Pool 5 individuos	1 pool
ZBLB	<i>Laelaps scapteromyos</i>	Pool 5 individuos	3 pooles
ZBLB	<i>Laelaps echidninus</i>	Pool 5 individuos	1 pool
ZBLB	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Pool 5 individuos	5 pooles
EEA	<i>Polygenis axius axius</i>	Individual	5 individuos
EEA	<i>Polygenis platensis</i>	Individual	1 individuos
EEA	<i>Polygenis atopus</i>	Individual	1 individuo
EEA	<i>Androlaelaps fahrenheitzi</i>	Pool 5 individuos	2 pooles
EEA	<i>Androlaelaps azarae</i>	Pool 5 individuos	3 pooles
EEA	<i>Laelaps mazzai</i>	Pool 5 individuos	1 pool
Residencia 1	<i>Laelaps echidninus</i>	Pool 5 individuos	1 pool
Residencia 2	<i>Laelaps echidninus</i>	Pool 5 individuos	1 pool
Residencia 3	<i>Laelaps echidninus</i>	Pool 4 individuos	1 pool
Residencia 3	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Pool 5 individuos	2 pooles
H.E FCV	<i>Laelaps echidninus</i>	Pool 3 individuos	1 pool
H.E FCV	<i>Ornithonyssus bacoti</i>	Pool 5 individuos	2 pooles
H.E FCV	<i>Ctenocephalides felis</i>	Individual	1 individuo

Tabla 34: Ectoparásitos analizados en este estudio señalando su procedencia, forma de procesamiento y cantidad de muestras analizadas en cada especie.

Ectoparásito	Estadio	Sexo	ID	Hospedador	Localidad	Fecha de colecta	<i>Rickettsia</i> spp.	Código de Genbank
<i>P. a. axius</i>	A	M	CG 654	<i>O. rufus</i>	ZSUA	4/7/2017	<i>R. felis</i>	MT036381
<i>P. a. axius</i>	A	M	CG 655	<i>O. flavescens</i>	ZSUA	4/7/2017	<i>R. felis</i>	OL961557
<i>P. atopus</i>	A	M	CG 683	<i>O. rufus</i>	ZSUA	4/9/2017	<i>R. felis</i>	OP800095
<i>P. a. axius</i>	A	M	CG 686	<i>A. azarae</i>	ZSUA	4/9/2017	<i>R. felis</i>	OP800096
<i>P. atopus</i>	A	H	MK 043	<i>O. rufus</i>	HEP	30/1/2018	<i>R. felis</i>	OL961553
<i>P. a. axius</i>	A	M	MK 062	<i>A. azarae</i>	HEP	30/1/2018	<i>R. felis</i>	OL961554
<i>P. a. axius</i>	A	M	CG 720	<i>S. aquaticus</i>	ZBLB	19/4/2018	<i>R. felis</i>	OL961560
<i>P. a. axius</i>	A	M	CG 723	<i>O. rufus</i>	ZBLB	19/4/2018	<i>R. felis</i>	OL961562
<i>C. m. minerva</i>	A	M	CG 915	<i>O. nigripes</i>	ZBLB	3/10/2018	<i>R. felis</i>	OL961552
<i>P. atopus</i>	A	H	CG 917	<i>O. flavescens</i>	ZBLB	3/10/2018	<i>R. felis</i>	OL961561
<i>P. a. axius</i>	A	M	MK 128	<i>O. flavescens</i>	ZBLB	12/7/2018	<i>R. felis</i>	OL961551
<i>I. loricatus</i>	N	-	MK 130	<i>D. kempfi</i>	ZBLB	12/7/2018	<i>R. bellii</i>	MT407574
<i>I. loricatus</i>	N	-	MK 154	<i>O. rufus</i>	ZSUA	5/9/2018	<i>R. bellii</i>	MT407575
<i>P. a. axius</i>	A	H	MK 157	<i>O. rufus</i>	ZSUA	5/9/2018	<i>R. felis</i>	OL961555
<i>P. a. axius</i>	A	H	MK 182	<i>O. rufus</i>	ZSUA	29/11/2018	<i>R. felis</i>	OL961556
<i>P. atopus</i>	A	M	MK 194	<i>A. azarae</i>	ZSUA	29/3/2019	<i>R. felis</i>	OL961559
<i>I. loricatus</i>	N	-	MK 195	<i>A. azarae</i>	ZSUA	29/3/2019	<i>R. bellii</i>	MT407576
<i>P. a. axius</i>	A	M	CG 987	<i>O. flavescens</i>	ZBLB	11/4/2019	<i>R. felis</i>	OL961558

Tabla 35: Muestras positivas halladas en este estudio y especie de *Rickettsia* identificada. Se indica el código de acceso de Genbank para cada muestra depositada. A= adulto, N= ninfa.

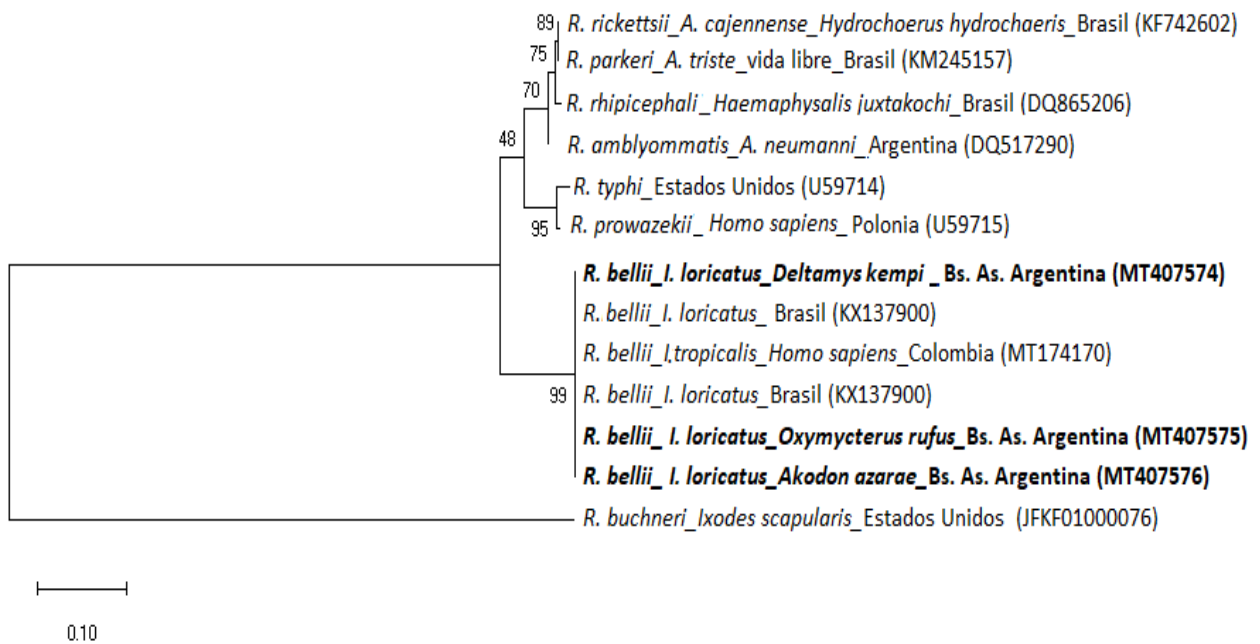


Fig. 46: Árbol de máxima verosimilitud a partir de secuencias parciales del gen *gltA*. En negrita se resaltan las secuencias de *gltA* obtenidas en este estudio. Se indica especie bacteriana, especie de artrópodo de donde se aisló la bacteria, hospedador de este y lugar de procedencia (en los casos donde la información está disponible). Los números representan el soporte de bootstrap a partir de 1000 repeticiones. Entre paréntesis: código de acceso de Genbank.

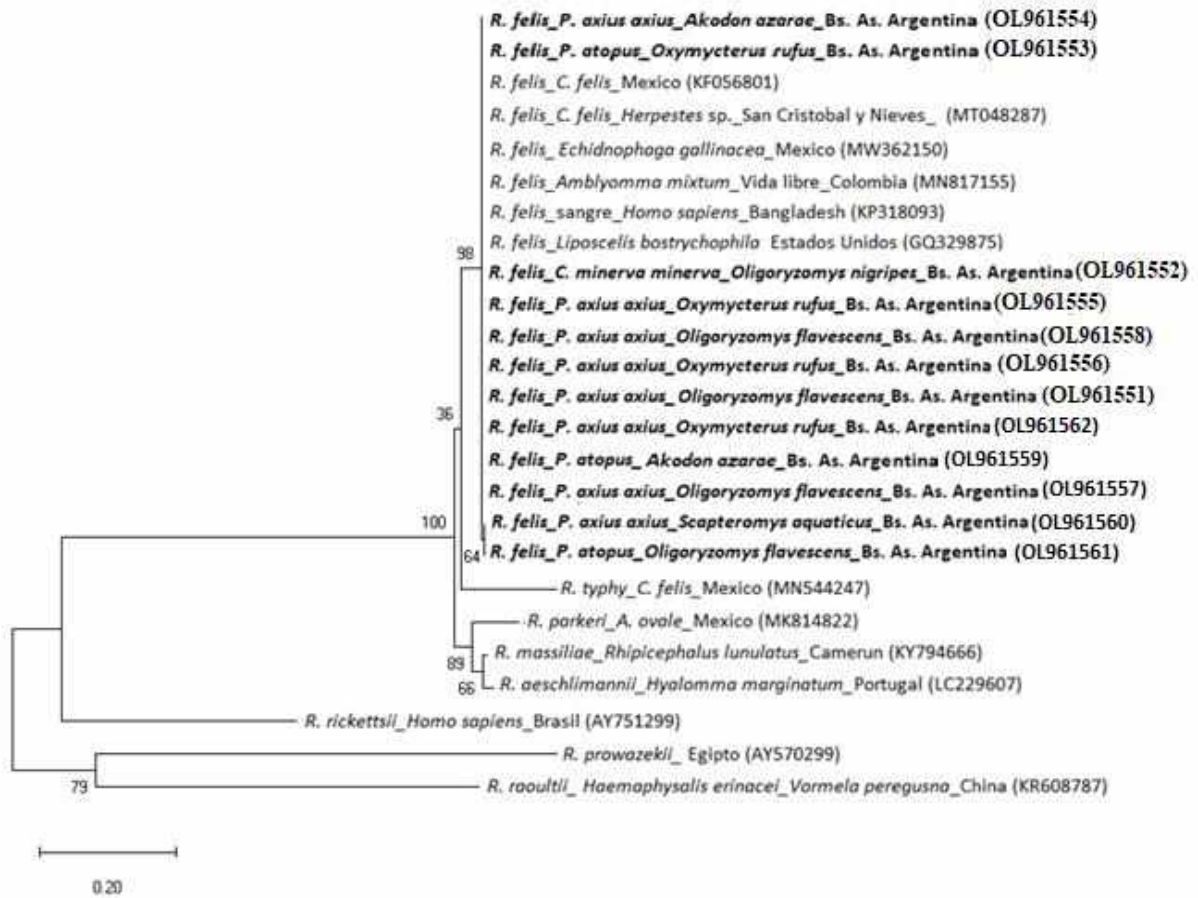


Fig. 47: Árbol de máxima verosimilitud a partir de secuencias parciales del gen *ompB*. Con negrita se resaltan las secuencias de *ompB* obtenidas en este estudio. Se indica especie bacteriana, especie de artrópodo de donde se aisló la bacteria, hospedador de este y lugar de procedencia (en los casos donde la información está disponible). Los números representan el soporte de bootstrap a partir de 1000 repeticiones. Entre paréntesis: código de acceso de Genbank.

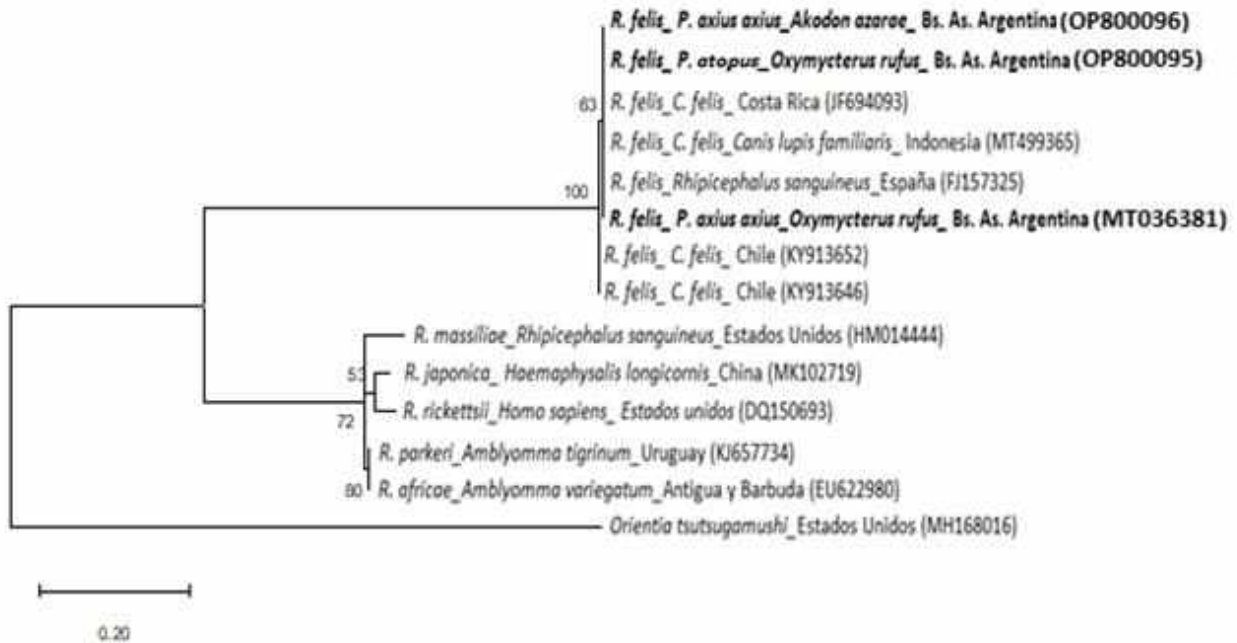


Fig. 48: Árbol de máxima verosimilitud a partir de secuencias parciales del gen *ompA*. Con negrita se resaltan las secuencias de *ompA* obtenidas en este estudio. Se indica especie bacteriana, especie de artrópodo de donde se aisló la bacteria, hospedador del mismo y lugar de procedencia (en los casos donde la información está disponible). Los números representan el soporte de bootstrap a partir de 1000 repeticiones. Entre paréntesis: código de acceso de Genbank.

5.4 Discusión

El presente estudio evaluó la infección por bacterias del género *Rickettsia* en ectoparásitos colectados en roedores múridos y cricétidos en el Gran La Plata.

No se halló infección rickettsial en los ácaros Mesostigmata colectados en este estudio. No obstante, existen múltiples reportes de ácaros de la familia Laelapidae y Macronyssidae siendo portadores de microorganismos del género *Rickettsia* a nivel mundial (p. ej. Nieri-Bastos et al., 2011; Kuo et al., 2020; Yin et al., 2021). Cabe destacar que el reporte de Nieri-Bastos (2011) se ocurrió en Brasil, por lo que la importancia epidemiológica de los ácaros Mesostigmata en la región en estudio no debe ser totalmente descartada. Es posible que este resultado se deba a que las especies de ácaros estudiadas no posean competencia ni capacidad vectorial particularmente para el género *Rickettsia*. Tampoco se halló *Rickettsia* en las garrapatas de la especie *A. triste*, aunque teniendo en cuenta la estrecha relación de esta especie de garrapata con la bacteria patógena *R. parkeri* en la región de interés (Venzal et al., 2012; Nava et al., 2017; Romer et al., 2020), puede inferirse que este resultado negativo se debió al bajo número de individuos colectados en el transcurso de este estudio (N=3).

En este capítulo se reporta por primera vez a *R. felis* en sifonápteros de la familia Rhopalopsyllidae parásitos de roedores de la familia Cricetidae en Argentina. Asimismo, se evidencia por primera vez la presencia de un organismo rickettsial en pulgas de la familia Stephanocircidae en Argentina, representado por el hallazgo de *R. felis* en la especie *C. m. minerva*, lo cual es coincidente con un estudio realizado en Brasil por Schott et al. (2020) donde se encontraron organismos rickettsiales asociadas a esta especie de sifonáptero.

El hallazgo de *R. felis* en especies del género *Polygenis* (Rhopalopsyllidae: Rhopalopsyllinae) es compatible con investigaciones previas: Horta et al. (2007) reportó a esta especie bacteriana infectando a pulgas de la especie *P. (N.) atopus* colectadas en el sudeste de Brasil. Adicionalmente, Peniche-Lara et al. (2015) reportó la infección por *R. felis* en la especie *P. (P.) odiosus*, parasitando al roedor cricétido *Ototylomys phyllotis* en la región sudeste de México.

Asimismo, las secuencias obtenidas en el presente trabajo se agruparon con otras de la misma especie depositadas en el Genbank y de distintas partes del mundo.

Rickettsia felis fue inicialmente detectada hace aproximadamente 30 años en tejidos de la pulga del gato *C. felis* (Pulicidae) (Adams et al., 1990), desde entonces múltiples reportes de esta bacteria han sido documentados a nivel mundial (p. ej. Reif & Macaluso, 2009; Brown & Macaluso, 2016), mayormente asociados a *C. felis* aunque también en otras especies de pulgas parásitas de mamíferos y aves entre las que se puede mencionar: *C. canis*, *Pulex irritans*, *Xenopsylla cheopis*, *Echidnophaga gallinacea*, *Archaeopsylla erinacei* o *Tunga penetrans* (Reif & Macaluso, 2009; Bitam et al., 2010; Jiang et al., 2006; Brown & Macaluso, 2016). Adicionalmente, evidencia molecular de esta bacteria fue hallada en otros ectoparásitos como garrapatas (Cardoso et al., 2006) o ácaros (Choi et al., 2007; Tsui et al., 2007). Esta amplia variedad de hospedadores sugiere que muchos de ellos podrían ser importantes en el ciclo de vida de *R. felis* e influir, en gran medida, en la amplia distribución de esta bacteria a nivel global. En la República Argentina esta especie fue reportada en Rafaela, provincia de Santa Fe en la pulga *C. felis* parasitando caninos (Nava et al., 2008).

Actualmente la importancia sanitaria de *R. felis* es controversial ya que múltiples autores señalan a esta bacteria como la causante de una enfermedad humana denominada Fiebre Manchada transmitida por pulgas (p. ej. Parola et al., 2013 Brown & Macaluso 2016; Reif & Macaluso, 2009). Incluso, fue involucrada como un agente etiológico de amplia distribución en África, causando la sintomatología típica de una enfermedad rickettsial (fiebre, erupciones, dolor articular y muscular) y siendo denominada entonces como una enfermedad emergente (Parola, 2011). Asimismo, se halló evidencia serológica de esta bacteria en diversos mamíferos como caninos y felinos lo que indicaría que esta bacteria sería capaz de ingresar en un hospedador susceptible y generar una respuesta inmune adaptativa como gran parte de los agentes patógenos, sin embargo, muchos de los aspectos epidemiológicos de esta bacteria aún no están completamente dilucidados (Pérez-Osorio et al., 2008; Reif & Macaluso, 2009; Parola, 2011; Brown & Macaluso, 2016). Por el contrario, existen autores que definen a este microorganismo como un endosimbionte de las pulgas sin capacidad de producir enfermedad en humanos o animales. Entre los motivos que soportan esta afirmación se incluye el hecho de que nunca pudo ser aislada en humanos, posee una

estructura genómica en forma de mosaico con una alta capacidad codificante lo que es típico de bacterias simbiotes y en algunos insectos, *R. felis* fue hallada formando estructuras similares a los micetomas, los cuales son una forma de agregación típica de los endosimbiontes. (p. ej. Labruna & Walker, 2014, Billeter & Metzger, 2017).

Como se mencionó anteriormente, *R. felis* fue detectada en *P. (P.) a. axius*, *P. (N.) atopus* y *C. m. minerva*. Estas especies de sifonápteros tienen una amplia distribución en Sudamérica y principalmente se asocian a una gran variedad de especies de roedores (Cricetidae) y en menor medida marsupiales (Didelphidae), como se detalló en el Capítulo III. Este patrón generalista de distribución que poseen estas especies influiría favorablemente en la distribución de *R. felis*.

En la tabla 35 se mencionan las especies de roedores hospedadoras de pulgas infectadas con *R. felis*. Los roedores cricétidos involucrados fueron *O. rufus*, *A. azarae*, *S. aquaticus*, *O. nigripes* y *O. flavescens*. La distribución de estos roedores se explica en el Anexo. Cabe destacar que estas especies tienen la capacidad de habitar en áreas ampliamente urbanizadas o en sitios donde los humanos realizan actividades como la agricultura o actividades industriales. Dado que el ciclo enzoótico de *R. felis* no está completamente dilucidado, debe considerarse el hecho de que estos roedores puedan favorecer la dispersión de *R. felis* mediante sus ectoparásitos.

Asimismo, se detectó la presencia de *R. bellii* infectando a ninfas de garrapatas de la especie *I. loricatus* (tabla 35). La comparación de las secuencias obtenidas a partir de estos ejemplares con secuencias depositadas en el Genbank arrojó un 99% de similitud con secuencias de *R. bellii* y en el análisis filogenético, formaron un clado separado junto con otras especies de *R. bellii* y separadas de otras especies del género.

Como fue mencionado en el Capítulo III, *I. loricatus* es una especie de garrapata cuya distribución actualmente se limita a Sudamérica mencionada en países como Argentina, Paraguay, Brasil y Uruguay. Los adultos de *I. loricatus* usualmente se encuentran en marsupiales mientras que los estadios inmaduros son normalmente hallados en marsupiales (Didelphidae) y roedores (Cricetidae) (Guglielmone et al., 2011; Nava et al. 2017).

Adicionalmente, no existen reportes de esta especie de garrapata parasitando humanos o animales de compañía ni ha sido implicada hasta el momento como vector de agentes patógenos (Nava et al., 2017). Asimismo, *R. bellii* ha sido aislada en especímenes de *I. loricatus* en Brasil (Horta et al., 2006, 2007).

La patogenicidad de la bacteria *R. bellii* es desconocida para el humano y otros animales y nunca ha sido aislada naturalmente en un hospedador vertebrado, sin embargo, este microorganismo fue detectado indirectamente mediante pruebas serológicas en mamíferos, no obstante, su importancia clínica y epidemiológica sigue siendo incierta (Fortes et al., 2010; Coelho et al., 2016). Adicionalmente, la inoculación experimental de *R. bellii* en cobayos y conejos causó una inflamación cutánea eruptiva con escaras necróticas, signos clínicos típicos de una infección rickettsial (Ogata et al., 2016). De acuerdo con registros previos, esta bacteria sólo fue aislada en garrapatas y está ampliamente distribuida en el continente americano como fue documentado por Krawczak et al., (2018). En Argentina, *R. belli* fue reportada infectando a las garrapatas *Amblyomma ovale*, *A. neumanni*, *A. tigrinum*, *A. dubitatum* y *Haemaphysalis juxtakochi* (Labruna et al., 2007; Tomassone et al., 2010; Monje et al., 2015; Lamattina & Nava, 2016; Sebastian et al., 2017). El hallazgo de *R. bellii* en este estudio constituye el primer hallazgo de esta en la provincia de Buenos Aires y el primer reporte de esta especie bacteriana en ectoparásitos de los roedores *D. kempfi*, *O. rufus* y *A. azarae*.

En este capítulo se presentaron nuevas especies de artrópodos parasitados por *R. felis* y nuevos registros de roedores parasitados con sifonápteros y garrapatas portadoras de las bacterias *R. felis* y *R. bellii*. Asimismo, en ambos casos se amplió la distribución geográfica de estas especies bacterianas en un área como la provincia de Buenos Aires donde no habían sido reportadas previamente. Algunos de estos reportes fueron divulgados recientemente en artículos científicos (Melis et al., 2020 a; b).

Las especies de *Rickettsia* halladas en este estudio poseen muchos aspectos de sus ciclos biológicos sin dilucidar. Ambas fueron descritas hace relativamente pocos años y en este sentido, resulta necesario comprender más en profundidad aspectos de la transmisibilidad, posible patogenicidad y no menos importante, conocer que especies de

artrópodos son capaces de presentar infección por *R. felis* o *R. bellii*. Los resultados de este estudio contribuyen ampliando los conocimientos con relación a este último aspecto.

El avance en el conocimiento de la biología de *R. felis* y *R. bellii* contribuirá a confirmar o descartar si estas dos especies bacterianas tienen importancia en salud pública, hasta entonces, la importancia de estas especies no debe ser subestimada.

CAPÍTULO VI

CONSIDERACIONES FINALES Y PERSPECTIVAS FUTURAS



CONSIDERACIONES FINALES Y PERSPECTIVAS FUTURAS

El objetivo general de este trabajo de tesis fue conocer distintos aspectos de la eco-epidemiología de los ectoparásitos de roedores del Gran La Plata, un aglomerado urbano densamente poblado en el noreste de la provincia de Buenos Aires. Este objetivo fue cumplido presentando un amplio registro de especies de ectoparásitos que complementan hallazgos previos y, en algunos casos, ampliando el rango hospedatorio y de distribución en relación con los reportados previamente.

Asimismo, se comprobó que la diversidad de ectoparásitos para esta región estaba subestimada. Esta conclusión se basa en que investigaciones recientes en la región en estudio de esta tesis, han permitido la identificación taxonómica de nuevas especies de ácaros de la familia Laelapidae de roedores que antes eran consideradas como integrantes de complejos de especies, como *L. schatzi* en *O. flavescens*, *Androlaelaps azarae* en *A. azarae*, *L. galliarrii* en *O. flavescens* y *L. scapteromyos* en *S. aquaticus* (Savchenko & Lareschi 2019, 2022; Lareschi, 2020). Consecuentemente, se amplió el conocimiento de la diversidad de ácaros de la familia Laelapidae para la región, en comparación con estudio realizados en la provincia de Buenos Aires (p. ej. Lareschi, 1996, 2004; Navone et al., 2009; Colombo et al., 2014), y adicionalmente, se determinó que especies antes consideradas generalistas, en realidad eran complejos de especies crípticas, cada una de ellas específicas de un determinado hospedador.

Así, se hallaron 20 especies parásitas pertenecientes a 6 familias y 10 géneros. Se constató que los ácaros del orden Mesostigmata son los ectoparásitos predominantes en roedores cricétidos y múridos. En relación a lo anterior, se incluyeron a las nuevas especies de reciente descripción por primera vez en análisis ecológicos integrales y se evaluó adicionalmente la posible infección de estos por *Rickettsia* spp.. La información recabada permitió analizar la riqueza específica de ectoparásitos en los roedores y evaluar el impacto de ciertas variables en parámetros cuantitativos de su distribución.

En las comunidades componente de *Oxymycterus rufus*, *Akodon azarae*, *Oligoryzomys flavescens*, *Scapteromys aquaticus* y *Oligoryzomys nigripes* se observaron valores de diversidad y equitatividad similares, indicando que todas las especies están

igualmente representadas en la comunidad. Estos índices también fueron similares al considerar las distintas localidades muestreadas excepto en EEA, lo que puede explicarse por el hecho de que se realizó un único muestreo para este sitio. Por otra parte, el análisis de similitudes mostró que ninguna especie hospedadora posee una fauna parasitaria característica, es decir, que todos los hospedadores comparten al menos una especie parásita con otro, sobre todo al tratarse de sifonápteros e ixodidos.

Con relación a los factores que afectan a la distribución de los ectoparásitos, los resultados obtenidos sugieren que no existe una única variable que determine la distribución, sino que factores del hospedador, la estación del año o la localidad, actuaron en conjunto para determinar la distribución de los ectoparásitos de los roedores en el Gran La Plata. En ácaros, con un patrón de distribución específico, se observó la importancia de la identidad del hospedador y, en menor medida, factores biológicos asociados a ellos, tales como el sexo o el peso corporal.

Adicionalmente, se amplió la lista de asociaciones parásito-hospedador y en ese sentido las siguientes especies y subespecies ampliaron su espectro de hospedadores *Polygenis axius axius*, *Polygenis platensis*, *Craneopsylla minerva minerva* e *Ixodes loricatus*.

El constante desarrollo de técnicas moleculares brinda herramientas que permiten la identificación de nuevas especies y, en relación a esto, futuros estudios deberán profundizar en dilucidar el interrogante de si muchas de las especies de ectoparásitos, principalmente ácaros, son en realidad complejo de especies. Esto resultará útil para realizar estudios ecológicos con mayor precisión. Adicionalmente, se deberá profundizar en el estudio de la relación entre distintas características del hospedador, como por ejemplo los hábitos alimenticios, y su posible relación con variables ecológicas de los ectoparásitos.

En cuanto a la relación de los ectoparásitos y bacterias del género *Rickettsia*, se demostró por primera vez evidencia molecular de bacterias de este género en ectoparásitos de roedores en el noreste de la provincia de Buenos Aires, aunque la distribución de estas bacterias no fue homogénea en todos los órdenes de ectoparásitos y estos hallazgos se limitaron a sifonápteros e ixodidos.

En el Gran La Plata se han detectado casos de Rickettsiosis humana causados por *R. parkeri* y no se detectó al vector asociado a estos casos. Esta bacteria está comúnmente asociada a la garrapata *A. triste*, la cual fue colectada en este estudio en un número muy escaso, por lo que no se puede descartar la presencia de este microorganismo zoonótico en la región en base a los resultados de este estudio.

En este trabajo de tesis se reportó por primera vez a *P. a. axius* asociada a un organismo rickettsial, en este caso *R. felis*. Adicionalmente, se reportó por primera vez a *R. felis* infectando a las pulgas *P. atopus* y *C. m. minerva* para la Argentina, complementando registros previos de estas asociaciones en Brasil. Asimismo, se detectó a *R. bellii* en especímenes de *I. loricatus* por primera vez para la provincia de Buenos Aires y por primera vez en asociación a ectoparásitos de los roedores *D. kempfi*, *O. rufus* y *A. azarae*.

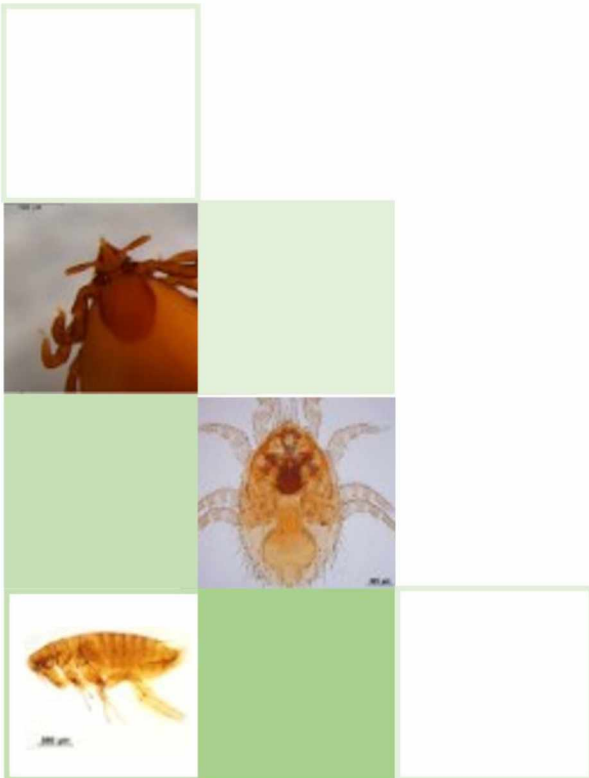
En base a la información obtenida, existen especies del género *Rickettsia* circulando en ectoparásitos de roedores del Gran La Plata. Dado que la importancia sanitaria de estas bacterias no está definida, resulta necesario registrar las especies parásitas infectadas con estas bacterias y sus ubicaciones geográficas para generar una base de datos epidemiológica.

Futuros estudios deberán ampliar el rango geográfico donde se realicen estudios para detectar organismos rickettsiales en ectoparásitos de roedores dado que, los resultados aquí expuestos evidencian un posible rol de estos en el ciclo enzoótico de estos microorganismos. Otro aspecto interesante para analizar para futuras investigaciones es la pesquisa de estos microorganismos en ectoparásitos de hospedadores de otros órdenes presentes en la región (p. ej. marsupiales, xenartros, etc.) para evaluar si el orden del hospedador involucrado juega un rol relevante en el ciclo de *Rickettsia* spp., como así también, para registrar estas posibles asociaciones. Por otra parte, deben realizarse estudios para determinar si los artrópodos que estuvieron infectados por *Rickettsia* spp. en este estudio tienen competencia para transmitir estas bacterias a los animales, incluyendo a los humanos.

Asimismo, en futuras investigaciones sobre microorganismos que pueden ser transmitidos por ectoparásitos de roedores, deben incluirse a especies de los géneros *Ehrlichia*, *Coxiella* o *Borrelia* ya que poseen la capacidad de ser transmitidos por vectores artrópodos, presentan un potencial zoonótico y la información de estos en la región de estudio

es escasa o nula. Estos factores hacen que la búsqueda de los géneros bacterianos mencionados represente un tema interesante para investigaciones futuras.

BIBLIOGRAFÍA



Abba, A. M., Udrizar Sauthier, D. E., Bender, J. B., & Lareschi, M. (2001). Mites (Acari: Laelapidae) associated with Sigmodontinae rodents in Entre Ríos Province, Argentina. *Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 96, n.º 8.

Adams, J. R., Schmidtman, E. T., & Azad, A. F. (1990). Infection of colonized cat fleas, *Ctenocephalides felis* (Bouché), with a rickettsia-like microorganism. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 43(4), Art. 4.

Adriani, H. L. (2014). El sector industrial del Gran La Plata en la posconvertibilidad. III Jornadas Nacionales sobre estudios regionales y mercados de trabajo. Universidad Nacional de Jujuy (Facultad de Cs. Económicas y Unidad de Investigación en Comunicación, Cultura y Sociedad de la Facultad de Humanidades y Cs. Sociales) y Red SIMEL, San Salvador de Jujuy.

Antunes, P. C. (2009). Population dynamics of *Euryoryzomys russatus* and *Oligoryzomys nigripes* (Rodentia, Cricetidae) in an Atlantic Forest area, Santa Catarina Island, Southern Brazil. Universidade Federal de Santa Catarina.

Apanaskevich, D. A., Apanaskevich, M. A., Klimov, P. B., Edgy, B. M., Bermdez, S. E., Labruna, M. B., Korzeev, A. I., & Barker, S. C. (2022). Description of eight new species of *Ixodes* Latreille, 1795 (Acari: Ixodidae) and redescription of *I. auritulus* Neumann, 1904, parasites of birds in the Australasian, Nearctic and Neotropical Regions. *Zootaxa*, 5173(1), 1–73.

Athni, T. S., Shocket, M. S., Couper, L. I., Nova, N., Caldwell, I. R., Caldwell, J. M., Childress, J. N., Childs, M. L., De Leo, G. A., Kirk, D. G., MacDonald, A. J., Olivarius, K., Pickel, D. G., Roberts, S. O., Winokur, O. C., Young, H. S., Cheng, J., Grant, E. A., Kurzner, P. M., Kyaw, S., ... Mordecai, E. A. (2021). The influence of vector-borne disease on human history: socio-ecological mechanisms. *Ecology letters*, 24(4), 829–846.

Autino, A.G. & Lareschi, M. (1998). Siphonaptera. In: Morrone, J.J. & Coscarón, S. (Dir.), Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Ediciones Sur, La Plata, pp. 279–290.

Barker, S. C., & Walker, A. R. (2014). Ticks of Australia. The species that infest domestic animals and humans. *Zootaxa*, 3816(1), 1-144.

Barros, D. M., Linardi, P. M., & Botelho, J. R. (1993). Ectoparasites of Some Wild Rodents from Paraná State, Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 30(6), 1068–1070. doi:10.1093/jmedent/30.6.1068

Bautista- Hernández, C. E., Monks, S., Pulido-Flores, G. y Rodríguez-Ibarra, A. E. (2015). Revisión bibliográfica de algunos términos ecológicos usados en parasitología, y su aplicación en estudios de caso. *Estudios en Biodiversidad*, 1, 11- 19.

Begon, M., Townsend, C. R., & Harper, J. (1988). Ecología: Individuos, poblaciones y comunidades. *Omega*.

Beldoménico, P.M., Lareschi, M., Nava, S., Mangold, A.J., & Guglielmone, A.A. (2005). The parasitism of immature stages of *Ixodes loricatus* (Acari: Ixodidae) on wild rodents in Argentina. *Experimental and Applied Acarology*, 36(1-2), 139-148.

Beldomenico, P. M. (2006). Medicina y animales silvestres: desafío para las ciencias veterinarias en el siglo XXI. *FAVE Secc Cienc Vet*, 5(1-2), 7-20.

Benitez Ibaló A.P., Aguiar D., Di Benedetto I.M.D., Mangold A., Milano A.M.F. y Debarbora V.N. (2020). Ectoparasites associated with rodents (Rodentia) and marsupials (Didelphimorphia) from northeastern of Argentina. New host and locality records. *Revista Mexicana de Biodiversidad* , 91: e913161: 1-8.

Betancur H, O., Betancourt E, A., & Giraldo R, C. (2015). Importance of ticks in the transmission of zoonotic agents. *Revista MVZ Córdoba*, 20(supl), <https://doi.org/10.21897/rmvz.19>

Billeter, S. A., & Metzger, M. E. (2017). Limited Evidence for *Rickettsia felis* as a Cause of Zoonotic Flea-Borne Rickettsiosis in Southern California. *Journal of Medical Entomology*, 54(1), 4-7.

Billett, H. H. (1990). Hemoglobin and Hematocrit. In H. K. Walker (Eds.) et al., *Clinical Methods: The History, Physical, and Laboratory Examinations*. (3rd ed.). Butterworths.

Bitam, I., Dittmar, K., Parola, P., Whiting, M. F., & Raoult, D. (2010). Fleas and flea-borne diseases. *International journal of infectious diseases: IJID: official publication of the International Society for Infectious Diseases*, 14(8), e667–e676.

Blanton L. S. (2019). The Rickettsioses: A Practical Update. *Infectious disease clinics of North America*, 33(1), 213–229.

Bonhomme, F., & Searle, J. (2012). House mouse phylogeography. In M. Macholán, S. Baird, P. Munchinger, & J. Piálek (Eds.), *Evolution of the House Mouse* (Cambridge Studies in Morphology and Molecules: New Paradigms in Evolutionary Bio, pp. 278-296). Cambridge: Cambridge University Press.

Bonvicino, C. R., D'Andrea, P. S., & Borodin, P. M. (2001). Pericentric inversion in natural populations of *Oligoryzomys nigripes* (Rodentia: Sigmodontinae). *Genome*, 44(5), 791-796.

Bonvicino, C. R., Fernandes, F. A., Viana, M. C., Bernardo, R. T., & D'Andrea, P. S. (2013). *Scapteromys aquaticus* (Rodentia: Sigmodontinae) in Brazil with comments on karyotype and phylogenetic relationships. *Zoologia*, 30:42– 47.

Borgsteede F. H. (1996). The effect of parasites on wildlife. *The veterinary quarterly*, 18 Suppl 3, S138–S140.

Brown, L. D., & Macaluso, K. R. (2016). *Rickettsia felis*, an Emerging Flea-Borne Rickettsiosis. *Current tropical medicine reports*, 3, 27–39.

Buckingham, L. J., & Ashby, B. (2022). Coevolutionary theory of hosts and parasites. *Journal of evolutionary biology*, 35(2), 205–224.

Busch, M. & Kravetz, F. (1992). Competitive interactions among rodents (*Akodon azarae*, *Calomys laucha*, *C. musculinus* and *Oligoryzomys flavescens*) in a two-habitat system. *I. Spatial and numerical relationships*. 56(1), 45-56.

Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., & Shostak, A. W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of parasitology*, 83(4), 575–583.

Cardoso, L. D., Freitas, R. N., Mafra, C. L., Neves, C. V., Figueira, F. C., Labruna, M. B., Gennari, S. M., Walker, D. H., & Galvão, M. A. (2006). Characterization of *Rickettsia* spp. circulating in a silent peri-urban focus for Brazilian spotted fever in Caratinga, Minas Gerais, Brazil. *Cadernos de saude publica*, 22(3), 495–501.

Caro, A., Combes, C. & Euzet, L. (1997) What makes a fish a suitable host for Monogenea in the Mediterranean? *Journal of Helminthology*, 71, 203–210.

Chaisiri, K., McGarry, J. W., Morand, S., & Makepeace, B. L. (2015). Symbiosis in an overlooked microcosm: a systematic review of the bacterial flora of mites. *Parasitology*, 142(9), 1152–1162.

Choi, Y. J., Lee, E. M., Park, J. M., Lee, K. M., Han, S. H., Kim, J. K., Lee, S. H., Song, H. J., Choi, M. S., Kim, I. S., Park, K. H., & Jang, W. J. (2007). Molecular detection of various rickettsiae in mites (Acari: Trombiculidae) in southern Jeolla Province, Korea. *Microbiology and immunology*, 51(3), 307–312.

Christe, P., Arlettaz, R., & Vogel, P. (2000). Variation in intensity of a parasitic mite (*Spinturnix myoti*) in relation to the reproductive cycle and immunocompetence of its bat host (*Myotis myotis*). *Ecology Letters*, 3, 207-212.

Cicuttin, G. L., De Salvo, M. N., Silva, D. A., Brito, M., & Nava, S. (2017). *Ehrlichia canis* (Rickettsiales: Anaplasmataceae) en garrapatas *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato del linaje templado (Acari: Ixodidae), provincia de Buenos Aires, Argentina. *Revista FAVE. Sección Ciencias veterinarias*, 16(2), 93-96.

Coelho, M. G., Ramos, V., Limongi, J. E., de Lemos, E. R., Guterres, A., da Costa Neto, S. F., Rozental, T., Bonvicino, C. R., D'Andrea, P. S., Moraes-Filho, J., Labruna, M. B., & Szabó, M. P. (2016). Serologic evidence of the exposure of small mammals to spotted-fever *Rickettsia* and *Rickettsia bellii* in Minas Gerais, Brazil. *Journal of infection in developing countries*, 10(3), 275–282.

Colombo, V. C., Lareschi, M., Monje, L. D., Nava, S., Antoniazzi, L. R., Beldomenico, P. M., & Guglielmone, A. A. (2014). Garrapatas (ixodida) y ácaros (mesostigmata) parásitos de roedores sigmodontinos del delta del Paraná, Argentina. *FAVE Sección Ciencias Veterinarias*, 12(1/2), 39–50.

Combes, C. (1991). Ethological Aspects of Parasite Transmission. *The American Naturalist*, 138, 866 - 880.

Cortez, M. H., Weitz, J. S., Associate Editor: Pejman Rohani, & Editor: Judith L. Bronstein. (2013). Distinguishing between Indirect and Direct Modes of Transmission Using Epidemiological Time Series. *The American Naturalist*, 181(2), E43–E52.

Coto, H. (1997). Biología y control de ratas sinantrópicos. Editorial Abierta. Buenos Aires.2 (2013): E43-52.

Cueto, V. R., Piantanida, M. J., & Cagnoni, M. (1995). Population demography of *Oxymycterus rufus* (Rodentia: Cricetidae) inhabiting a patchy environment of the delta of the Parana River, Argentina. *Acta Theriologica*, 40(2), 123-130.

D'Elía, G., & Pardiñas, U. (2004). Systematics of Argentinean, Paraguayan, and Uruguayan Swamp Rats of the Genus *Scapteromys* (Rodentia, Cricetidae, Sigmodontinae). *Journal of Mammalogy*, 85(5), 897–910.

Daszak, P., Cunningham, A. A., & Hyatt, A. D. (2000). Emerging infectious diseases of wildlife--threats to biodiversity and human health. *Science (New York, N.Y.)*, 287(5452), 443–449. <https://doi.org/10.1126/science.287.5452.443>

Del Valle, J.C., Busch, C. (2003). Body composition and gut length of *Akodon azarae* (Muridae: Sigmodontinae): relationship with energetic requirements. *Acta Theriologica*. 48, 347–357.

Desvars Larrive, A., Walter, T., Zink, R., Walzer, C., & Baldi, M. (2018). Brown rats (*Rattus norvegicus*) in urban ecosystems: Are the constraints related to fieldwork a limit to their study? *Urban Ecosystems*, 21, 951–964.

Di Rienzo, J.A., Casanoves, F., Balzarini, M.G., Gonzalez, L., Tablada, M. & Robledo, C.W. (2011). InfoStat versión 2011. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina.

Dirección Provincial de Estadísticas, Ministerio de Economía de la Provincia de Buenos Aires (2020). Censos. <http://www.estadistica.ec.gba.gov.ar/dpe/index.php/censos>

Dobler, G., & Pfeffer, M. (2011). Fleas as parasites of the family Canidae. *Parasites & vectors*, 4, 139.

Dowling, A. (2006). Mesostigmatid mites as parasites of small mammals: Systematics, ecology, and the evolution of parasitic associations. In: Morand, S., Krasnov, B.R., Poulin, R. (eds) *Micromammals and Macroparasites*. Springer, Tokyo.

Dowling, A., & Oconnor, B. M. (2010). Phylogeny of Dermanyssoidea (Acari: Parasitiformes) suggests multiple origins of parasitism. *Acarologia*, 50(1), Art. 1.

Eisen, R. J., Dennis, D. T., & Gage, K. L. (2015). The Role of Early-Phase Transmission in the Spread of *Yersinia pestis*. *Journal of medical entomology*, 52(6), 1183–1192. <https://doi.org/10.1093/jme/tjv128>

Eisen L. (2020). Vector competence studies with hard ticks and *Borrelia burgdorferi* sensu lato spirochetes: A review. *Ticks and tick-borne diseases*, 11(3), 101359.

Estrada-Peña, A., Nava, S., Tarragona, E., Bermúdez, S., de la Fuente, J., Domingos, A., Labruna, M., Mosqueda, J., Merino, O., Szabó, M., Venzal, J. M., & Guglielmone, A. A. (2019). Species occurrence of ticks in South America, and interactions with biotic and abiotic traits. *Scientific data*, 6(1), 299.

Evans, G.O., Till, W.M. (1966). Studies on the British Dermanyssidae. Part II. Classification. *Bulletin of the British Museum (Natural History) Zoology*.14:107–370

Evans, G.O. (1992). Principles of Acarology. CAB International. Cambridge, UK, 563 pp.

Ezquiaga, M. C., Lareschi, M., Abba, A. M., & Navone, G. (2008). Nuevos registros de pulgas (Siphonaptera) parásitas de dasipódidos (Mammalia: Xenarthra) en el noreste de la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Mastozoología neotropical*, 15(2), 193-196.

Feliu, C., Renaud, F., Catzefflis, F., Hugot, J. P., Durand, P., & Morand, S. (1997). A comparative analysis of parasite species richness of Iberian rodents. *Parasitology*, 115 (Pt 4), 453–466.

Feng, Y., Fan, M., Gao, Y., Li, J., Zhang, D., Wang, S., & Wang, W. (2020). Epidemiological features of four human plague cases in the Inner Mongolia Autonomous Region, China in 2019. *Biosafety and Health*, 2(1), 44-48.

Fernandes, F. R., Cruz, L. D., Linhares, A. X., & Von Zuben, C. J. (2015). Effect of body size on the abundance of ectoparasitic mites on the wild rodent *Oligoryzomys nigripes*. *Acta parasitologica*, 60(3), 515–524.

Fortes, F. S., Silveira, I., Moraes-Filho, J., Leite, R. V., Bonacim, J. E., Biondo, A. W., Labruna, M. B., & Molento, M. B. (2010). Seroprevalence of *Rickettsia bellii* and *Rickettsia felis* in dogs, São José dos Pinhais, State of Paraná, Brazil. *Revista brasileira de parasitologia veterinaria: Orgao Oficial do Colegio Brasileiro de Parasitologia Veterinaria*, 19(4), 222–227.

Fuenzalida-Araya, K., González-Aguayo, F., Moreno, L., Landaeta-Aqueveque, C., Santodomingo, A., Silva de la Fuente, M. C, & González-Acuña, D. (2022). New records of *Gigantolaelaps wolffsohni* (Mesostigmata: Laelapidae) in Chile, an ectoparasite of *Oligoryzomys longicaudatus* (Rodentia: Cricetidae): ecological aspects and relation to body size and sex of their host. *Acarologia*, 62(4), 965.

Furman, D. P. & Radovsky, F. J. (1963). A new species of *Ornithonyssus* from the White-tailed Antelope Squirrel with a rediagnosis of the genus *Ornithonyssus*. *The Pan-Pacific Entomologist*, 39(2), 75–79.

Furman, D.P. (1972). Laelapid mites (Laelapidae:Laelapinae) of Venezuela. *Brigham Young University Science Bulletin Biological Series*. 27:1-58.

Galliari, C., Pardiñas, U., & Goin, F. (1996). Lista comentada de los mamíferos argentinos. *Mastozoología Neotropical*, 3:39– 61.

Gettinger, D. (1987). Host associations of *Gigantolaelaps* (Acari: Laelapidae) in the Cerrado Province of Brasil Central. *Journal of Medical Entomology*, 24: 559-565.

Gettinger, D. (1992). Host specificity of *Laelaps* (Acari: Laelapidae) in Central Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 29: 71-77.

Gómez, D., Provencal, C., & Polop, J. (2009). Microhabitat use by the house mouse *Mus musculus* in an urban area. *Acta Theriologica*, 54(2), 183-192.

Gómez-Díaz, E., Navarro, J. & Gonzalez-Solis, J. (2008) Ectoparasite community structure on three closely related seabird hosts: a multiscale approach combining ecological and genetic data. *Ecography*, 31, 477–489.

Gómez Villafaña, I. E., & Busch, M. (2007). Spatial and temporal patterns of brown rat (*Rattus norvegicus*) abundance variation in poultry farms. *Mammalian Biology*, 72(6), 364–371.

Gubler, D. (2010). The Global Threat of Emergent/Re-emergent Vector-Borne Diseases. En: Atkinson PW, editor. *Vector Biology, Ecology and Control* [Internet]. Dordrecht: Springer Netherlands; p. 39-62.

Guedes, E., Leite, R.C., Prata, M.C., Pacheco, R.C., Walker, D.H., & Labruna, M.B. (2005). Detection of *Rickettsia 181ickettsia* in the tick *Amblyomma cajennense* in a new Brazilian spotted fever-endemic area in the state of Minas Gerais. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 100(8), 841-845.

Guglielmone, A. A. (2003). Ticks (Acari: Ixodida) of the neotropical zoogeographic region. *International Consortium on Ticks and Tick-Borne Diseases (ICTTD-2)*, Atalanta, Houten, The Netherlands, 173 pp.

Guglielmone, A.A., & Nava, S. (2005). Las garrapatas de la familia Argasidae y de los géneros *Dermacentor*, *Haemaphysalis*, *Ixodes* y *Rhipicephalus* (Ixodidae) de la Argentina: Distribución y hospedadores. *RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias*, 34(2), 123-141.

Guglielmone, A.A., & Nava, S. (2011). Rodents of the subfamily Sigmodontinae (Myomorpha: Cricetidae) as hosts for South American hard ticks (Acari: Ixodidae) with hypotheses on life history. *Zootaxa*, 2904, 45-65.

Guglielmone, A. A., Nava, S., Mastropaolo, M., & Mangold, A. J. (2013). Distribution and genetic variation of *Amblyomma triste* (Acari: Ixodidae) in Argentina. *Ticks and tick-borne diseases*, 4(5), 386–390.

Guglielmono, A.A., Robbins, R.G., Apanaskevich, D.A., Petney, T.N., Estrada-Peña, A., & Horak, I.G. (2014). *The Hard Ticks of the World: (Acari: Ixodida: Ixodidae)*. Springer Netherlands.

Guglielmono, A.A., Nava, S., Robbins, R.G. (2021). *Neotropical Hard Ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae). A Critical Analysis of Their Taxonomy, Distribution, and Host Relationships*. Springer, Switzerland.

Hai, V. V., Almeras, L., Socolovschi, C., Raoult, D., Parola, P., & Pagès, F. (2014). Monitoring human tick-borne disease risk and tick bite exposure in Europe: available tools and promising future methods. *Ticks and tick-borne diseases*, 5(6), 607-619.

Hall, T.A. (1999). BioEdit: A User-Friendly Biological Sequence Alignment Editor and Analysis Program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series*, 41, 95-98.

Hammer, Ø., Harper, D. A. T., & Ryan, P. D. (2001). PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4, 9 p.

Hastriter, M.W., Whiting, M.F. (2009). Chapter 236 - Siphonaptera: (Fleas). En: Resh VH, Cardé RT, editores. *Encyclopedia of Insects (Second Edition)* [Internet]. San Diego: Academic Press; p. 924-8.

Hatcher, M. J., & Dunn, A. M. (2011). *Parasites in Ecological Communities: From Interactions to Ecosystems*. Cambridge University Press.

Henderson, P., & Seaby, R. (1997). Species diversity & richness: a program to calculate and compare species diversity and estimate species richness. *Pisces Conservation*: Oxford University, UK.

Herrick, K. L., Pena, S. A., Yaglom, H. D., Layton, B. J., Moors, A., Loftis, A. D., Condit, M. E., Singleton, J., Kato, C. Y., Denison, A. M., Ng, D., Mertins, J. W., & Paddock, C. D. (2016). *Rickettsia parkeri* Rickettsiosis, Arizona, USA. *Emerging infectious diseases*, 22(5), 780–785.

Hopkins, G.H. & Rothschild, M. (1953). An illustrated catalogue of Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural Histor). Vol. I. Tungidae and Pulicidae. British Museum (NH), London, 361 pp.

Hopkins, G.H. & Rothschild, M. (1962). An illustrated catalogue of Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural Histor). Vol. III Histricopsllidae. British Museum (NH), London, 560 pp.

Horta, M. C., Pinter, A., Schumaker, T. T., & Labruna, M. B. (2006). Natural infection, transovarial transmission, and transstadial survival of *Rickettsia bellii* in the Tick *Ixodes loricatus* (Acari: Ixodidae) from Brazil. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1078, 285–290.

Horta, M. C., Labruna, M. B., Pinter, A., Linardi, P. M., & Schumaker, T. T. (2007). *Rickettsia* infection in five areas of the state of São Paulo, Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 102(7), 793–801.

Hurtado, M. A., Giménez, J. E., Cabral, M. G., Silva, M. M. da, Martínez, O. R., Camilión, M. C., Sánchez, C. A., Muntz, D., Gebhard, J. A., Forte, L. M., Boff, L. D., Crincoli, A., & Lucesoli, H. (2006). Análisis ambiental del partido de La Plata. Consejo Federal de Inversiones.

INDEC: Instituto Nacional de Estadística y Censos de la República Argentina. (2023). Censo nacional de población, hogares y viviendas 2022: resultados provisionales / 1a ed. - Ciudad Autónoma de Buenos Aires: Instituto Nacional de Estadística y Censos.

Isaac, C., Igbinsosa, B. I., Ohiolei, J. A., & Osimen, C. E. (2018). Endoparasites of Small Mammals in Edo State, Nigeria: Public Health Implications. *The Korean journal of parasitology*, 56(1), 93–100.

Jiang, J., Soeatmadji, D. W., Henry, K. M., Ratiwayanto, S., Bangs, M. J., & Richards, A. L. (2006). *Rickettsia felis* in *Xenopsylla cheopis*, Java, Indonesia. *Emerging infectious diseases*, 12(8), 1281–1283.

Jofré, L., Noemí, I., Neira, P., Saavedra, T., & Díaz, C. (2009). Acarosis y zoonosis relacionadas [Animal mites transmissible to humans and associated zoonosis]. *Revista chilena de infectología: organo oficial de la Sociedad Chilena de Infectología*, 26(3), 248–257.

Johnson, P.T. (1957). A classification of Siphonaptera of South America with descriptions of new species. *Entomological Society of Washington: Washington*.

Jongejan, F., & Uilenberg, G. (2004) The global importance of ticks. *Parasitology*, 129(1), S3-S14

Kia, E., Shahryary-Rad, E., Mohebbali, M., Mahmoudi, M., Mobedi, I., Zahabiun, F., Zarei, Z., Miahipoor, A., Mowlavi, G., Akhavan, A., & Vatandoost, H. (2010). Endoparasites of rodents and their zoonotic importance in germi, dashte-mogan, Ardabil province, Iran. *Iranian journal of parasitology*, 5(4), 15–20.

Kim, K. C. (1985). *Coevolution of Parasitic Arthropods and Mammals*. London University Press, London, U.K.

Kotra, L. (2007). “Infectious Disease,” *xPharm: The Comprehensive Pharmacology Reference*, pp. 1–2.

Krantz, G.W. & Walter, D.E. (2009). *A Manual of Acarology*. Third Edition. Texas Tech University Press, Lubbock, Texas, U.S., 807 pp.

Krasnov, B. R., Shenbrot, G. I., Medvedev, S. G., Vatschenok, V. S., & Khokhlova, I. S. (1997). Host-habitat relations as an important determinant of spatial distribution of flea assemblages (Siphonaptera) on rodents in the Negev Desert. *Parasitology*, 114 (Pt 2), 159–173.

Krasnov, B. R., Khokhlova, I. S., Fielden, L. J., & Burdelova, N. V. (2001). Effect of air temperature and humidity on the survival of pre-imaginal stages of two flea species (Siphonaptera: Pulicidae). *Journal of medical entomology*, 38(5), 629–637.

Krasnov, B., Khokhlova, I., & Shenbrot, G. (2002). The Effect of Host Density on Ectoparasite Distribution: An Example of a Rodent Parasitized by Fleas. *Ecology*, 83(1), 164-175.

Krasnov, B. R., Shenbrot, G. (2002). Coevolutionary events in the history of association between Jerboas (Rodentia: Dipodidae) and their flea parasites. *Israel Journal of Ecology and Evolution*, 48(4), 331-350.

Krasnov, B. R., Shenbrot, G. I., Khokhlova, I. S., & Poulin, R. (2004). Relationships between parasite abundance and the taxonomic distance among a parasite's host species: an example with fleas parasitic on small mammals. *International journal for parasitology*, 34(11), 1289–1297.

Krasnov, B. R., Shenbrot, G. I., Khokhlova, I. S., & Poulin, R. (2006). Is abundance a species attribute? An example with haematophagous ectoparasites. *Oecologia*, 150(1), 132–140.

Krasnov, B.R. (2008). Functional and evolutionary ecology of fleas: a model for ecological parasitology. Cambridge University Press, United Kingdom, 593 pp.

Krasnov, B. R., Korralo-Vinarskaya, N. P., Vinarski, M. V., Shenbrot, G. I., Mouillot, D., & Poulin, R. (2008). Searching for general patterns in parasite ecology: host identity versus environmental influence on gamasid mite assemblages in small mammals. *Parasitology*, 135(2), 229–242.

Krasnov, B. R. y Poulin, R. (2010). Ecological properties of a parasite: species-specific stability and geographical variation. En: *The Biogeography of Host-Parasite Interactions*. Morand, S. y Krasnov, B. R. (Eds.). (pp. 99-113) Oxford University Press Inc., New York, USA.

Krawczak, F. S., Labruna, M. B., Hecht, J. A., Paddock, C. D., & Karpathy, S. E. (2018). Genotypic Characterization of *Rickettsia bellii* Reveals Distinct Lineages in the United States and South America. *BioMed research international*, 2018, 8505483.

Kuo, C. C., Lee, P. L., & Wang, H. C. (2020). Molecular detection of *Rickettsia* species and host associations of *Laelaps* mites (Acari: Laelapidae) in Taiwan. *Experimental & applied acarology*, 81(4), 547–559.

Labruna, M. B., Whitworth, T., Horta, M. C., Bouyer, D. H., McBride, J. W., Pinter, A., Popov, V., Gennari, S. M., & Walker, D. H. (2004). *Rickettsia* species infecting *Amblyomma cooperi* ticks from an area in the state of São Paulo, Brazil, where Brazilian spotted fever is endemic. *Journal of clinical microbiology*, 42(1), 90–98.

Labruna, M. B., Pacheco, R. C., Nava, S., Brandão, P. E., Richtzenhain, L. J., & Guglielmo, A. A. (2007). Infection by *Rickettsia bellii* and *Candidatus* “*Rickettsia amblyommii*” in *Amblyomma neumanni* ticks from Argentina. *Microbial Ecology*, 54(1), 126-133.

Labruna, M. B., Mattar, S., Nava, S., Bermudez, S., Venzal, J. M., Dolz, G., ... & Zavala-Castro, J. (2011). Rickettsioses in Latin America, Caribbean, Spain and Portugal. *Revista MVZ Córdoba*, 16(2), 2435-2457.

Labruna, M. B., Santos, F. C., Ogrzewalska, M., Nascimento, E. M., Colombo, S., Marcili, A., & Angerami, R. N. (2014). Genetic identification of rickettsial isolates from fatal cases of Brazilian spotted fever and comparison with *Rickettsia rickettsii* isolates from the American continents. *Journal of clinical microbiology*, 52(10), 3788–3791.

Labruna, M. B., & Walker, D. H. (2014). *Rickettsia felis* and changing paradigms about pathogenic rickettsiae. *Emerging infectious diseases*, 20(10), 1768.

Lamattina, D., & Nava, S. (2016). Ticks infesting humans in Northern Misiones, Argentina. *Medicina*, 76(2), 89–92.

Lareschi, M. (1996). Estudio preliminar de la comunidad de roedores (Rodentia: Muridae) y sus ectoparásitos (Acari, Phthiraptera y Siphonaptera) en Punta Lara (Buenos Aires). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 55(1-4).

Lareschi, M. & Mauri, R. (1998). Dermanyssoidea, p.581-590. In Morrone, J.J. & S. Coscarón (eds.), Biodiversidad de artrópodos argentinos. Una perspectiva biotaxonomica. La Plata, Editorial Sur, 599p.

Lareschi, M., Autino, A., Díaz, M. M., & Barquez, R. M. (2003). New host and locality records for mites and fleas associated with wild rodents from northwestern Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 62(3-4), 60-64.

Lareschi, M. (2004). Ectoparásitos asociados a machos y hembras de *Oxymycterus rufus* (Rodentia: Muridae): estudio comparativo en la Selva Marginal del río de La Plata, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 63(3-4), 39-44.

Lareschi, M., Gettinger, D., Nava, S., Abba, A., & Merino, M. L. (2006 a). First report of mites and fleas associated with sigmodontine rodents from Corrientes Province, Argentina. *Mastozoología neotropical*, 13(2), 251-254.

Lareschi, M., Venzal, J. M., Arzua, M., & González, E. (2006 b). Fleas of small mammals in Uruguay, with new host and distribution records. *Comparative Parasitology*, 73(2), 263-268.

Lareschi, M., Notarnicola, J., Nava, S., & Navone, G. (2007). Parasite community (arthropods and filarioids) associated with wild rodents from the marshes of La Plata River, Argentina. *Comparative Parasitology*, 74(1), 141-147.

Lareschi, M., & Linardi, P. M. (2009). Morphological variability in *Polygenis* (*Polygenis*) *platensis* (Jordan & Rothschild) (Siphonaptera: Rhopalopsyllidae: Rhopalopsyllinae) and taxonomic consequences. *Zootaxa*, 2310(1), Art. 1.

Lareschi, M., & González-Acuña, D. (2010). Acari, Laelapidae (ectoparasitic mites), central and southern Chile. *Check List*, 6(4), Art. 4.

Lareschi, M., & Krasnov, B. R. (2010). Determinants of ectoparasite assemblage structure on rodent hosts from South American marshlands: the effect of host species, locality and season. *Medical and veterinary entomology*, 24(3), 284-292.

Lareschi, M., Sanchez, J.P., Ezquiaga, M.C, Autino, A.G., Díaz, M.M & Bárquez, R.M. (2010). Fleas Associated with Mammals from Northwestern Argentina, with New Distributional Reports. *Comparative Parasitology*, 77, 207–213.

Lareschi, M., Literak, I., Capek, M., & Sychra, O. (2013). Specific association between the mites *Androlaelaps fahrenheitzi* (Acari: Laelapidae) and birds *Premnoplex brunnescens* in Costa Rica: possible evidence of a recent host switch. *Experimental and applied acarology*, 60(3), 281-287.

Lareschi, M., & Galliari, C. (2014). Multivariate discrimination among cryptic mites of the genus *Androlaelaps* (Acari: Mesostigmata: Laelapidae) parasitic of sympatric akodontine rodents (Cricetidae: Sigmodontinae) in northeastern Argentina: possible evidence of host

switch followed by speciation, with the description of two new species. *Experimental and Applied Acarology*, 64(4), 479-499.

Lareschi, M., Sanchez, J., & Autino, A. (2016). A review of the fleas (Insecta: Siphonaptera) from Argentina. *Zootaxa*, 4103(3), Art. 3.

Lareschi, M., Savchenko, E., & Urdapilleta, M. (2019). Ectoparasites associated with sigmodontine rodents from northeastern Argentina. *Therya*, 10(2), 103-108.

Lareschi, M. (2020). Three new species of Laelapidae mites (Mesostigmata) parasitic of species of *Akodon* (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae) on the basis of female, male and deutonymph specimens. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 22, 100500.

Lareschi, M. (en prensa). Capítulo: Arthropoda – Acari- Mesostigmata- Dermanysoidea. En: Biodiversidad de artrópodos argentinos. Editorial Sociedad Entomológica Argentina, Mendoza. Volumen 5.

Lareschi, M., Urdapilleta, M., & Autino, A.G. (en prensa). Capítulo: Siphonaptera. En: Biodiversidad de artrópodos argentinos. Editorial Sociedad Entomológica Argentina, Mendoza. Volumen 5.

Lawrence, A. L., Hii, S. F., Chong, R., Webb, C. E., Traub, R., Brown, G., & Šlapeta, J. (2015). Evaluation of the bacterial microbiome of two flea species using different DNA-isolation techniques provides insights into flea host ecology. *FEMS microbiology ecology*, 91(12).

Liljeström, G., & Lareschi, M. (2002). Estudio preliminar de la comunidad ectoparasitaria de roedores sigmodontinos en el partido de Berisso, provincia de Buenos Aires. *Actualizaciones en Entomo-epidemiología Argentinas*. Edición Fundación Mundo Sano, 302p.

Linardi, P. M., Botelho, J. R., Neves, D. P., & Cunha, H. C. (1984). Sobre algunos ectoparásitos de roedores silvestres de Belo Horizonte, MG. *Revista Brasileira de Biologia*, 215-9.

Linardi, P. M., & Guimarães, L. R. (2000). Sifonápteros do Brasil. In *Sifonápteros do Brasil*. Editorial MZUSP, FAPESP. São Paulo. 291pp.

Linardi, P. M., & Krasnov, B. R. (2013). Patterns of diversity and abundance of fleas and mites in the Neotropics: host-related, parasite-related and environment-related factors. *Medical and Veterinary Entomology*, 27(1), 49-58.

Lochmiller, R. L. & Deerenberg, C. (2000). Trade-offs in evolutionary immunology: just what is the cost of immunity? *Oikos* 88, 87–98.

Lourenço, S., & Palmeirim, J. M. (2008). Which factors regulate the reproduction of ectoparasites of temperate-zone cave-dwelling bats?. *Parasitology research*, 104(1), 127-134.

Magurran, A. E. (1988). Ecological diversity and its measurement. Princeton university press.

Mangold, A. J., Barges, M. D., & Mas-Coma, S. (1998). Mitochondrial 16S rDNA sequences and phylogenetic relationships of species of *Rhipicephalus* and other tick genera among Metastrata (Acari: Ixodidae). *Parasitology research*, 84(6), 478-484.

Marques, S., Barros-Battesti, D. M., Onofrio, V. C., Famadas, K. M., Faccini, J. L. H., & Keirans, J. E. (2004). Redescription of larva, nymph and adults of *Ixodes (I.) loricatus* Neumann, 1899 (Acari: Ixodidae) based on light and scanning electron microscopy. *Systematic Parasitology*, 59(2), 135-146.

Marshall, A.G. (1981). The ecology of ectoparasitic insects. Academic Press, New York, 459 pp

Mauri, R. (1965). Acaros Mesostigmata parásitos de Vertebrados de la República Argentina. Segundas Jornadas Entomoepidemiológicas Argentinas I:65- 73

McNair, C. M. (2015). Ectoparasites of medical and veterinary importance: drug resistance and the need for alternative control methods. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 67(3), 351-363.

Medvedev, S.G. (2002). Peculiarities of the distribution and host-associations of fleas (Siphonaptera). *Entomological Review*, 81(3): 737-753

Meerburg, B.G., Singleton, G.R., & Kijlstra, A. (2009). Rodent-borne diseases and their risks for public health. *Critical Reviews in Microbiology*, 35(3), 221-270.

Melis, M., Espinoza-Carniglia, M., Savchenko, E., Nava, S., & Lareschi, M. (2020 a). Molecular detection and identification of *Rickettsia felis* in *Polygenis* (Siphonaptera, Rhopalopsyllidae, Rhopalopsyllinae) associated with cricetid rodents in a rural area from central Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 21, 100445.

Melis, M., Sebastian, P. S., Balcazar, D. E., Lareschi, M., & Nava, S. (2020 b). Molecular detection of *Rickettsia bellii* in *Ixodes loricatus* (Acari: Ixodidae) ticks associated with rodents from Buenos Aires province, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 79,51–55.

Miura, K., Higashiura, Y., & Maeto, K. (2017). Evaluation of easy, non-destructive methods of DNA extraction from minute insects. *Applied Entomology and Zoology*, 52(2), 349-352.

Monje, L. D., Nava, S., Eberhardt, A. T., Correa, A. I., Guglielmone, A. A., & Beldomenico, P. M. (2015). Molecular detection of the human pathogenic *Rickettsia* sp. strain Atlantic rainforest in *Amblyomma dubitatum* ticks from Argentina. *Vector-borne and Zoonotic Diseases*, 15(2), 167-169.

Montasser, A. A. (2006). Scanning electron microscopic observations on male *Echinolaelaps echidninus* (Berlese, 1887) (Dermanyssoidea: Laelapidae) with emphasis on its gnathosoma, palpal organ and pulvilli. *International Journal of Zoological Research*, 2(3), 204-212.

Morand, S., & Poulin, R. (1998). Density, body mass and parasite species richness of terrestrial mammals. *Evolutionary ecology*, 12(6), 717-727.

Morand, S., Krasnov, B. R., Poulin, R., & Degen, A. A. (2006). Micromammals and macroparasites: Who is who and how do they interact?. In *Micromammals and macroparasites* (pp. 3-9). Springer, Tokyo.

Morand, S., & Krasnov, B. R. (2010). The biogeography of host-parasite interactions. OUP Oxford. 277 pp,

Moraza, M., & Balanzategui, I. (2015). Orden Mesostigmata. *Ibero diversidad entomológica*.12, 1-16.

Moreno, A. G., Outerelo, R., Ruiz, E., Aguirre, J. I., Almodóvar, A., Alonso, J. A., ... & Cano, J. (2012). Prácticas de Zoología. Estudio y diversidad de los Artrópodos. Quelicerados y Miriápodos. *REDUCA (Biología)*, 5(3).

Moreno, G. R. (2019). Breve historia constitucional de la Provincia de Buenos Aires. Análisis de las Cartas Bonaerenses (1820-1994). *Derechos en Acción*, 11(11), 270-270.

Moreno-Salas, L., Espinoza-Carniglia, M., Lizama-Schmeisser, N., Torres-Fuentes, L. G., Silva-de La Fuente, M. C., Lareschi, M., & González-Acuña, D. (2020). Molecular detection of *Rickettsia* in fleas from micromammals in Chile. *Parasites & Vectors*, 13(1), 1-21.

Moro, C. V., Chauve, C., & Zenner, L. (2005). Vectorial role of some dermanyssoid mites (Acari, Mesostigmata, Dermanyssoidea). *Parasite*, 12(2), 99-109.

Morris, P. (1972). A review of mammalian age determination methods. *Mammal Review*, 2, 69–104.

Morrone, J.J. (2006) Biogeographic Areas and Transition Zones of Latin America and The Caribbean Islands Based on Panbiogeographic And Cladistic Analyses Of The Entomofauna. *Annual Review of Entomology*, 51(1), 467-494.

Nava, S., Lareschi, M., & Voglino, D. (2003). Interrelationship between ectoparasites and wild rodents from northeastern Buenos Aires Province, Argentina. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 98, 45-49.

Nava, S., Lareschi, M., Beldoménico, P. M., Zerpa, C., Venzal, J. M., Mangold, A. J., & Guglielmone, A. A. (2004). Sigmodontinae rodents as hosts for larvae and nymphs of *Ixodes loricatus* Neumann, 1899 (Acari: Ixodidae). *Parasite*, 11.

Nava, S., Perez-Martinez, L., Venzal, J. M., Portillo, A., Santibanez, S., & Oteo, J. A. (2008). *Rickettsia felis* in *Ctenocephalides felis* from Argentina. *Vector-borne and zoonotic diseases*, 8(4), 465-466.

Nava, S., & Lareschi, M. (2012). Ecological characterization of a community of arthropods parasitic of sigmodontine rodents in the Argentinean Chaco. *Journal of Medical Entomology*, 49(6), 1276-1282.

Nava, S., Venzal, J.M., González-Acuña, D., Martins, T.F., & Guglielmone, A.A. (2017) Ticks of the southern cone of America. Elsevier, Academic Press, London, United Kingdom.

Navone, G. T., Notarnicola, J., Nava, S., Robles, M., Galliari, C., & Lareschi, M. (2009). Ensamble de artrópodos y helmintos parásitos en roedores sigmodontinos de los humedales del Río de la Plata, Argentina. *Mastozoología neotropical*, 16(1), 121-134.

Neuhaus, P. (2003). Parasite removal and its impact on litter size and body condition in Columbian ground squirrels (*Spermophilus columbianus*). *Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 270(suppl_2), S213-S215.

Nieri-Bastos, F. A., Battesti, D. M. B., Linardi, P. M., Amaku, M., Marcili, A., Favorito, S. E., & Pinto-da-Rocha, R. (2004). Ectoparasites of wild rodents from Parque Estadual da Cantareira (pedra grande nuclei), São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária= Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 13(1), 29-35.

Nieri-Bastos, F. A., Labruna, M. B., Marcili, A., Durden, L. A., Mendoza-Uribe, L., & Barros-Battesti, D. M. (2011). Morphological and molecular analysis of *Ornithonyssus* spp. (Acari: Macronyssidae) from small terrestrial mammals in Brazil. *Experimental and applied acarology*, 55(4), 305-327.

Ogata, H., La Scola, B., Audic, S., Renesto, P., Blanc, G., Robert, C., ... & Raoult, D. (2006). Genome sequence of *Rickettsia bellii* illuminates the role of amoebae in gene exchanges between intracellular pathogens. *PLoS genetics*, 2(5), e76.

Organización Mundial de la Salud (2021). Global insecticide use for vector-borne disease control: a 10-year assessment (2010–2019), sixth edition. Geneva: World Health Organization.

Pages, F., Faulde, M., Orlandi-Pradines, E., & Parola, P. (2010). The past and present threat of vector-borne diseases in deployed troops. *Clinical Microbiology and Infection*, 16(3), 209-224.

Parola, P., Paddock, C. D., & Raoult, D. (2005). Tick-borne rickettsioses around the world: emerging diseases challenging old concepts. *Clinical microbiology reviews*, 18(4), 719–756.

Parola, P. (2011). *Rickettsia felis*: from a rare disease in the USA to a common cause of fever in sub-Saharan Africa. *Clinical microbiology and infection*, 17(7), 996-1000.

Parola, P., Paddock, C.D., Socolovschi, C., Labruna, M.B., Mediannikov, O., Kernif, T., Abdad, M.Y., Stenos, J., Bitam, I., et al., (2013). Update on Tick-Borne Rickettsioses around the World: a Geographic Approach. *Clinical Microbiology Reviews*, 26(4), 657-702.

Passarelli, L. M., Rolleri, C. H., de las Mercedes Ciciarelli, M., Dedomenici, A. C., & González, G. (2014). Flora vascular de humedales permanentes y transitorios bonaerenses (Buenos Aires, Argentina). *Botanica Complutensis*, 38.

Patton, J. L., Pardiñas, U. F., & D'Elía, G. (Eds.). (2015). *Mammals of South America, volume 2: rodents*. University of Chicago Press.

Peniche-Lara, G., Dzul-Rosado, K., Perez-Osorio, C., & Zavala-Castro, J. (2015). *Rickettsia typhi* in rodents and *R. felis* in fleas in Yucatán as a possible causal agent of undefined febrile cases. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 57, 129-132.

Perez-Orella, C., & Schulte-Hostedde, A. I. (2005). Effects of sex and body size on ectoparasite loads in the northern flying squirrel (*Glaucomys sabrinus*). *Canadian Journal of Zoology*, 83(10), 1381-1385.

Pérez-Osorio, C. E., Zavala-Velázquez, J. E., Arias León, J. J., & Zavala-Castro, J. E. (2008). *Rickettsia felis* as emergent global threat for humans. *Emerging infectious diseases*, 14(7), 1019–1023.

Poláčiková, Z. (2013). Ecology of mites (Acarina) on small mammals (Eulipotyphla, Rodentia) in Podunajská nížina plain. *Biologia*, 68(1), 162-169.

Pollack, R.J., Engelman, D., Steer, A.C., Norton, S.A. (2017). Ectoparasites. In: Quah S.R, editor. *International Encyclopedia of Public Health*. 2nd ed. Oxford, UK: Academic Press; pp. 417–428.

Polop, J., Priotto, J., Steinmann, A., Provencal, C., & Castillo, C. (2003). Manual de control de roedores en municipios. Serie Enfermedades Transmisibles, Publicación Monográfica 4. Editorial Fundación Mundo Sano, Buenos Aires.

Posada, D. & Crandall, K.A. (1998) Modeltest: Testing the model of DNA substitution. *Bioinformatics*, 14, 817-818.

Poulin, R. (1995). Phylogeny, ecology, and the richness of parasite communities in vertebrates: Ecological archives M065-001. *Ecological Monographs*, 65(3), 283-302.

Poulin, R. (1996). How many parasite species are there: are we close to answers? *International journal for parasitology*, 26(10), 1127-1129.

Poulin, R. (1997). Parasite faunas of freshwater fish: the relationship between richness and the specificity of parasites. *International journal for parasitology*, 27(9), 1091–1098.

Poulin, R. (1999). Body size vs. abundance among parasite species: positive relationships? *Ecography*, 22(3), 246-250.

Poulin, R., & Morand, S. (2000). The Diversity of Parasites. *The Quarterly Review of Biology*, 75(3), 277–293.

Poulin, R. (2005). Relative infection levels and taxonomic distances among the host species used by a parasite: insights into parasite specialization. *Parasitology*, 130(1), 109-115.

Poulin, R. (2007). *Evolutionary Ecology of Parasites. From Individuals to Communities*, 2nd edn. Princeton, Princeton University Press, pp. 332.

Pryor, L. J. E., & Casto, J. M. (2015). Blood-feeding ectoparasites as developmental stressors: Does corticosterone mediate effects of mite infestation on nestling growth, immunity and energy availability? *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology*, 323(7), 466-477.

Pumarola, A., Rodriguez, A., Garcia, J. A., & Piedrola, G. (1997). Microbiología y parasitología médica 2ª edición. *Salvat editores SA, Barcelona-España.*

Quesada, J., & Cadelli, E. (2012). Hacia una caracterización de los municipios bonaerenses, Ministerio de Economía, La Plata, Dirección Provincial de Estudios y Proyecciones Económicas. Disponible en: http://www.ec.gba.gov.ar/areas/estudios_proyecciones/documentos/Hacia%20una%20clasificaci%C3%B3n%20de%20los%20municipios%20bonaerenses.pdf.

R Core Team. (2018) R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. <https://www.R-project.org>

Rabiee, M. H., Mahmoudi, A., Siah sarvie, R., Kryštufek, B., & Mostafavi, E. (2018). Rodent-borne diseases and their public health importance in Iran. *PLoS neglected tropical diseases*, 12(4), e0006256.

Radovsky, F.J. (1985). Evolution of mammalian mesostigmate mites. In: *Coevolution of Parasitic Arthropods and Mammals* (K. C. Kim ed.). Wiley, NY. Pp. 441–504.

Radovsky, F.J. (1994). The Evolution of Parasitism and the Distribution of Some Dermanyssoid Mites (Mesostigmata) on Vertebrate Hosts. In *Mites* (pp. 186-217). Springer, Boston, MA.

Radovsky, F. J. (2010). Revision of genera of the parasitic mite family Macronyssidae:(Mesostigmata Dermanyssoidea) of the world. Indira Publishing House.

Randolph, S. E. (2004). Tick ecology: processes and patterns behind the epidemiological risk posed by ixodid ticks as vectors. *Parasitology*, 129(S1), S37-S65.

Reeves, W. K., Dowling, A. P., & Dasch, G. A. (2006). Rickettsial agents from parasitic dermanyssoidea (Acari: Mesostigmata). *Experimental & applied acarology*, 38(2), 181-188.

Regnery, R. L., Spruill, C. L., & Plikaytis, B. (1991). Genotypic identification of rickettsiae and estimation of intraspecies sequence divergence for portions of two rickettsial genes. *Journal of bacteriology*, 173(5), 1576-1589.

- Reiczigel, J., Marozzi, M., Fabian, I., Rozsa, L.** (2019). Biostatistics for parasitologists – a primer to Quantitative Parasitology, *Trends in Parasitology*, 35(4): 277-281
- Reif, K. E., & Macaluso, K. R.** (2009). Ecology of *Rickettsia felis*: a review. *Journal of medical entomology*, 46(4), 723-736.
- Reisen, W.K.** (2002). Epidemiology of vector-borne diseases. Medical and Veterinary Entomology. p. 1934. Ed. Academic Press, Boston, MA.
- Renvoisé, A., van't Wout, J. W., van der Schroeff, J. G., Beersma, M. F., & Raoult, D.** (2012). A case of rickettsialpox in Northern Europe. *International Journal of Infectious Diseases*, 16(3), e221-e222.
- Retzinger, A. C., & Retzinger, G. S.** (2020). Mites, ticks, anaphylaxis and allergy: The Acari hypothesis. *Medical Hypotheses*, 144, 110257.
- Rizzoli, A., Tagliapietra, V., Cagnacci, F., Marini, G., Arnoldi, D., Rosso, F., & Rosà, R.** (2019). Parasites and wildlife in a changing world: The vector-host-pathogen interaction as a learning case. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 9, 394-401.
- Romer, Y., Nava, S., Govedic, F., Cicuttin, G., Denison, A. M., Singleton, J., ... & Paddock, C. D.** (2014). *Rickettsia parkeri* rickettsiosis in different ecological regions of Argentina and its association with *Amblyomma tigrinum* as a potential vector. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 91(6), 1156.
- Romer, Y., Borrás, P., Govedic, F., Nava, S., Carranza, J.I., Santini, S., Armitano, R., & Lloveras, S.** (2020) Clinical and epidemiological comparison of *Rickettsia parkeri* rickettsiosis, related to *Amblyomma triste* and *Amblyomma tigrinum*, in Argentina. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 11(4), 101436.
- Roux, V., & Raoult, D.** (2000) Phylogenetic analysis of members of the genus *Rickettsia* using the gene encoding the outer-membrane protein rOmpB (ompB). *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 50(4), 1449-1455.
- Rowe, F. P.** (1972). El ratón doméstico (*Mus musculus* Linnaeus). *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP)*; 72 (2).

Sanchez, J., & Lareschi, M. (2018). Ecological approach of the fleas associated with Sigmodontine rodents from Patagonia, Argentina. *Bulletin of Entomological Research*, 109, 72-83.

Sánchez Palomino, P., Montenegro, O. L., & Mesa-González, E. (2020). Anestesia de roedores sigmodontinos en condiciones de campo. *Revista de Medicina Veterinaria*, (40), 69-83.

Savchenko, E., & Lareschi, M. (2019). A new species of *Laelaps* Koch, 1836 (Mesostigmata: Laelapidae) parasitic of the sigmodontine rodent *Oligoryzomys flavescens* Waterhouse, 1837 (Rodentia: Cricetidae): Molecular and morphological characterization. *Acta tropica*, 199, 105146.

Savchenko, E., & Lareschi, M. (2022). Integrative taxonomy reveals hidden diversity within the concept of a laelapine mite species (Mesostigmata: Laelapidae) associated with sigmodontine rodents (Cricetidae): description of three new species of *Laelaps* Koch in the Neotropical region. *Systematic & Applied Acarology*, 27(12): 2426–2457.

Schalk, G., & Forbes, M. R. (1997). Male biases in parasitism of mammals: effects of study type, host age, and parasite taxon. *Oikos*, 67-74.

Schott, D., Umeno, K., Dall’Agnol, B., Souza, U. A., Webster, A., Michel, T., ... & Reck, J. (2020). Detection of *Bartonella* sp. and a novel spotted fever group *Rickettsia* sp. in Neotropical fleas of wild rodents (Cricetidae) from Southern Brazil. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 73, 101568.

Sebastian, P.S., Tarragona, E.L., Bottero, M.N., Mangold, A.J., Mackenstedt, U., & Nava, S. (2017). Bacteria of the genera *Ehrlichia* and *Rickettsia* in ticks of the family Ixodidae with medical importance in Argentina. *Experimental and Applied Acarology*, 71(1), 87-96.

Selden, P. A. (2017). Arachnids. En *Reference Module in Life Sciences*. Elsevier.

Sheldon, B. C., & Verhulst, S. (1996). Ecological immunology: costly parasite defences and trade-offs in evolutionary ecology. *Trends in ecology & evolution*, 11(8), 317-321.

Shuai, L. Y., Wang, L. Q., Wang, J. J., Xia, Y., Zhai, B. Y., Xu, W. J., ... & Zhang, F. S. (2022). Ecological correlates of ectoparasite load in a rodent: Complex roles of seasonality. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 18, 244-248.

Sikes, R. S., & Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists (2016). 2016 Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *Journal of mammalogy*, 97(3), 663–688.

Silva de la Fuente, M. C. (2014). Taxonomía y factores ecológicos que afectan a ácaros mesostigmata asociados a roedores del Norte de Chile. Tesis de Magister. Universidad de Concepción, Concepción, Chile.

Silva de la Fuente, M. C. (2019). El complejo *Ornithonyssus bacoti* (Acari: Mesostigmata) de roedores de Chile diversidad genética, variaciones morfológicas y patógenos asociados. (Ph.D. thesis). Universidad de Concepción, Concepción, Chile.

Smit, F.G.A.M. (1987). An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History): With keys and short descriptions for the identification of families, genera, species and subspecies of the Order. Malacopsylloidea and Rhopalopsyllidae (Volume 7). Oxford University Press, USA, 396 pp.

Soliman, S., Marzouk, A. S., Main, A. J., & Montasser, A. A. (2001). Effect of sex, size, and age of commensal rat hosts on the infestation parameters of their ectoparasites in a rural area of Egypt. *Journal of Parasitology*, 87(6), 1308-1316.

Sonenshine, D. E., & Roe, R. M. (Eds.). (2013). Biology of ticks (Vol. 2). Oxford University Press.

Strandtmann, R. W. & Wharton, G. W. (1958). A manual of mesostigmatid mites parasitic on vertebrates. Institute of Acarology. Maryland, USA.

Subsecretaria social de tierras, urbanismo y vivienda. (2017). Gobierno de la Provincia de Buenos Aires. Disponible en: https://www.ec.gba.gov.ar/areas/finanzas/organismos_multilaterales/proyecto_transformacion_urbana/evaluacion_social/161024%20Evaluacion%20Social%20PBA%20FINAL.pdf

Sutton, G. P., & Burrows, M. (2011). Biomechanics of jumping in the flea. *Journal of Experimental Biology*, 214(5), 836-847.

Tai, Y. L., Lee, Y. F., Kuo, Y. M., & Kuo, Y. J. (2022). Effects of host state and body condition on parasite infestation of bent-wing bats. *Frontiers in Zoology*, 19(1), 1-13.

Talyuli, O. A., Bottino-Rojas, V., Polycarpo, C. R., Oliveira, P. L., & Paiva-Silva, G. O. (2021). Non-immune Traits Triggered by Blood Intake Impact Vectorial Competence. *Frontiers in physiology*, 12, 638033.

Tamura, K., Peterson, D., Peterson, N., Stecher, G., Nei, M., & Kumar, S. (2011) MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. *Molecular Biology and Evolution*, 28(10), 2731-2739.

Teta, P., González-Ittig, R. E., González, E. M., Pardiñas, U. F., & Salazar-Bravo, J. (2017). Notas sobre la taxonomía de *Calomys laucha* (Rodentia, Cricetidae), con la designación de un neotipo. *Mastozoología neotropical*, 24(2), 419-429.

Thompson, J.D., Higgins, D.G., & Gibson, T.J. (1994) CLUSTAL W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position-specific gap penalties and weight matrix choice. *Nucleic Acids Research*, 22(22), 4673-4680.

Tipton, V. J., Altman, R. M., & Keenan, C. M. (1966). Mites of the subfamily Laelaptinae in Panama (Acarina: Laelaptidae). Ectoparasites of Panama, Chicago, Field Mus. Nat. History, 861p, 23-82.

Tomassone, L., Nuñez, P., Ceballos, L. A., Gürtler, R. E., Kitron, U., & Farber, M. (2010). Detection of “*Candidatus Rickettsia* sp. strain Argentina” and *Rickettsia bellii* in *Amblyomma* ticks (Acari: Ixodidae) from northern Argentina. *Experimental and Applied Acarology*, 52(1), 93-100.

Tsui, P. Y., Tsai, K. H., Weng, M. H., Hung, Y. W., Liu, Y. T., Hu, K. Y., ... & Ji, D. D. (2007). Molecular detection and characterization of spotted fever group rickettsiae in Taiwan. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 77(5), 883-890.

Udrizar Sauthier, D. E., Abba, A. M., Pagano, L. G., & Pardiñas, U. F. (2005). Ingreso de micromamíferos brasílicos en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Mastozoología Neotropical*, 12(1), 91-95.

Urdapilleta, M., Linardi, P. M., & Lareschi, M. (2019). Fleas associated with sigmodontine rodents and marsupials from the Paranaense Forest in Northeastern Argentina. *Acta tropica*, 193, 71-77.

Urdapilleta, M., Cicuttin, G. L., De Salvo, M. N., Pech-May, A., Salomon, O. D., & Lareschi, M. (2020). Molecular detection and identification of *Bartonella* in the cat flea *Ctenocephalides felis felis* collected from companion animals in a border area in northeastern Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 19, 100361.

Urdapilleta, M., Pech-May, A., Lamattina, D., Burgos, E. F., Balcazar, D. E., Ferrari, W. A. O., ... & Salomón, O. D. (2021). Ecology of fleas and their hosts in the triffinio of north-east Argentina: first detection of *Rickettsia asemonensis* in *Ctenocephalides felis felis* in Argentina. *Medical and Veterinary Entomology*, 36(1), 20-29.

Urdapilleta, M., Galliari, C. A., Navarro-Febré, T., & Lareschi, M. (2022). Effect of host and environment related factors on the distribution of the ectoparasites of the montane grass mouse *Akodon montensis* (Cricetidae, Sigmodontinae) in the Atlantic Forest ecoregion in northeastern Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 93, e933894-e933894.

Venzal, J. M., & Nava, S. (2011). El género *Rickettsia* como agente de zoonosis en el Cono Sur de Sudamérica. *Revista Médica del Uruguay*, 27(2), 98-106.

Venzal, J. M., Estrada-Peña, A., Portillo, A., Mangold, A. J., Castro, O., Souza, C. G. D., Felix, M. L., Perez Martinez, M. L., Santibáñez, S., & Oteo, J. A. (2012). *Rickettsia parkeri*: a rickettsial pathogen transmitted by ticks in endemic areas for spotted fever rickettsiosis in southern Uruguay. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de Sao Paulo*, 54, 131-134.

Venzal, J. M. (2013). Epidemiología de rickettsiosis por *Rickettsia parkeri* y otras especies emergentes o re-emergentes asociadas a la antropización en Latinoamérica. *Acta Médica Costarricense*, 55, 45-47.

Villalba Apestegui, P., Nava, S., Brignone, J., Sen, C., Esposto, A., & Angeletti, V. (2018). Caso autóctono de fiebre manchada por *Rickettsia parkeri* en Ensenada, Buenos Aires. *Medicina (Buenos Aires)*, 78(3), 203-206.

Vitalone, C., & Delgado, A. O. (1994). Parque Pereyra Iraola: del territorio inalterado al territorio degradado. In *Anales LINTA*.

Vogolino, D., & Pardiñas, U. F. (2005). Roedores sigmodontinos (Mammalia: Rodentia: Cricetidae) y otros micromamíferos pleistocénicos del norte de la provincia de Buenos Aires (Argentina): reconstrucción paleoambiental para el Ensenadense cuspidal. *Ameghiniana*, 42(1), 143-158.

Walter, D.E. & Proctor, H.C. (1999) Mites: Ecology, Evolution, and Behaviour. Springer, Dordrecht, Netherlands, 494.

Whiting, M. F., Whiting, A. S., Hastriter, M. W., & Dittmar, K. (2008). A molecular phylogeny of fleas (Insecta: Siphonaptera): origins and host associations. *Cladistics*, 24(5), 677-707.

Wikel, S. K. (1999). Modulation of the host immune system by ectoparasitic arthropods: Blood-feeding and tissue-dwelling arthropods manipulate host defenses to their advantage. *Bioscience*, 49(4), 311-320.

Yin, P. W., Guo, X. G., Jin, D. C., Fan, R., Zhao, C. F., Zhang, Z. W., ... & Mao, K. Y. (2021). Distribution and host selection of tropical rat mite, *Ornithonyssus bacoti*, in Yunnan province of southwest China. *Animals*, 11(1), 110.

Zhang, Z. Q. (2013). Phylum Arthropoda. In: Zhang, Z.-Q. (Ed.) Animal Biodiversity: An Outline of Higher-level Classification and Survey of Taxonomic Richness (Addenda 2013). *Zootaxa*, 3703(1), 17-26.

Zhou, H., & Guo, S. (2020). Two cases of imported pneumonic plague in Beijing, China. *Medicine*, 99(44).

Zuleta, G. A., Kravetz, F. O., Busch, M. y Percich, R. E. (1988). Dinámica poblacional del ratón del pastizal pampeano (*Akodon azarae*) en ecosistemas agrarios de Argentina. *Revista Chilena de Historia Natural*, 61, 231-244.

ANEXO



Caracterización de los hospedadores

Akodon azarae (Fischer, 1829): también conocido como “Ratón de Pastizal Pampeano” o “Ratón de Azara”, su distribución abarca el sur de Brasil, sureste de Paraguay, Uruguay y centro de Argentina. Posee un pelaje color marrón oliváceo con un vientre de coloración amarillenta-olivácea. Tienen un peso promedio de 19 gr y un largo corporal de entre 90 y 115 mm. El ciclo reproductivo abarca un período de 6 a 8 meses, iniciándose en primavera (entre septiembre y octubre) y finalizando en otoño (entre abril y mayo). Este roedor suele habitar pastizales abiertos, pastizales húmedos lindantes a ríos, pantanos o bordes de campos cultivados. Sus hábitos alimenticios varían de acuerdo con factores ambientales y geográficos e incluyen invertebrados, frutas, semillas u hojas. (Zuleta et al., 1988; Del Valle & Busch, 2003; Voglino & Pardiñas, 2005).

Oxymycterus rufus (Fischer, 1814): comúnmente conocido como “Hocicudo Rojo”, se distribuye desde el sur de la provincia de Buenos Aires y la costa atlántica extendiéndose por Entre Ríos y Corrientes. Poseen un pelaje marrón oscuro, pudiendo encontrarse tonalidades rojizas. Las hembras se reproducen todo el año, con mayores porcentajes de preñez en meses cálidos. La longitud corporal es de entre 130 y 160 mm en adultos y un peso que varía en el rango de los 60-130 gr promedio. Suele habitar pastizales o estepas densamente cubiertas de vegetación, márgenes de cursos de agua, matorrales, esteros y lagunas. Es omnívoro, con predilección por las dietas compuestas por artrópodos u oligoquetos (Cueto et al., 1995; Galliari et al., 1996).

Oligoryzomys flavescens (Waterhouse, 1837): se distribuye en el noreste y centro de Argentina, este de Paraguay, Brasil y Uruguay. Posee un pelaje marrón claro con tonalidad amarillenta, más marcada en su superficie ventral. Su ciclo reproductivo se da a principios de otoño. El largo del cuerpo se halla en el rango de los 70 a 110 mm y su cola puede medir 130 mm de largo. Poseen un peso corporal de entre 9 y 40 gr. Es usual hallarlos en bosques de riberas y borde de terrenos cultivados. Su dieta se compone de granos, semillas y plantas. Es de hábitos vespertinos (Busch & Kravetz 1992; Patton et al., 2015).

Oligoryzomys nigripes (Olfers, 1818): llamado vulgarmente “Colilargo de pata negra”. Se distribuye en el este de Brasil, Paraguay y Uruguay. En Argentina fue reportado en las provincias de Buenos Aires, Chaco y Misiones. Es de hábito terrestre, aunque suele tener actividad arbórea. Tiene un peso que varía entre los 20 y 50 gr. Es abundante en bosques, y también es común en áreas con vegetación exótica. Se alimenta de pequeños invertebrados y vegetales, con predilección por los granos. (Bonvicino et al., 2001; Antunes, 2009).

Scapteromys aquaticus (Thomas, 1920): también llamada “rata acuática Argentina”, se distribuye principalmente en zonas de humedales del noreste de la provincia de Buenos Aires, Corrientes, Chaco, Entre Ríos, Santa Fe, Formosa y sur de Paraguay y Brasil. Es más abundante en zonas pantanosas o en regiones inundables. Poseen una dieta principalmente insectívora, aunque sus hábitos alimenticios también incluyen vegetales (D’Elía & Pardiñas 2004; Bonvicino et al., 2013).

Calomys laucha (Fisher, 1814): también conocido como “laucha de campo”, habita pastizales, terrenos agrícolas y franjas de bosques desde el norte de Paraguay y el sureste de Bolivia hasta el sur de Brasil, Uruguay y el centro de Argentina. Es un roedor pequeño de menos de 20 gramos y un largo corporal total de alrededor de 125 mm y un pelaje grisáceo con zonas amarronadas. Posee principalmente una dieta herbívora-granívora (Patton et al., 2015; Teta et al., 2017).

Holochilus brasiliensis (Desmarest, 1819): también conocido como “rata colorada”, se encuentra en el centro y norte de Argentina, así como en el sureste de Brasil y la mayor parte de Uruguay. Es una especie de tamaño medio, con un largo corporal de entre 15 y 20 cm y una cola de 180 a 214 mm de largo. El pelaje es denso y en la superficie dorsal posee un color canela que a nivel de los flancos adquiere tonalidad naranja; en la región del cuello ventral e inguinal este es más blanquecino. Es una especie semiacuática típicamente hallada en terrenos pantanosos y áreas boscosas. Tiene hábitos nocturnos y una alimentación principalmente herbívora. Su época reproductiva es en primavera (Patton et al., 2015).

Deltamys kempii (Thomas, 1917): se distribuye desde el sudeste de Sudamérica hasta el noreste de la provincia de Buenos Aires en Argentina (preferentemente en áreas litorales del Río de La Plata y Delta del Paraná). Habita zonas pantanosas, pastizales

inundables y en menor medida en áreas con alta diversidad de árboles y arbustos. Es omnívoro y su dieta se compone principalmente de insectos, semillas y plantas. Posee hábitos nocturnos (Udrizar Sauthier et al, 2005; Patton et al 2015).

Rattus norvegicus (Berkenhout, 1769): la rata noruega o rata parda, es de distribución mundial siendo un roedor comensal cuyos hábitats predominantes son zonas urbanas y rurales. Es frecuentemente encontrada en basurales y sitios de almacenamiento de alimentos. En áreas con poca antropización, se encuentra en áreas ligadas al agua como ríos o arroyos. Selecciona microhábitats generalmente a nivel del suelo, elaborando madrigueras subterráneas. Es de hábitos mayoritariamente nocturnos. El largo corporal de un adulto oscila entre los 33 y 46 cm, mientras que su peso varía entre 110 y 480 gr. Es una especie prolífica, dado que la hembra es poliéstrica continúa pudiendo realizar 10 pariciones al año con 10 crías promedio en cada una. Es un animal omnívoro con una dieta muy variada influida por el entorno en donde se encuentran: en ciudades se alimentan de desperdicios o cualquier alimento que tenga a su alcance, en entornos rurales se alimentan de frutos, hortalizas cereales e incluso de huevos de aves que encuentren a su alcance. Es de hábitos mayoritariamente nocturnos (Coto, 1997; Polop et al., 2003).

Rattus rattus (Linnaeus, 1758): la rata negra presenta distribución cosmopolita. Los adultos pueden medir entre 35 y 45 centímetros, alcanzando un peso de entre 110 a 350 gramos y presenta un pelaje negruzco. Se encuentra asociada a asentamientos urbanos y suele desplazarse en lugares de altura. Es una especie omnívora siendo muy voraces; entre los múltiples alimentos que ingiere se encuentran vegetales, desechos de basurales, insectos, ranas y sapos, pequeños mamíferos, aunque se observa una tendencia a la dieta herbívora en comparación a otras especies del género. Es poliéstrica continua, presentando un ciclo reproductivo similar a *R. norvegicus* (Polop et al., 2003; Gomez Villafañe & Busch 2007).

Mus musculus (Linnaeus, 1758): Posee una distribución mundial y gran adaptabilidad a distintos medios. Es un comensal omnívoro con predilección por viviendas de humanos y depósitos de alimentos. En medios rurales puede alimentarse de diversos cultivos pudiendo incluso caracterizarse como una plaga. No posee hábitos nocturnos tan marcados como otras especies siendo que, en ausencia de perturbaciones, puede alimentarse de día. Forma nidos rudimentarios con papeles, telas o diversos materiales que posea a su

alcance. Las hembras son poliéstricas continuas con 5 a 10 camadas anuales en promedio y 10 crías promedio (Rowe, 1972; Bonhomme & Searle, 2012).

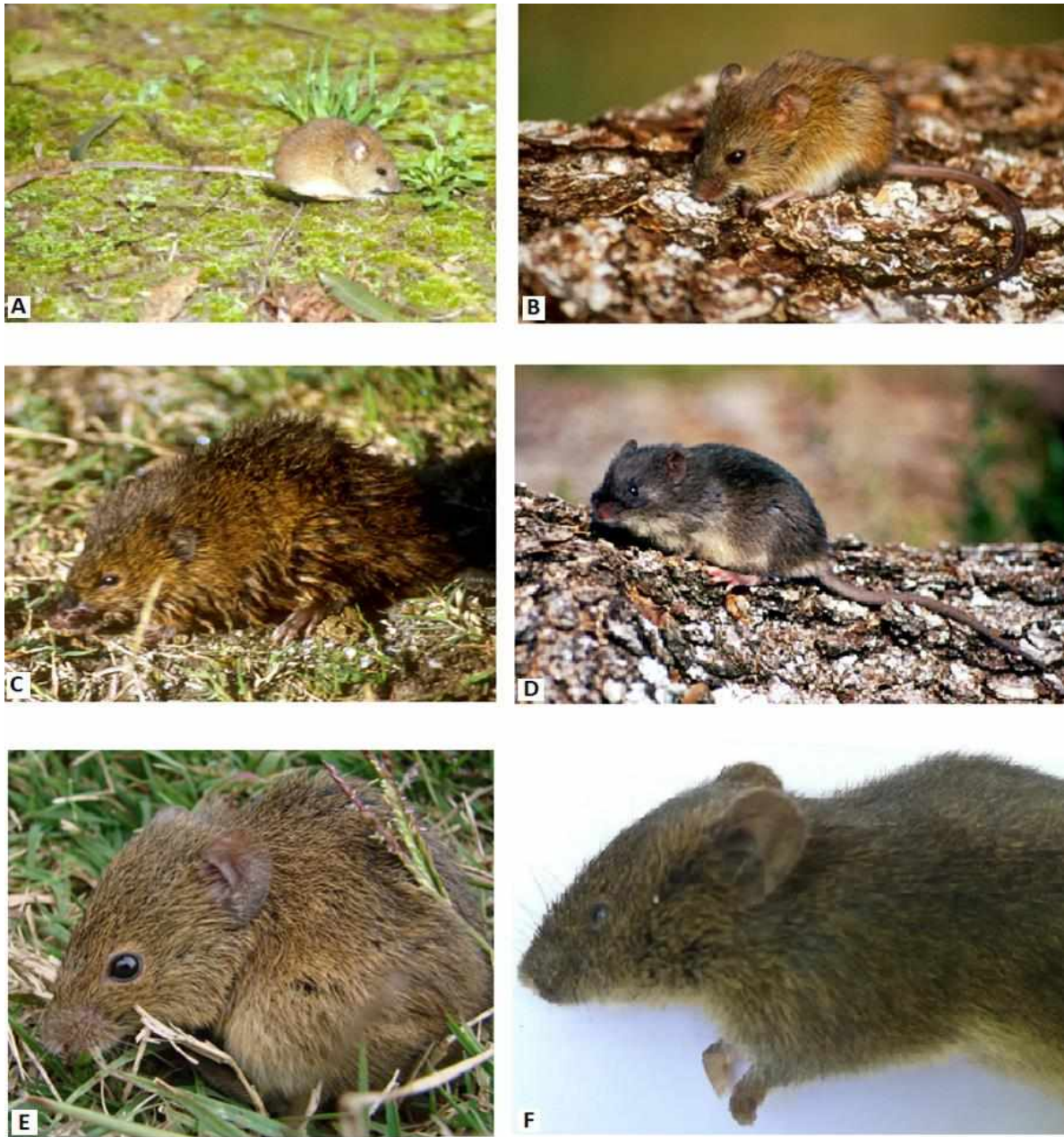


Fig. 49: Algunos de los roedores capturados en este estudio. A) *Oligoryzomys flavescens*, B) *O. nigripes*, C) *Oxymycterus rufus*, D) *Scapteromys aquaticus*, E) *Akodon azarae*, F) *Deltamys kempfi* (A, B, C, D E: R. Robles).