



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS ANIMAIS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL

JOSIVANIA SOARES PEREIRA

**ECTOPARASITOS EM PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES DA ESTAÇÃO
EXPERIMENTAL RAFAEL FERNANDES, RIO GRANDE DO NORTE, BRASIL**

MOSSORÓ-RN
2015

JOSIVANIA SOARES PEREIRA

**ECTOPARASITOS EM PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES DA ESTAÇÃO
EXPERIMENTAL RAFAEL FERNANDES, RIO GRANDE DO NORTE, BRASIL**

Tese apresentada à Universidade Federal Rural
do Semi-Árido (UFERSA), como exigência final
para obtenção do título de Doutora no Curso de
Pós-Graduação em Ciência Animal.

Orientadora: Profa. Dra. Sílvia Maria Mendes
Ahid - UFERSA

Co-orientador: Prof. Dr. Moacir Franco de
Oliveira - UFERSA

MOSSORÓ-RN
2015

Catálogo na Fonte

Catálogo de Publicação na Fonte. UFRSA- BIBLIOTECA CENTRAL ORLANDO TEIXEIRA - CAMPUS MOSSORÓ

Pereira, Josivania Soares.

Ectoparasitos em pequenos mamíferos silvestres da estação experimental Rafael Fernandes, Rio Grande do Norte, Brasil / Josivania Soares Pereira. - Mossoró, 2015.

73f: il.

1. Ectoparasitismo. 2. Carrapato. 3. Marsupial. 4. Piolho. 5. Roedor. I. Título

RN/UFRSA/BCOT/668
P436e

CDD 636.08996

JOSIVANIA SOARES PEREIRA

**ECTOPARASITOS EM PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES DA
ESTAÇÃO EXPERIMENTAL RAFAEL FERNANDES, RIO GRANDE DO
NORTE, BRASIL**

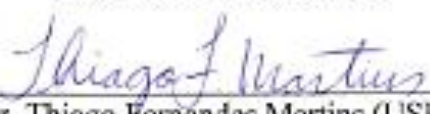
Tese apresentada à Universidade
Federal Rural do Semi-Árido
(UFERSA), como exigência final para
obtenção do título de Doutora no
Curso de Pós-Graduação em Ciência
Animal.

Aprovada em: 30/11/2015

BANCA EXAMINADORA



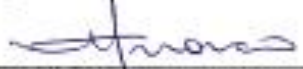
Prof. Dra. Silya Maria Mendes Ahid (UFERSA)
Presidente - Orientadora



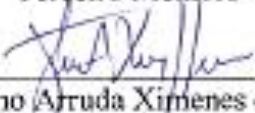
Dr. Thiago Fernandes Martins (USP)
Primeiro Membro



Prof. Dr. Fausto Pierdoná Guzen (UERN)
Segundo Membro



Prof. Dr. Moacir Franco de Oliveira (UFERSA)
Terceiro Membro



Prof. Dr. José Ticiano Arruda Ximenes de Lima (UFERSA)
Quarto Membro

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

JOSIVANIA SOARES PEREIRA - filha de João Elias Pereira e Maria Soares Pereira, nasceu em 27 de março de 1985, na cidade de Baraúna, estado do Rio Grande do Norte. Finalizou o ensino médio no Centro de Educação Integrada Prof. Eliseu Viana, Mossoró. Graduiu-se no Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas pela Universidade do Estado do Rio Grande do Norte (UERN), Mossoró, em 2008. Concluiu o mestrado em Ciência Animal pela Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), Mossoró, em 2011. Como profissional atuou como docente substituta no Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas da UERN. Atualmente é técnica do Laboratório de Parasitologia Animal do Departamento de Ciências Animais, da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA).

Ao Prof. Dr. Nicolau Maués Serra-Freire
por me fazer buscar o conhecimento em
Taxonomia de Acari.

in memoriam

Ao meu querido esposo Gilmar Gonçalves
da Silva, simplesmente por existir e fazer
a minha vida imensamente feliz;

A minha família pela dedicação, amor e
paciência, os verdadeiros responsáveis
pelas minhas conquistas.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus pelo dom da vida, proteção, e presença constante, e por me guiar à conclusão deste trabalho;

Ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal Rural do Semi-árido (UFERSA);

A UFERSA pelo apoio financeiro concedido na realização deste trabalho;

Ao Laboratório de Parasitologia Animal do Departamento de Ciências Animais da UFERSA pela disponibilização de toda a estrutura necessária para processamento das amostras biológicas;

Ao Laboratório de Doenças Parasitárias e Laboratório de Biologia Molecular Aplicado a Sorologia da Universidade de São Paulo (USP), pela realização das análises moleculares;

Ao Laboratório Especial de Coleções Zoológicas (LECZ) do Instituto Butantan pela montagem das lâminas dos ácaros;

Ao Laboratório de Biologia Celular do Instituto Butantan pela realização da microscopia eletrônica de varredura;

À Profa. Dra. Sílvia Maria Mendes Ahid, pela confiança, pela paciência, pela orientação, pelo incentivo, por todos os ensinamentos passados e por sempre acreditar na minha capacidade. Foi graças ao nosso esforço que este trabalho se concretizou. Muito obrigada por tudo;

Ao Prof. Dr. Moacir Franco de Oliveira pela co-orientação;

Ao Prof. Dr. Michael Hrnčíř, responsável pela área de trabalho, na Estação Experimental Rafael Fernandes da UFERSA;

A Profa. Dra. Cecilia Irene Pérez Calabuig pela ajuda no delineamento experimental;

Ao Prof. Dr. Marcelo Bahia Labruna da USP pelo treinamento em Taxonomia de Ixodidae e análises moleculares realizados;

Ao Dr. Thiago Fernandes Martins da USP, pela paciência, pela disponibilidade em me ajudar sempre a esclarecer dúvidas relacionadas a Taxonomia de Acari, pela busca de referências atualizadas e todos os ensinamentos passados;

A Dra. Darci Moraes Barros-Battesti e ao Me. Fernando de Castro Jacinavicius, pela ajuda na identificação dos ácaros realizada no Instituto Butantan;

Ao Sebastián Muñoz Leal (o Seba) e Marcos Gomes (o Piauí) da USP pelo processamento das amostras para realização das análises moleculares;

A Dra. Fernanda Niere-Bastos pelo incentivo na identificações dos ácaros no Instituto Butantan;

Ao Dr. Wesley Adson Costa Coelho da Faculdade de Enfermagem Nova Esperança (FACENE) Mossoró, pelas análises estatísticas;

Ao Sr. Chagas e Dona Nilza que sempre esteve disponível para receber a equipe de trabalho nas instalações da Estação Experimental Rafael Fernandes da UFERSA;

Ao amigo Weibson Paz Pinheiro André e Rejane Souza Santos pela dedicação em buscar as referências;

Aos meus sogros, Maria Auxiliadora da Silva e Gileno Gonçalves da Silva, pelo carinho e incentivo;

Aos colegas do laboratório pela companhia e valiosa ajuda na realização dos experimentos, em especial a Kaliane Alessandra Rodrigues de Paiva, Janilene de Oliveira Nascimento, Guilherme Moniz Sodré Lopes Teixeira, Rosivaldo Delfino, Lara Fernandes, Higina Moreira Melo, Hilgarde Ferreira Pessoa e Zuliete Aliona Araújo de Souza Fonseca;

As amigas conquistadas durante o Curso de Pós-Graduação;

Enfim, a todos que direta e indiretamente contribuíram para conclusão deste trabalho, meus sinceros agradecimentos.

ECTOPARASITOS EM PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES DA ESTAÇÃO EXPERIMENTAL RAFAEL FERNANDES, RIO GRANDE DO NORTE, BRASIL

PEREIRA, Josivania Soares. **Ectoparasitos em pequenos mamíferos silvestres da Estação Experimental Rafael Fernandes, Rio Grande do Norte, Brasil**. 2015. 73f. Tese (Doutorado em Ciência Animal) – Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal - Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), Mossoró – RN, Brasil, 2015.

RESUMO: Os pequenos mamíferos silvestres, dentre eles os roedores e marsupiais, apresentam importância ecológica e epidemiológica por serem presas e predadores nas cadeias ecológicas, hospedeiros de ecto e endoparasitos e reservatórios de agentes patogênicos. No Nordeste do Brasil, poucos estudos avaliaram a diversidade de ectoparasitos e seus hospedeiros no bioma Caatinga. Objetivou-se identificar os hospedeiros e seus ectoparasitos, realizar morfometria e quetotaxia e determinar os índices parasitários de Prevalência, Abundância e Intensidade Média dos ectoparasitos coletados de roedores e marsupiais, procedentes da Estação Experimental Rafael Fernandes da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA). Capturou-se animais de janeiro de 2014 a fevereiro de 2015, em um fragmento de 26 hectares da Estação, divididos em seis transectos equidistantes (20m). Foram distribuídas armadilhas Tomahawk e Sherman em seis noites consecutivas de cada mês e em cem estações de captura. Os animais capturados foram identificados pela morfologia e submetidos à coleta dos ectoparasitos. Estes foram classificados com base em caracteres morfométricos, quetotaxia e chaves taxonômicas, além de extração de DNA, PCR e sequenciamento dos produtos amplificados. Foram capturados 78 pequenos mamíferos, dos quais 69 foram classificados na ordem Didelphimorphia: *Gracilinanus agilis* (Burmeister, 1854) e *Monodelphis domestica* (Wagner, 1842); e nove Rodentia: *Wiedomys* Hershkovitz, 1959, *Thrichomys* Trouessart, 1880 e *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769. Coletou-se ectoparasitos identificados como: *Amblyomma* (Koch, 1844), *Amblyomma parvum* Aragão, 1908, *Amblyomma auricularium* (Conil, 1878), *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford e Jones, 1969, *Ornithodoros* Kohls, Clifford e Jones 1837, *Quadrasetta* Brennan, 1970, *Eutrombicula* Ewing, 1938, *Metachiroecius* Fain, 1996, *Aeromychirus* Fain, 1976, *Amlistrophorus* Fain, 1981, *Radfordia* Ewing, 1938, *Listropsoralges* aff. *similis*, *Ornithonyssus pereirai* (Fonseca, 1935), *Tur lativentralis* (Fonseca 1936), *Polyplax spinulosa* (Burmeister, 1839) e *Eogyropus lenti lenti* Werneck 1936. Quanto aos índices parasitários, observou-se que para os Ixodidae e Argasidae estudados, *M. domestica* apresentou maiores valores de parasitismo para *A. auricularium*; *G. agilis*, para *O. mimon* e *Thrichomys* sp., para *A. parvum* e *A. auricularium*. Quanto aos ácaros, a prevalência foi igual em *M. domestica* e para todos os seus Listrophoridae estudados. Igualmente, para os roedores, observou-se mesmo valor de prevalência para os ácaros Laelapidae e para os piolhos Polyplacidae em *Thrichomys* sp. Todos os registros dos pequenos mamíferos e ectoparasitos apresentados são inéditos para Mossoró, Rio Grande do Norte. Este estudo corrobora evidências da literatura dos ectoparasitos utilizarem marsupiais e roedores silvestres como hospedeiros em fases imaturas. Justifica a importância da manutenção de uma área de reserva legal no bioma Caatinga para conservação destes animais. Em adição, a presente pesquisa aumenta o conhecimento sobre ocorrência de Acari, Phthiraptera e sua associação ectoparasitária de vida selvagem, no Nordeste do Brasil.

Palavras-chave: carrapato, ectoparasitismo, marsupial, piolho, roedor

ECTOPARASITES IN SMALL WILD MAMMALS AT THE EXPERIMENTAL STATION RAFAEL FERNANDES, RIO GRANDE DO NORTE, BRAZIL

PEREIRA, Josivania Soares. **Ectoparasites in small wild mammals at the Experimental Station Rafael Fernandes, Rio Grande Do Norte, Brazil.** 73f. Thesis (Master's degree In Animal Science) - Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), Mossoró – RN, Brasil, 2015.

ABSTRACT- Small wild mammals, including rodents and marsupials, have ecological and epidemiological importance for being prey and predators in ecological chains, hosts of ecto and endoparasites and pathogens reservoirs. In Northeast Brazil, only a few studies have evaluated the diversity of ectoparasites and their hosts in the Caatinga biome. This study aimed to identify the hosts and their ectoparasites, with morphometric analysis and chaetotaxy and to determine the rates of parasitic Prevalence, Abundance and Medium Intensity of ectoparasites collected from rodents and marsupials, proceeding from the Experimental Station Rafael Fernandes, Rio Grande do Norte, Brazil, at the Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA). The animals were captured between January 2014 and February 2015, in a fragment of 26 hectares, divided into six equally spaced transects (20m). Tomahawk and Sherman traps were distributed in six consecutive nights of each month and in 100 capture stations. The captured animals were identified by morphology and submitted to ectoparasites collection. All the collected ectoparasites were classified based on morphometric characters, chaetotaxy and taxonomic keys, as well as DNA extraction, PCR and sequencing of the amplified products. 78 small mammals were captured, from which 69 were classified as Didelphimorphia order: *Gracilinanus agilis* (Burmeister, 1854) and *Monodelphis domestica* (Wagner, 1842); and nine Rodentia: *Wiedomys* Hershkovitz, 1959, *Thrichomys* Trouessart, 1880 and *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769. It was collected ectoparasites identified as: *Amblyomma* (Koch, 1844), *Amblyomma parvum*, Aragão 1908, *Amblyomma auricularium* (Conil, 1878), *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford e Jones 1969, *Ornithodoros* Kohls, Clifford e Jones 1837, *Quadrasetta* Brennan, 1970, *Eutrombicula* Ewing, 1938, *Metachiroecius* Fain, 1996, *Aeromychirus* Fain, 1976, *Amlistrophorus* Fain, 1981, *Radfordia* Ewing, 1938, *Listropsoralges* aff. *similis*, *Ornithonyssus pereirai* (Fonseca, 1935), *Tur lativentralis* (Fonseca 1936), *Polyplax spinulosa* (Burmeister, 1839) and *Eogyrpus lenti lenti* (Werneck 1936). As for the parasitic rates were noted that for the Ixodidae and Argasidae studied, *M. domestica* presented higher parasitism values for *A. auricularium*; *G. agilis*, *O. mimon* and *Thrichomys* sp., to *A. parvum* and *A. auricularium*. As for mites, the prevalence was the same in *M. domestica* and to all its studied Listrophoridae. Also for rodents, it was observed the same prevalence rate for Laelapidae mites and Polyplacidae lice in the *Thrichomys* sp. All of those records of small mammals and ectoparasites shown are unprecedented to Mossoró, Rio Grande do Norte. This study supports evidences from the literature that ectoparasites use marsupials and wild rodents as hosts for immature stages. Justifies the importance of maintaining a legal reserve area in the Caatinga biome for preservation of these animals. In addition, this research increases knowledge about the occurrence of Acari, Phthiraptera and its ectoparasitic association with the wildlife in Northeast Brazil.

Keywords: Ectoparasites, lice, marsupial, rodent, tick

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Estação Experimental Rafael Fernandes indicada através do círculo. A área hachurada representa a localidade experimental	33
Figura 2 - A. Estações de capturas distribuídas nos transectos. Cada marcador na cor amarelo indica uma estação de captura que distribuídos na horizontal e vertical constituem os transectos	34
Figura 3 - Armadilhas: A. Modelo Tomahawk; B. Modelo Sherman	35
Figura 4 - Marcação do animal. A. Fixação do brinco; B. Animal com brinco de marcação	36
Figura 5 - Coleta de cerúmen. A. Swab do pavilhão auricular; B. Processamento da amostra obtida	36
Figura 6 - Penteamento: A. Lateral; B. Dorso.	37
Figura 7 - Raspado cutâneo. A. Áreas de lesões no ventre do animal; B. Coleta de pelos	37
Figura 8 - Soltura de animal capturado. A. Animal em caixa de espera; B. Ponto exato em que o animal foi capturado; C. Animal solto pós recuperação anestésica	38
Figura 9 - Animais capturados. A. <i>Gracilinanus agilis</i> ; B. <i>Wiedomys</i> sp.; Captura em armadilha Tomahawk; C. <i>Monodelphis domestica</i> ; D. <i>Thrichomys</i> sp.; E. <i>Rattus norvegicus</i> após anestesia	43
Figura 10 - Carrapatos coletados. Ninfa de <i>Amblyomma auricularium</i> (objetiva 5.6x): A. Vista dorsal; B. Vista ventral; Ninfa de <i>Amblyomma parvum</i> (objetiva 5.6x): C. Vista dorsal; D. Vista ventral	45
Figura 11 - Parasitismo por carrapatos em roedores e marsupiais capturados. A. Ixodidae no pavilhão auricular de roedor; Marsupial: B. Argasidae no membro anterior; C. Argasidae na área inferior da mandíbula; D. Ixodidae na região anal e testículos	46
Figura 12 - Larva de <i>Ornithodoros mimon</i> (objetiva 10X): A. Vista dorsal; B. Vista ventral	48

Figura 13 - Larva de <i>Ornithodoros mimon</i> (objetiva 40X): A. Formato da placa; B. Hipostômio (ápice arredondado). Larva de <i>Ornithodoros</i> sp. (objetiva 40X): C. Formato da placa; D. Hipostômio (ápice pontiagudo)	51
Figura 14 - Trombiculidae (Objetiva 10X): A. Larva de <i>Quadrasetia</i> sp.; B. Larva de <i>Eutrombicula</i> sp.	53
Figura 15 - Listrophoridae (objetiva 10X): A. <i>Metachiroecius</i> sp.; B. <i>Aeromychirus</i> sp.; C. <i>Amlistrophorus</i> sp. Myobiidae (objetiva 10X): D. <i>Radfordia</i> sp.; Listropsoralgidae (objetiva 10X): E. <i>Listropsoralges</i> aff. <i>similis</i>	54
Figura 16 - Microscopia eletrônica de varredura de <i>Tur lativentralis</i> : A. Fêmea dorsal; B. Fêmea ventral. <i>Ornitonyssus pereirai</i> (objetiva 10X): C. Vista ventral; D. Cavidades circulares da placa esternal. Barra = 100 µm	56
Figura 17 - <i>Polyplax spinulosa</i> (objetiva 10X): A. Vista ventral. <i>Eogyropus lenti lenti</i> macho (objetiva 10X): B. Vista ventral; C. Genitália masculina com indicação para os parâmetros	58

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Pequenos mamíferos capturados na Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil	43
Tabela 2 - Índices parasitários de Prevalência, Abundância e Intensidade Média dos carrapatos Ixodidae e Argasidae coletados de pequenos mamíferos da Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil	47
Tabela 3 - Morfometria da larva de <i>Ornithodoros mimon</i> obtida em <i>Thrichomys</i> sp.	48
Tabela 4 - Morfometria das larvas de <i>Ornithodoros mimon</i> coletadas em <i>Gracilinanus agilis</i>	49
Tabela 5 - Morfometria da larva de <i>Ornithodoros</i> sp. obtida em <i>Monodelphis domestica</i>	51
Tabela 6 - Índices parasitários dos ácaros associados com marsupiais da Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil	55
Tabela 7 - Índices parasitários dos ácaros associados com roedores da Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil	57

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	14
2 OBJETIVOS	16
2.1 GERAL	16
2.2 ESPECÍFICOS	16
3 REVISÃO DE LITERATURA	17
3.1 PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES	17
3.1.1 Roedores	17
3.1.1.1 <i>Wiedomys</i> Herschkovitz, 1959	18
3.1.1.2 <i>Rattus norvegicus</i> Berkenhout, 1769	18
3.1.1.3 <i>Thrichomys</i> Trouessart, 1880	18
3.1.2 Marsupiais	18
3.1.2.1 <i>Monodelphis domestica</i> Wagner, 1842	19
3.1.2.2 <i>Gracilinanus agilis</i> (Burmeister, 1854)	19
3.2 ECTOPARASITISMO EM ROEDORES E MARSUPIAIS	20
3.2.1 Carrapatos da família Ixodidae Koch, 1844	20
3.2.1.1 <i>Amblyomma</i> sp. (Koch, 1844)	21
3.2.1.2 <i>Amblyomma parvum</i> Aragão, 1908.....	21
3.2.1.3 <i>Amblyomma auricularium</i> (Conil, 1878)	22
3.2.2 Carrapatos da família Argasidae Canestrini, 1891	22
3.2.2.1 <i>Ornithodoros</i> Koch, 1844	23
3.2.2.2 <i>Ornithodoros mimon</i> Kohls, Clifford e Jones 1969	23
3.2.3 Ácaros da família Listrophoridae Megnin e Trouessart, 1884	24
3.2.3.1 <i>Aeromychirus</i> Fain, 1976	24
3.2.3.2 <i>Amlistrophorus</i> Fain, 1981	25
3.2.3.3 <i>Metachiroecius</i> Fain, 1996	25
3.2.4 Ácaros da família Listropsoralgidae Fain, 1965	25
3.2.4.1 <i>Listropsoralges</i> aff. <i>similis</i>	26
3.2.5 Ácaros da família Myobiidae Mégnin, 1877	27
3.2.5.1 <i>Radfordia</i> Ewing, 1938	27
3.2.6 Ácaros da família Trombiculidae Ewing, 1929	27
3.2.6.1 <i>Eutrombicula</i> Ewing, 1938	28
3.2.6.2 <i>Quadrasetta</i> Brennan, 1970	29
3.2.7 Ácaros da família Macronyssidae Oudemans, 1926	29
3.2.7.1 <i>Ornityssus pereirai</i> (Fonseca, 1935)	29
3.2.8 Ácaros da família Laelapidae Berlese, 1892	30
3.2.8.1 <i>Tur lativentralis</i> (Fonseca, 1936)	30
3.2.9 Piolhos da família Gyropidae Kellog, 1896	31
3.2.9.1 <i>Eogyropus lenti lenti</i> Werneck 1936	31
3.2.10 Piolhos da família Polyplacidae Fahrenholz, 1912	31
3.2.10.1 <i>Polyplax spinulosa</i> (Burmeister, 1839)	32
4 MATERIAL E MÉTODOS	33
4.1 ANIMAIS EXPERIMENTAIS E CARACTERIZAÇÃO DA LOCALIDADE DAS AMOSTRAGENS	33
4.2 SESSÕES DE CAPTURA	34
4.3 ARMADILHAS E ISCAS	34

4.4 CONTENÇÃO DOS ANIMAIS	35
4.4.1 Contenção mecânica	35
4.4.2 Contenção química	35
4.5 MARCAÇÃO DOS ANIMAIS	35
4.6 COLETA DOS ECTOPARASITOS	36
4.6.1 Swab do pavilhão auricular	36
4.6.2 Penteamento	36
4.6.3 Raspados cutâneos e coleta de pelos	37
4.7 SOLTURA DOS ANIMAIS	37
4.8 IDENTIFICAÇÃO DOS ECTOPARASITOS	38
4.8.1 Carrapatos	38
4.8.1.1 Análises moleculares das larvas de carrapatos Ixodidae e Argasidae	39
4.8.2 Ácaros	40
4.8.3 Piolhos	40
4.9 ANÁLISE ESTATÍSTICA DOS DADOS	40
 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	 42
5.1 CARRAPATOS	43
5.1.1 Morfometria e quetotaxia das larvas de Argasidae	47
5.1.2 Análises moleculares das larvas de carrapatos Ixodidae e Argasidae	52
5.2 ÁCAROS	52
5.3 PIOLHOS	57
 6 CONCLUSÕES	 59
 REFERÊNCIAS	 60
 ANEXO	 72

1 INTRODUÇÃO

A fauna silvestre brasileira é bastante diversificada, apresentando uma variabilidade de mamíferos, contudo pouco se sabe sobre a epidemiologia e agentes patogênicos que acometem estes animais. Ela representa uma valiosa fonte de informação, principalmente em localidades nunca antes estudadas. Funciona como indicadora da qualidade do ambiente ao demonstrar, pelos agentes que hospedam os desequilíbrios a que está exposta, podendo sugerir boa capacidade de suporte e qualidade ambiental quando suas espécies sobrevivem bem (THOMPSON et al., 2009; SOARES et al., 2015).

No Brasil, especificamente na região Nordeste, devido às políticas públicas de manejo dos ecossistemas, aliada a péssima distribuição de renda dos trabalhadores, principalmente os rurais, observa-se que a caça de animais silvestres tem funcionado como alternativa de sobrevivência econômica extra, pois permite a comercialização de peles para confecção de vestimentas e acessórios, de carne para consumo humano, além da produção de remédios. Fato este que segundo Freitas (2012) ocasiona a diminuição destes animais em seu habitat levando-os a sua extinção.

Dentre estes animais Rodentia e Didelphimorphia apresentam importância ecológica e epidemiológica por serem presas e predadores nas cadeias ecológicas, realizarem dispersão de sementes e constituírem hospedeiros de ecto e endoparasitos, além de reservatórios de muitos agentes patogênicos (REIS et al., 2006; REIS et al., 2008; CÁCERES, 2012).

Quando em ambiente natural, podem ser acometidos por ectoparasitos com importância epidemiológica, incluindo os carrapatos, ácaros e piolhos. Os que têm hábitos hematófagos, podem se alimentar de uma grande variedade de vertebrados, incluindo seres humanos, animais domésticos e silvestres. Ainda podem ocasionar a estes últimos, doenças parasitárias que representam uma séria ameaça a sua população, uma vez que diminui a abundância dos mesmos em seu habitat (MASTROPAOLO et al., 2014; SPONCHIADO et al., 2015; REGOLIN et al., 2015).

O conhecimento sobre a fauna de ectoparasitos em animais silvestres tem sido realizado em diferentes biomas brasileiros. Destes, a Caatinga apresenta grande diversidade de fauna e flora. Porém, a sua ectofauna tem sido pouco estudada (ARAGÃO, 1936; HORTA et al., 2011; MARTINS-HATANO et al., 2012; SARAIVA et al., 2012a). A maioria das contribuições datam da primeira metade do século XX (FONSECA, 1935, 1936, 1958), o que

justifica a existência de esparsas informações a respeito do ectoparasitismo em animais silvestres nessa região.

Considerando-se a escassez de dados na literatura sobre ectofauna natural que acomete roedores e marsupiais no Rio Grande do Norte, aliado ao fato que os ectoparasitos são vetores de patógenos que causam doenças ao homem, animais domésticos e silvestres, podendo assim interferir na saúde e bem-estar de seus hospedeiros, faz-se necessário à realização de uma pesquisa que identifique a ectofauna natural destes animais, visando fomentar estudos futuros que conheçam os patógenos transmitidos através desta ectofauna aos seus hospedeiros, contribuindo assim para a preservação dos mesmos na região semiárida deste Estado.

2 OBJETIVOS

2.1 GERAL

Identificar ectoparasitos associados com pequenos mamíferos silvestres da Estação Experimental Rafael Fernandes da Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Rio Grande do Norte, Brasil.

2.2 ESPECÍFICOS

- a) Identificar os pequenos mamíferos capturados;
- b) Identificar os ectoparasitos dos hospedeiros amostrados;
- c) Realizar morfometria e quetotaxia dos ectoparasitos;
- d) Determinar os índices parasitários de Prevalência, Abundância e Intensidade Média dos ectoparasitos.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES

São considerados pequenos mamíferos os animais que na idade adulta atingem uma massa corpórea de no máximo 1kg. Estes são muito utilizados em pesquisas ecológicas, devido a alta capacidade reprodutiva de algumas de suas espécies, abundância e relativa facilidade de manipulação. São reconhecidos por constituírem reservatórios de agentes patogênicos, dentre eles os vírus, bactérias, protozoários e helmintos. Nesta definição estão inclusos os roedores e marsupiais (GRZIMEK, 2003; REIS et al., 2006; REIS et al., 2008).

3.1.1 Roedores

Os roedores estão classificados na ordem Rodentia dividindo-se nas subordens Sciuromorpha (esquilos, castores e marmotas), Myomorpha (ratos, camundongos e hamsters) e Hystricognathi (porquinhos-da-índia, capivaras e chinchilas). São cosmopolitas e com estrutura social muito variável (GRZIMEK, 2003). Das 4.629 espécies de mamíferos reconhecidas, os roedores representam 43% da diversidade de espécies dentro da classe Mammalia, compreendendo a ordem mais numerosa da classe dos mamíferos. Atualmente existem 2.021 espécies, organizadas em 443 gêneros e 29 famílias. Destas, 153 ocorrem no semiárido brasileiro e especificamente no bioma Caatinga (PAGLIA et al., 2012).

Compreendem animais de pequeno, médio e grande porte que são diferenciados de outros grupos de mamíferos através da arcada dentária. Apresentam estrutura social muito variável, podendo comunicar-se visualmente, ou por meio auditivo, olfativo e sinais vocais. Guinchos e grunhidos são utilizados como chamadas de alarme para exploração sexual (GRZIMEK, 2003).

Apresenta ampla diversidade ecológica com espécies que vivem durante toda vida no dossel de florestas úmidas; outras raramente saem de suas tocas. Há aquelas que são eminentemente aquáticas; outras extremamente adaptadas à vida no deserto, cujos hábitos podem ser diurnos ou noturnos. Podem ser: herbívoras, alimentando-se de uma variedade de vegetais; onívoras, consumindo insetos, ovos e frutos; insetívoras e carnívoras (BONVICINO et al., 2008; FREITAS, 2012).

Na maioria dos biomas brasileiros, observa-se a ocorrência de roedores. Dentre eles podem ser mencionados alguns que ocorrem na região Nordeste, bioma Caatinga e estado

do Rio Grande do Norte: *Wiedomys* Hershkovitz, 1959, *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769 e *Thrichomys* Trouessart, 1880 (FREITAS; SILVA, 2005; BONVICINO et al., 2008).

3.1.1.1 *Wiedomys* Hershkovitz, 1959

As espécies do gênero *Wiedomys* estão classificadas na família Cricetidae e no Nordeste do Brasil, são conhecidas como rato-da-caatinga. Apresenta tamanho pequeno a médio, cauda bem maior do que o comprimento do corpo e dorso acinzentado. As patas, orelhas e focinho têm colorações alaranjadas. Vibrissas longas, ultrapassando as orelhas. Seus hábitos são arborícola e terrestre. Distribuíem-se na Caatinga e no Cerrado (BONVICINO et al., 2008; FREITAS, 2012).

3.1.1.2 *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769

Está classificado na família Muridae. É também chamado vulgarmente de rato-marrom, rato-castanho ou ratazana. Apresenta cauda menor do que o comprimento do corpo, orelhas curtas e um pouco pilosas, além de patas posteriores com membrana interdigital. As fêmeas apresentam seis pares de mamas. Tem hábito semi-áquatico. Nada e mergulha com habilidade e cava galerias extensas. Distribui-se em todo o Brasil (REIS et al., 2006; BONVICINO et al., 2008).

3.1.1.3 *Thrichomys* Trouessart, 1880

As espécies deste gênero são pertencentes a família Echimyidae. No Nordeste do Brasil, são conhecidas como punaré, rato-boiadeiro ou rabudo. Apresentam tamanho médio a grande, comprimento da cauda ligeiramente menor que o do corpo. Pelagem macia, sem pelos aristiformes. Coloração do dorso cinza ou castanha, com o ventre de cor clara. Cauda grossa e recoberta por pelos negros que se tornam cada vez maiores quando se aproximam do final da mesma. Seus hábitos são noturnos (FREITAS; SILVA, 2005; BONVICINO et al., 2008).

3.1.2 Marsupiais

Os marsupiais estão classificados na ordem Didelphimorphia e são conhecidos como sariguê, mucura, gambá, rato-cachorro ou catita. Estão amplamente distribuídos em

regiões da América, dentre elas: Canadá, Estados Unidos, México, Argentina, Paraguai, Bolívia, Venezuela, Uruguai e Brasil. Caracteriza-se por apresentar fêmeas com bolsa abdominal (marsúpio); comprimento total de 70 a 90cm e peso de até mais de um quilo (GARDNER, 1993; FREITAS, 2012).

Alguns de seus gêneros (*Didelphis* Linnaeus, 1758; *Gracilinanus* Gardner e Creighton, 1989; *Marmosa* sp. Gray, 1821; *Micoureus* Lesson, 1842; *Caluromys* Sanborn, 1951 e *Glironia* Thomas, 1912) usam o estrato arbóreo; outros, o solo (*Monodelphis* Burnett, 1829 e *Thylamys* Gray, 1843) e poucos, o ambiente aquático (*Lutreolina* Thomas, 1910). Apresentam uma dentição não especializada, na qual o padrão de erupção dos dentes é usado para dar classificação etária destes animais. Seus alimentos incluem: frutas, folhas, pequenos vertebrados, ovos e insetos (EMMON; FEER, 1997; JANSEN, 2002; MACEDO et al., 2006).

Na região Nordeste, os marsupiais estão representados por pelo menos dez espécies na Caatinga. Para o Rio Grande do Norte, menciona-se: *Monodelphis domestica* e *Gracilinanus agilis*. Neste bioma, a catita, *M. domestica*, apresenta o maior número de registros nos estados de Alagoas, Bahia, Ceará, Minas Gerais, Pernambuco e Piauí, seguido pelo sariguê, *Didelphis albiventris* Lund, 1840, distribuídos na Bahia, Ceará, Minas Gerais, Pernambuco e Piauí e pela cuíca, *Micoureus demerarae* Thomas, 1905, no Ceará e Pernambuco (LEAL et al., 2003).

3.1.2.1 *Monodelphis domestica* Wagner, 1842

Espécie robusta, pertencente a família Didelphidae e chamada de catita na região Nordeste do Brasil. Apresenta variação no tamanho do corpo e padrão de cor dependendo do tipo de geografia (CARAMASCHI et al., 2011). Segundo Freitas (2012) esta espécie tem cauda curta; dorso com coloração marrom-escuro e ventre mais claro. Apresenta hábito noturno, terrestre e carnívoro. Esta amplamente distribuída no Brasil, habitando toda Mata Atlântica da Bahia, adentrando por áreas de Caatinga (BEZERRA et al., 2014).

3.1.2.2 *Gracilinanus agilis* (Burmeister, 1854)

Espécie pequena, classificada na família Didelphidae e vulgarmente chamada de rato-cachorro. Tem coloração do dorso marrom-claro, com ventre branco-amarelado e cauda marrom. Possui mancha escura ao redor do olho, mas que não atinge a narina. Seus hábitos são noturno, arborícola e onívoro. É amplamente distribuída, tendo registros não apenas para

o bioma Caatinga, mas também Cerrado e Pantanal, do Brasil (FREITAS, 2012; BEZERRA et al., 2014).

3.2 ECTOPARASITISMO EM ROEDORES E MARSUPIAIS

O estudo da ectofauna parasitária em pequenos mamíferos silvestres é de grande interesse, uma vez que muitos destes parasitos desempenham papel significativo na transmissão de agentes patogênicos, não apenas aos animais, mas também aos seres humanos (PARAMASVARAN et al., 2009; SOARES et al., 2015). Segundo Marshall (1981), os mamíferos roedores e marsupiais estão entre os hospedeiros mais estudados para ectoparasitos, pois apresentam uma série de características que favorecem a coexistência entre eles, das quais menciona-se: homeotermia, nidificação e agrupamento social.

Quando em ambiente natural, podem ser acometidos por ectoparasitos incluindo os carrapatos das famílias Ixodidae e Argasidae; os ácaros das famílias Listrophoridae, Listropsoralgidae, Myobiidae, Trombiculidae, Macronyssidae e Laelapidae e os piolhos das famílias Gyropidae e Polyplacidae (HORTA et al., 2011; SARAIVA et al., 2012a; BOCHKOV et al., 2013). Segundo Martins-Hatano et al. (2004), estes ectoparasitos do ponto de vista evolutivo apresentam importância para suas populações hospedeiras, uma vez que funcionam como agentes moduladores das mesmas. Através deles, é possível que ocorram adaptações fisiológicas e imunológicas que interferem na distribuição geográfica destes animais. Por outro lado, estes ectoparasitos funcionam como transmissores de agentes patogênicos e ocasionam doenças parasitárias que representam uma séria ameaça a seus hospedeiros, pois diminui a abundância em seu habitat (MASTROPAOLO et al., 2014; SPONCHIADO et al., 2015).

3.2.1 Carrapatos da família Ixodidae Koch, 1844

A família Ixodidae no Brasil compreende 46 espécies (DANTAS-TORRES et al., 2009; MARTINS et al., 2014; NAVA et al., 2014) de carrapatos. São caracterizados por possuírem um escudo fortemente quitinizado em todas as suas fases de desenvolvimento, ocupando nas larvas, ninfas e fêmeas, quando não alimentadas, um terço do seu dorso. Já nos machos, cobre-o inteiramente. Uma característica marcante é a presença de capítulo terminal em todos os estágios (SONENSHINE, 1991).

Constituem um dos mais importantes grupos de artrópodes hematófagos de interesse médico e veterinário por serem transmissores de agentes patogênicos (KRAWCZAK et al., 2015). São ectoparasitos de animais domésticos, silvestres e do homem. Seus estágios ativos causam em humanos e em alguns animais, dermatite pruriginosa, desencadeada pela “saliva” destes ectoparasitos, no local da picada, seguidas de infecções bacterianas secundárias (VIEIRA et al., 2002; LABRUNA, 2004).

Seu ciclo biológico consiste dos estágios de ovo, larva, apenas um estágio de ninfa e adulto. Todos os estágios precisam de pelo menos um hospedeiro, pois normalmente para sofrer ecdise, cada mudança de estágio ocorre no ambiente após a larva ou ninfa ingurgitada se desprender de seu hospedeiro (GUIMARÃES et al., 2001).

Na região Neotropical, esta família compreende os gêneros: *Amblyomma* Koch, 1844; *Dermacentor* Koch, 1844; *Haemaphysalis* Koch, 1844, *Ixodes* Latreille, 1795 e *Rhipicephalus* Koch, 1844. Apresentam como hospedeiros, aves, répteis, anfíbios e mamíferos, nos quais, os roedores e os marsupiais são os mais parasitados (OLIVER JR, 1989; BARROS-BATTESTI et al., 2006).

3.2.1.1 *Amblyomma* sp. (Koch, 1844)

A este gênero pertencem as principais espécies que parasitam o homem no Brasil. São responsáveis pela transmissão da febre maculosa e outras rickettsioses, o que justifica a sua importância médica. Compreende ectoparasitos, geralmente com escudo ornamentado e de rostro longo. Exigem mais de um hospedeiro para completar seu ciclo biológico, podendo levar até três anos de acordo com as condições climáticas, com mudas no solo. Após fixação das larvas no hospedeiro, estas iniciam o repasto sanguíneo, desprendendo-se para realizar ecdise para ninfa, que podem aguardar pelo hospedeiro por um período de até um ano. Dentre as espécies que infestam os pequenos mamíferos podem ser mencionadas *Amblyomma parvum* Aragão, 1908 e *Amblyomma auricularium* (Conil, 1878) (GUIMARÃES et al., 2001).

3.2.1.2 *Amblyomma parvum* Aragão, 1908

Ocorre na Argentina, Bolívia, Brasil, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Guiana Francesa, Sul do México, Nicarágua, Panamá, Paraguai e Venezuela. Apresenta um ciclo de vida em condições naturais, com uma geração por ano caracterizado por picos sazonais distintos de atividade para cada fase parasitária. Em condições laboratoriais, o ciclo se

completa em pouco mais do que três meses. Na região Nordeste do Brasil, parasita aves e mamíferos. Apresenta importância epidemiológica uma vez que parasita humano e é vetor de agentes patogênicos (*Rickettsia* sp.) para este hospedeiro (NAVA et al., 2008; HORTA et al., 2011; GERARDI et al., 2013; NIERI-BASTOS et al., 2014; LUGARINI et al., 2015).

Na fase adulta, está associado preferencialmente com animais de médio a grande porte (carnívoros, ruminantes, cavalos); as larvas e ninfas com pequenos mamíferos. Na Argentina e no Brasil, os principais gêneros acometidos são *Galea* Meyen, 1833 e *Trichomys* (ARAGÃO, 1936; NAVA et al., 2008; HORTA et al., 2011).

3.2.1.3 *Amblyomma auricularium* (Conil, 1878)

Ocorre na Argentina, Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Costa Rica, Guiana Francesa, Guatemala, Honduras, Sul do México, Nicarágua, Panamá, Trinidad e Tobago, Uruguai e Venezuela. Na região Nordeste do Brasil, especificamente na Caatinga, parasita aves, animais de médio e pequeno porte. Seu ciclo de vida em condições laboratoriais pode durar de 97 a 162 dias. Na fase adulta está associado a mamíferos, principalmente Dasypodidae e ocasionalmente marsupiais e roedores. Considera-se ainda, um agente transmissor de patógenos para hospedeiros humanos e animais (GUGLIELMONE et al., 2003; BARROS-BATTESTI et al., 2006; FACCINI et al., 2010; HORTA et al., 2011; FONSECA et al., 2013; LUGARINI et al., 2015).

3.2.2 Carrapatos da família Argasidae Canestrini, 1891

A família Argasidae no Brasil compreende 22 espécies de carrapatos (DANTAS-TORRES et al., 2009; BARROS-BATTESTI et al., 2015). Apresentam tegumento mamilado, granuloso, enrugado ou tuberculado. Nos estágios de ninfa e adulto não há placa dorsal e o capítulo é ventral. Já nas larvas, existe uma placa dorsal e o capítulo é longo e terminal (BARROS-BATTESTI et al., 2013).

De hábitos principalmente nidícolas, são hematófagos podendo parasitar aves, anfíbios, répteis, mamíferos e humanos. Têm importância epidemiológica por transmitirem patógenos como vírus e bactérias responsáveis por desencadear nos humanos as febres recorrentes, além de reações inflamatórias na pele dadas por sua picada (MANZANO-ROMÁN et al., 2012; LABRUNA et al., 2014).

Seu ciclo biológico consiste de ovo, larva, de dois a oito estágios ninfais e adulto. A cópula é realizada pelos adultos fora do hospedeiro. As ninfas e adultos alimentam-se rapidamente (30 a 40 minutos em média). Já as larvas permanecem fixas sobre seus hospedeiros por 7 a 10 dias. Para realizar muda, as larvas alimentam-se, exceto em algumas espécies de *Ornithodoros* (GUIMARÃES et al., 2001).

São conhecidas aproximadamente 200 espécies (VENZAL et al., 2013). Destas, 87 estão na região Neotropical. Compreende os gêneros: *Antricola* Cooley e Kohls, 1942; *Argas* Latreille, 1795; *Nothoaspis* Keirans e Clifford, 1975; *Otobius* Keirans e Clifford, 1975 e *Ornithodoros* Koch, 1844. No Brasil, 22 espécies são conhecidas. Destas, 16 estão classificadas em *Ornithodoros* sp., quatro *Antricola* sp., uma *Argas* sp. e uma *Nothoaspis* sp. (DANTAS-TORRES et al., 2012).

3.2.2.1 *Ornithodoros* Koch, 1844

Compreendem 118 espécies descritas no mundo. Destas, 55 ocorrem na região Neotropical e 16 no Brasil (DANTAS-TORRES et al., 2012; HEATH, 2012; MANZANO-ROMÁN et al., 2012; VENZAL et al., 2013). Morfologicamente, observa-se em sua estrutura um formato suboval e com margens arredondadas; hipostômio com dentículos em todos os estágios. Nas larvas existe placa dorsal com formato variado (BARROS-BATTESTI et al., 2006).

Caracterizam-se por apresentar no ciclo de vida todos os estágios ativos, exceto por poucas espécies em que a larva ou primeiro instar ninfal sofre ecdise sem realizar alimentação. Parasitam aves, mamíferos e humanos, podendo transmitir a estes hospedeiros agentes patogênicos. Dentre as espécies ocorridas no Brasil e que acomete a saúde e bem-estar de roedores e marsupiais silvestres cita-se o *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford e Jones 1969 (DANTAS-TORRES et al., 2012; LABRUNA et al., 2014).

3.2.2.2 *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford e Jones, 1969

Ectoparasito comum de Chiroptera, especificamente morcegos de hábitos insetívoros classificados no gênero *Mimon* Gray, 1847. Foi originalmente descrito a partir de larvas coletadas em morcegos da Bolívia e do Uruguai (KOHLS et al., 1969). Posteriormente, foi relatado parasitando morcegos da Argentina e Brasil (VENZAL et al., 2004; BARROS-BATTESTI et al., 2006). Mais recentemente foi notificado em roedores e marsupiais

(LABRUNA et al., 2014), além de ser encontrado em residências domésticas, onde tem realizado ataques a estes hospedeiros. Após a picada de *O. mimon* em humanos, surgem na pele destes, intensas lesões (PERINOTTO et al., 2013).

Morfologicamente, caracteriza-se por apresentar na fase de larva: placa dorsal no formato de pera, cápsula do órgão de Haller reticulada e hipostômio de ápice arredondado. Seu ciclo de vida em condições laboratoriais apresenta um período entre 146 a 175 dias. As ninfas de primeiro, segundo e terceiro estágios assemelham-se a fase adulta, diferindo em tamanho e forma da placa espiracular, além da ausência de poro genital. Nas ninfas de primeiro e segundo estágios, a placa espiracular tem formato de cone; e nas de terceiro estágio, é como nos adultos, semicircular (BARROS-BATTESTI et al., 2011; LANDULFO et al., 2012; LANDULFO et al., 2013).

3.2.3 Ácaros da família *Listrophoridae* Megnin e Trouessart, 1884

Compreendem espécies de corpo delicado, estriado e com escudo dorsal distinto. Apresentam tíbias e tarsos III e IV não fundido; aparelho bucal e pernas adaptadas para segurar os pelos. Parasitam roedores, morcegos, carnívoros, primatas e marsupiais (FLECHTMANN, 1975; GUIMARÃES et al., 2001; BOCHKOV, 2010).

Estes ácaros vivem a maior parte de sua vida preso ao pelo de seus hospedeiros. Alimentam-se de fragmentos de pele e pelos ocasionando dermatites. No ciclo de vida as fêmeas põe os ovos sobre o pelo e as larvas hexápodas podem dar origem a ninfas octópodas semelhantes as fêmeas adultas (GUIMARÃES et al., 2001).

No mundo, foi registrado para roedores Muridae, no Vietnã (BOCHKOV; ABRAMOV, 2014); em Cricetidae, na Colômbia, Argentina e no México (ESTÉBANES-GONZÁLEZA; CERVANTES, 2005; BOCHKOV et al., 2014). No Brasil (Rio de Janeiro), por Bittencourt e Rocha (2003) em roedores Echimyidae e Sciuridae.

Dentre os gêneros com importância veterinária, podem ser mencionados: *Lynxacarus* Radford, 1951; *Metachiroecius*; *Aeromychirus* Fain, 1976 e *Amlistrophorus* Fain, 1981 (AHID et al., 2005; BOCHKOV, 2010; SIKORA; BOCHKOV, 2012).

3.2.3.1 *Aeromychirus* Fain, 1976

Para este gênero foram descritas três espécies, sendo todas elas provenientes de esquilos asiáticos. Bochkov e Oconnor (2006) nas Filipinas, registraram para *Petinomys*

crinitus Hollister, 1911: *Aeromychirus petinomys* sp. nov.; *Aeromychirus hylopetes* sp. nov. e *Aeromychirus aeromys* Fain, 1972. Compreendem espécies que parasitam normalmente roedores Sciuridae. Na morfologia, apresentam placas pré-escapular e pós-escapular com setas e estriações as quais auxiliam na taxonomia de suas espécies (BOCHKOV; OCONNOR, 2006; BOCHKOV, 2010).

3.2.3.2 *Amlistrophorus* Fain, 1981

Este gênero foi anteriormente descrito como subgênero *Afrolistrophorus* (FAIN, 1981). Corresponde quatro espécies. Duas estão associadas com roedores sul-americanos Cricetidae (*Amlistrophorus geoxus* sp. nov.; e *Amlistrophorus laticoxa* Fain e Lukoschus, 1982). As outras duas (*Amlistrophorus inca* Fain, 1976 e *Amlistrophorus venezuelensis* Fain et Lukoschus, 1983) estão associadas com marsupiais sul-americanos (*Lestoros inca* Thomas, 1917 e *Monodelphis brevicaudata* Erxleben, 1777). Apresentam quanto à morfologia, corpo distintamente alongado e com placas pré-escapulares e pós-escapulares (BOCHKOV, 2010; SIKORA; BOCHKOV, 2012).

3.2.3.3 *Metachiroecius* Fain, 1996

São ectoparasitos que acometem roedores e marsupiais. Caracterizam-se por apresentar placas esclerotizadas ao longo do corpo com borda posterior arredondada; coxa III com grandes escudos. Espécies pertencentes a este gênero, foram recuperadas do Didelphidae *Metachirus nudicaudatus* (Desmarest, 1817) e descritas no sudeste do Brasil, Minas Gerais (FAIN et al., 1996; BOCHKOV, 2007).

3.2.4 Ácaros da família Listropsoralgidae Fain, 1965

Correspondem a ácaros pequenos (menos de 300µm de comprimento) que parasitam a pele de mamíferos roedores Echimyidae e marsupiais Didelphidae dos gêneros *Gracilinanus*, *Monodelphis* e *Marmosa* (ASHER et al., 2004; BOCHKOV; WAUTHY, 2009; BOCHKOV, 2010). Na morfologia, apresentam idiosoma achatado dorso-ventral e esclerotizado; os machos apresentam edeago curto, com ou sem papilas genitais (BOCHKOV et al., 2013).

Anteriormente, ácaros listropsoralgídeos foram considerados uma subfamília de Psoroptidae (FAIN, 1965; O'CONNOR 1982, 2009). Posteriormente, Bochkov e Mironov (2011) através de estudos filogenéticos e de morfologia mostraram que Listropsoralgidae constituía uma família diferente e separada de Psoroptidae e derivada da subfamília Sarcoptoidea. Compreende os gêneros *Didelphialges* gen. nov, *Petauralges* (Fain e Lukoschus, 1979) e *Listropsoralges* Fain, 1965 (BOCHKOV et al., 2013).

Ocorre em marsupiais do Panamá, *Gracilinanus microtarsus* (Wagner, 1842) (BOCHKOV; WAUTHY, 2009); da Austrália, *Phascogale tapoatafa* (Meyer, 1973) (DOMROW, 1988); Bolívia, *Thylamys venustus* (Thomas, 1902); Peru, *Marmosa regina* (Thomas, 1898) (BOCHKOV et al., 2013) e no Suriname, num único roedor, *Proechimys guyannensis* (E. Geoffroy, 1803) (FAIN; LUKOSCHUS, 1970). No Brasil, já foram registrados na região Sul, Santa Catarina, em *G. microtarsus* (FAIN, 1965); e no Paraná, *Caluromys lanatus* (Olfers, 1818), (BOCHKOV; WAUTHY, 2009). Na região Norte, no Pará, *Caluromys philander* (Linnaeus, 1758); e na região Nordeste, Pernambuco, tem sido registrado em *M. domestica* (BOCHKOV et al., 2013).

3.2.4.1 *Listropsoralges* aff. *similis*

O gênero *Listropsoralges* Fain, 1965 compreende as espécies *Listropsoralges caluromys* (Bochkov e Wauthy, 2009) notificado para *Thylamys venustus* (Thomas, 1902), na Bolívia; *Listropsoralges marmosae* (Fain, 1965), para *Gracilinanus microtarsus* (Wagner, 1842) no sul do Brasil; *Listropsoralges thylamys* sp. n.; para *T. venustus*, na Bolívia; *Listropsoralges faini* (Bochkov e Wauthy, 2009), para *M. regina*, no Peru; *Listropsoralges caenolestes* sp. n., para *Caenolestes fuliginosus* (Tomes, 1863), no Equador; *Listropsoralges monodelphis* (Fain, 1965), para *M. domestica*, em Pernambuco, Brasil; e *Listropsoralges similis* sp. n. obtido de *Caluromys derbianus* (Waterhouse, 1841), no Panamá (BOCHKOV et al., 2013).

As espécies citadas acima são parecidas quanto a sua morfologia. Por causa da semelhança das mesmas, existem dificuldades para classificá-las. Fato este pode ser justificado pelo equívoco cometido por Bochkov e Wauthy (2009), que descreveram previamente *L. similis* sp. n. como *L. marmosae*. Posteriormente, Bochkov et al. (2013) fizeram a redescrição e diagnóstico diferencial de *L. similis* sp. n. a partir de um espécime coletado de *Caluromys derbianus* (Waterhouse, 1841) no Panamá. Como forma de evitar

estes equívocos, a taxonomia para algumas espécies é dada apenas como próximas ou a fim a outras espécies, a exemplo do *Listropsoralges* aff. *similis*.

3.2.5 Ácaros da família Myobiidae Mégnin, 1877

Compreendem ácaros altamente especializados e permanentes de marsupiais, quirópteros e roedores (FAIN et al., 1994). Inclui aproximadamente 585 espécies e subespécies pertencentes a 53 gêneros (BOCHKOV, 2008). Está agrupada nas subfamílias, Archemyobiinae e Xenomyobiinae associadas com marsupiais; Myobiinae e Protomyobiinae, associadas a mamíferos placentários. Estão representados em todas as subordens de roedores (CARLETON; MUSSER, 2005).

Caracterizam-se por apresentar perna I modificada para agarrar o pelo; tegumento estriado com peritremas; quelíceras com forma de estiletos e palpos simples não usados para fixação (BOCHKOV; FAIN, 2003; BOCHKOV, 2011; LINARDI, 2012). No Brasil, dentre os gêneros de importância que acometem os roedores e marsupiais estão: *Archemyobia* Jameson, 1955; *Myobia* von Heyden, 1826 e *Radfordia* Ewing, 1938 (FAIN et al. 1996; GUIMARÃES et al., 2001).

3.2.5.1 *Radfordia* Ewing, 1938

A este gênero pertencem 27 espécies e uma subespécie. Todas têm como hospedeiros Muridae (FAIN; LUKOSCHUS, 1977; BOCHKOV, 1997a, BOCHKOV, 2009). Quanto à morfologia apresentam perna I com mais de cinco segmentos; tarso I com ou sem garra; tarso II com duas garras subiguais; e III-IV com uma garra. Suas setas circunais e laterais auxiliam na diferenciação das espécies (WHITAKER JR, 1982; BOCHKOV; FAIN, 1997).

Radfordia sp. foi registrada em roedores Cricetidae, nos Estados Unidos (DURDEN et al., 1993); no Vietnã (BOCHKOV; ABRAMOV, 2014) e no México (BOCHKOV; GUZMÁN-CORNEJO, 2014); em Muridae, na Rússia (BOCHKOV, 1997b) e no Irã (BOCHKOV et al., 2000). No Brasil as espécies comuns, registradas nas regiões Sudeste, Nordeste são: *Radfordia ensifera* (Pope, 1896) e *Radfordia affinis* (Pope, 1896) (GUIMARÃES et al., 2001; MEDEIROS, 2012).

3.2.6 Ácaros da família Trombiculidae Ewing, 1929

Os Trombiculidae são ácaros pequenos. Caracterizam-se por apresentar larvas com cor que pode variar entre branco e vermelho; corpo densamente piloso; estigmas abertos na base das quelíceras; palpos com cinco segmentos, com uma garra tibial. Através da fase larvar é que é feita a taxonomia destes ectoparasitos, nos quais se observa o escudo dorsal (forma e distribuição de cerdas). Têm importância médica-veterinária. No homem, ocasiona dermatites, no local onde a larva se fixa para alimentação. Transmitem agentes patogênicos (rickettsias e borrelias) (WELBOURN; LOOMIS, 1975; GUIMARÃES et al., 2001; WOLTHMANN, 2007).

Apresentam no seu ciclo de vida até sete estágios de desenvolvimento que incluem ovo, pré-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto. Somente as larvas apresentam comportamento de parasitismo alimentando-se de tecido e sangue dos seus hospedeiros. Já as ninfas e adultos são predadores (MIYAJIMA; OKUMURA, 1917; WHARTON; FULLER, 1952)

Está distribuído mundialmente, com registro para roedores Muridae, na Coréia (IN-YONG et al., 2014) e na China (WANG et al., 2013); para Diatomyidae, na Rússia (STEKOLNIKOV et al., 2014). No Brasil, foi notificado na região Sudeste em reptéis, lagartos (CUNHA-BARROS et al., 2003); em roedores Cricetidae, *Zygodontomys lasiurus* (LEE GOFF; WHITAKER, 1984); e nos marsupiais, *M. domestica*; e na região Centro-Oeste, para *Monodelphis americana* (Müller, 1776) (GOFF; GETTINGER, 1989).

3.2.6.1 *Eutrombicula* Ewing, 1938

As espécies destes gêneros são consideradas parasitos temíveis do homem e animais (aves, roedores e marsupiais) por ocasionar dermatite irritativa, infecções secundárias e vetores de agentes patogênicos (GUIMARÃES et al., 2001; NAVONE et al., 2009; MONIUSZKO; MAKOL, 2014; REGOLIN et al., 2015). Apresenta distribuição no Canadá, Estados Unidos, Venezuela, Colômbia, Suriname e Guiana Francesa. No Brasil, apresenta registros para região Norte (Pará); Sudeste (Rio de Janeiro) e Centro-Oeste (Mato Grosso do Sul) (CONFALONIERI; CARVALHO, 1973; SERRA-FREIRE et al., 1982).

Quanto ao ciclo de vida apresenta ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto. Dentre as espécies com importância médica-veterinária, podem ser citadas: *Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans, 1910); *Eutrombicula batatas* (Linnaeus, 1758) *Eutrombicula goeldii* (Oudemans, 1910); *Eutrombicula bruyanti* e *Eutrombicula cricetivora*

Brennan and Reed, 1974 (BRENNAN; REED, 1975; GUIMARÃES et al., 2001; CARVALHO et al., 2006).

3.2.6.2 *Quadrasetta* Brennan, 1970

Parasitam roedores e marsupiais. Na Argentina ácaros do gênero *Quadrasetta* foi notificado para o Cricetidae *Akodon longipilis*. No Brasil, foi reportado em *G. agilis* e *M. americana* por Goff e Gettinger (1989, 1995).

3.2.7 Ácaros da família *Macronyssidae* Oudemans, 1926

As espécies desta família estavam anteriormente descrita em *Dermanyssidae* Kolenati, 1859 e depois em *Liponyssidae* Vitzthum, 1931 (FONSECA, 1948). Parasitam morcegos, roedores, aves, reptéis e acidentalmente o homem. Compreendem ácaros de contorno oval, com quelíceras alongadas, idiossoma com numerosas cerdas e pernas longas com carúncula terminal. Depositam ovos nos ninhos de seus hospedeiros. São hematófagos nos estágios de protoninfa e adultos. As larvas e deutoninfas não realizam alimentação (GUIMARÃES et al., 2001).

Quanto ao ciclo de vida, a postura média é de 100 ovos por dia, durante uma semana. As fêmeas durante este período alimentam-se duas vezes. As larvas eclodem de um a quatro dias. O ciclo completa-se em media com 13 dias. São vetores de agentes patogênicos, a exemplo das *Rickettsia* sp. Dentre alguns dos seus gêneros com importância médico-veterinária, podem ser mencionados: *Ophionyssus* Mégnin, 1883; *Liponyssus* Kolenati, 1858; *Macronyssus* Kolenati, 1858 e *Ornithonyssus* Sambon, 1928 (GUIMARÃES et al., 2001; NIERE-BASTOS et al., 2011).

3.2.7.1 *Ornithonyssus pereirai* (Fonseca, 1935)

Espécie anteriormente descrita no gênero *Lepronyssoides* Fonseca, 1941. No Nordeste brasileiro, parasita o marsupial *M. domestica*; além dos roedores *Galea spixii* wagler, 1831; *Kerodon rupestris* Wied-Neuwied, 1820; *Necromys lasiurus* (Lund, 1841); *Cerradomys subflavus* (Wagner, 1842); *Oxymycterus angularis* Thomas, 1909, *Rattus rattus* Linnaeus, 1758; *Rhipidomys mastacalis* (Lund, 1841) e *Thrichomys inermis* Pictet, 1841. Apresenta como características: presença de um par de cavidades circulares localizadas

imediatamente abaixo das cerdas anteriores da placa esternal; placa genitoventral fortemente esculpida e forte espinho arredondado na coxa III (NIERI-BASTOS et al., 2011; LINARDI, 2012).

3.2.8 Ácaros da família Laelapidae Berlese, 1892

A família Laelapidae, anteriormente Laelaptidae, está distribuída mundialmente e compreende ácaros com importância em saúde pública. Parasita o homem e animais, principalmente roedores e marsupiais. Nos humanos, provocam dermatites após a hematofagia. Atua na manutenção do tifo murino, peste bubônica e tularemia. Inclui formas parasitárias e de vida livre. As formas parasitas são hematófagas de vertebrados, sendo que algumas parasitam invertebrados (FONSECA, 1958; GUIMARÃES et al., 2001).

Apresentam hábitos nidícolas nos quais é comum encontrar apenas fêmeas sobre o corpo dos hospedeiros capturados. Os machos e estágios imaturos são raros, ficando restritos aos ninhos. As fêmeas podem utilizar o seu hospedeiro, principalmente para foresia, por apresentar capacidade de deslocamento reduzida (WENZEL; TIPTON, 1966; MARTINS-HATANO et al., 2002).

Dos Acari, Laelapidae compreende a família com maior número de gêneros. Destes os que parasitam roedores e marsupiais são: *Androlaelaps* Berlese, 1903; *Gigantolaelaps* Fonseca, 1939; *Laelaps* Koch, 1836; *Haemolaelaps* Berlese, 1910; *Mysolaelaps* Fonseca, 1936 e *Tur* Baker e Wharton, 1952 (FONSECA, 1939; FONSECA, 1958; FURMAN, 1972; LINARDI, 2012). Segundo Fonseca (1958), quatro espécies classificadas nestes gêneros são caracteristicamente da região Nordeste do Brasil, dentre elas *Cavilaelaps braziliensis* (Ewing, 1925), *Gigantolaelaps canestrinii* (Furman, 1972), *Gigantolaelaps vitzthumi* (Furman, 1972) e *Tur lativentralis* (Fonseca, 1936).

3.2.8.1 *Tur lativentralis* (Fonseca, 1936)

Espécie considerada anteriormente no gênero *Laelaps* Koch, 1836. Parasita roedores da família Echimyidae, Muridae e Caviidae, além de marsupiais Didelphidae. Quanto a sua morfologia, tem placa esternal; genitoventral dilatada e de bordo posterior reto, com forma terminal subtriangular; e uma placa anal. Nos machos, as placas são unidas; nas fêmeas, separadas. O orifício genital nos machos apresenta um par de cerdas esternais. As

pernas de ambos são robustas com pulvilos e garras nos tarsos. Na coxa I existe uma cerda longa (FONSECA, 1958).

3.2.9 Piolhos da família Gyropidae Kellog, 1896

Compreende nove gêneros e 96 espécies. Esta dividida nas subfamílias: Protogyropinae, Gliricolinae e Gyropinae (EWING, 1924). Morfologicamente, caracterizam-se por apresentar pernas meso e metatorácicas sem garras ou com apenas uma garra; pernas com ou sem órgãos de fixação ao pelo; palpo maxilar com dois, três ou quatro segmentos; antenas com três ou quatro segmentos; margem lateral da cabeça com fossa antenal larga e profunda; cabeça com região temporal arredondada e espiráculos respiratórios nos segmentos III-VIII ou III-VII (EWING, 1924).

São parasitos de roedores das famílias Caviidae, Cricetidae, Echimyidae, Octodontidae, Abrocomidae e Ctenomyidae. Podem ser encontrados em primatas (Cebidae) e catetos (Tayassuidae) (WERNECK, 1948) alimentando-se de pelos e fragmentos de tecidos. Quanto ao ciclo de vida compreende ovo (lêndea), três estágios de ninfas e adulto, que se completa num único hospedeiro. Sua transmissão se dá pelo contato direto entre os indivíduos por cópula ou cuidado parental. Dentre as espécies com importância medica-veterinária podem ser mencionadas *Gliricola porcelli* (SCHRANK, 1781) e *Eogyropus lenti lenti* Werneck, 1936 (GUIMARÃES et al., 2001; JOHNSON; CLAYTON, 2003).

3.2.9.1 *Eogyropus lenti lenti* Werneck, 1936

Espécie Amblycera parasita comum de roedores conhecido vulgarmente na Região Nordeste do Brasil, como punarés os quais são classificados na família Echimyidae e gênero *Thrichomys*. Caracteriza-se por apresentar: placa mesoesternal com sete cerdas; a metaesternal com sete pares de cerdas; as placas tergaes, esternais e pleurais totalmente desenvolvidas. Nos machos, é encontrada uma característica marcante desta espécie: parâmeros espessos e curvados, com calosidade na extremidade posterior. As fêmeas são maiores que os machos e apresenta terminália com cerdas longas e flexíveis (WERNECK, 1942).

3.2.10 Piolhos da família Polyplacidae Fahrenholz, 1912

Compreende a uma das maiores famílias de Anoplura, com 20 gêneros e 190 espécies. Parasita animais domésticos, sinantrópicos e silvestres, podendo transmitir a estes animais agentes patogênicos como *Rickettsia typhi*, *Trypanosoma lewisi*, *Borrellia duttoni* e *Brucella brucei*. Na morfologia destes piolhos observa-se a presença de estigmas respiratórios torácico, placa esternal e paratergal. Seu ciclo de vida é constituído por ovo, três estágios de ninfas e adulto. Dentre as espécies que infestam pequenos mamíferos podem ser mencionadas *Polyplax serrata* (Burmeister, 1839) e *Polyplax spinulosa* (Burmeister, 1839) (GUIMARÃES et al., 2001).

3.2.10.1 *Polyplax spinulosa* (Burmeister, 1839)

No Brasil, é considerada espécie comum e predominante nos roedores urbanos e sinantrópicos, classificadas no gênero *Rattus* Fischer de Waldheim, 1803. É descrita como ectoparasito de *R. norvegicus* e *R. rattus* (DURDEN; MUSSER, 1994, YOSHIZAWA et al., 1996; KIA et al., 2010; PEREIRA et al., 2015). Apresenta importância epidemiológica por funcionar como vetor de agentes patogênicos (HORNOK et al., 2015).

Morfologicamente apresenta placas paratergais com um único ângulo apical dorsal; um par de estigmas respiratórios torácico, seguido de espinho e localizado na altura do segundo par de patas; primeiro par de patas menor em relação ao segundo e terceiro; placa esternal de aspecto poligonal e com extremidade pontiaguda voltada para o terceiro par de patas (WHITAKER JR., 1982; KOHN; CLIFFORD, 2002).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 ANIMAIS EXPERIMENTAIS E CARACTERIZAÇÃO DA LOCALIDADE DAS AMOSTRAGENS

De janeiro de 2014 a fevereiro de 2015, capturou-se espécimes machos e fêmeas de roedores e marsupiais silvestres de um fragmento de 26 hectares da Estação Experimental Rafael Fernandes (5°03'40"S; 37°23'51"W e altitude de 72m), situada no distrito de Alagoinha, município de Mossoró, Rio Grande do Norte e pertencente a Universidade Federal Rural do Semi-Árido (Figura 1).

Figura 1 - Estação Experimental Rafael Fernandes indicada através do círculo. A área hachurada representa a localidade experimental.



Fonte: <http://www.google.com.br/intl/pt-BR/earth/>

Todos os procedimentos de captura e manipulação foram executados conforme as recomendações propostas pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio, aprovação 43526-1) e as normas de ética com o uso de animais proposta pela Comissão de Ética no uso de animais em pesquisa da UFERSA (Parecer Nº 21/2013) (ANEXO A). As espécies de roedores e marsupiais foram identificadas por meio da morfologia, com base em literatura especializada (REIS et al., 2006; BONVICINO et al., 2008; CÁCERES, 2012).

4.2 SESSÕES DE CAPTURA

Definiu-se através do georeferenciamento do Programa Google Earth (Versão 1.2.3) e GPS (Garmin, modelo Etrex H), 100 estações de captura, distribuídas em seis transectos distanciados 20m entre si (ALMEIDA et al., 2013) (Figura 2).

Figura 2 - Estações de capturas distribuídas nos transectos. Cada marcador na cor amarelo indica uma estação de captura que distribuídos na horizontal e vertical constituem os transectos.



Fonte: <http://www.google.com.br/intl/pt-BR/earth/>

4.3 ARMADILHAS E ISCAS

Em cada estação foi colocada de forma alternada e no solo, uma armadilha Tomahawk (45 x 17,5x 15,0cm) ou Sherman (31 x 8 x 9cm) dispostas 20m uma da outra. Em cada mês de coleta, as sessões de captura foram realizadas durante seis noites consecutivas (SZABÓ et al., 2013). Assim, em cada mês foi realizado um esforço de captura de 600 armadilhas. Ao término dos 12 meses do experimento totalizou 7.200. Usou-se como isca uma mistura feita a partir de pasta de amendoim, sardinha, flocos de milho e banana (ALMEIDA et al., 2013). As armadilhas foram postas antes do ocaso do sol e recolhidas no início da manhã (KIM et al., 2010) (Figura 3).

Figura 3 - Armadilhas: A. Modelo Tomahawk; B. Modelo Sherman.



Fonte: Acervo da autora

4.4 CONTENÇÃO DOS ANIMAIS

4.4.1 Contenção mecânica

Cada armadilha que continha animal foi posta sobre uma mesa de apoio. Em seguida, abriu-se cada uma delas e com auxílio de luvas de textura áspera, retirou-se o espécime capturado. Este foi transferido para um saco confeccionado em tecido e pesado em balança Pesola com precisão de 5,0g (PEREIRA et al., 2012).

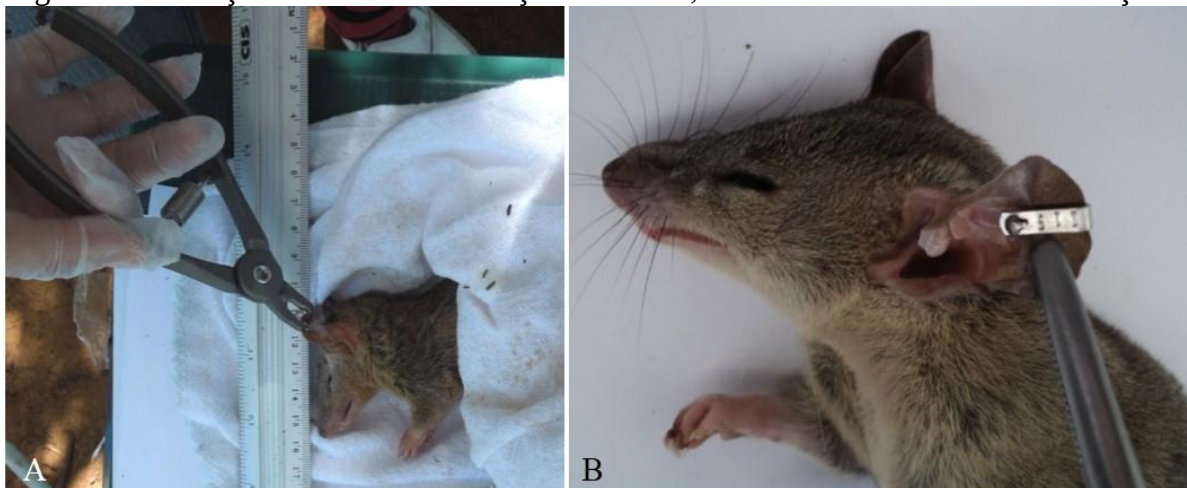
4.4.2 Contenção química

Para contenção química foi utilizada nos animais uma dose de 40mg/kg de cloridrato de cetamina na concentração de 100g/1ml associada a uma dose de 5mg/kg de xilazina na concentração de 20g/1ml, administrados via intramuscular (NETO; SANTOS, 2008).

4.5 MARCAÇÃO DOS ANIMAIS

Para evitar as recapturas, os animais foram marcados através de brincos numerados (Nº 01, medidas de 07mm, com 3 números) (ALMEIDA et al., 2013) (Figura 4).

Figura 4 - Marcação do animal. A. Fixação do brinco; B. Animal com brinco de marcação.



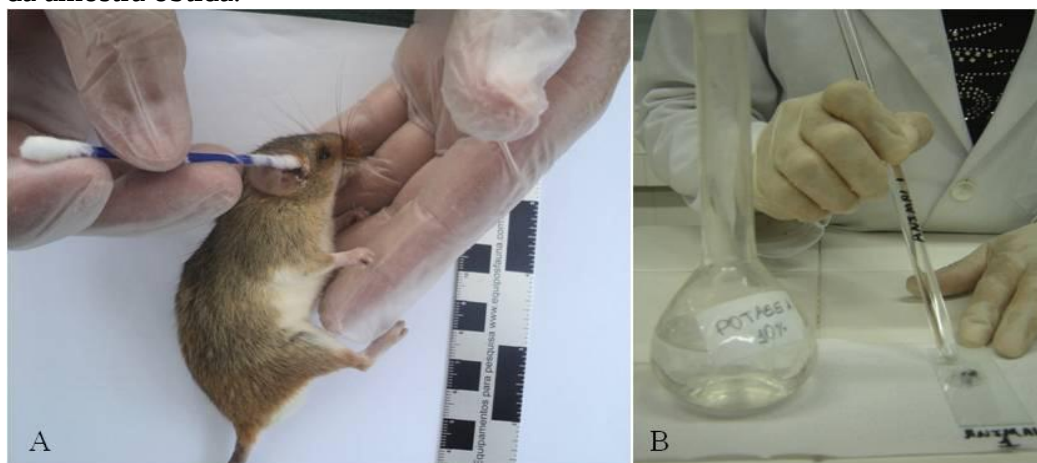
Fonte: Acervo da autora

4.6 COLETA DOS ECTOPARASITOS

4.6.1 Swab do pavilhão auricular

Individualmente, a coleta do cerúmen foi realizada com auxílio de swabs nos pavilhões auriculares esquerdo e direito. O material obtido foi colocado em tubos contendo álcool 70% glicerinado a 10%, posteriormente submetido a clareamento em solução de hidróxido de potássio a 10%, por tempo médio de 1 hora e analisado em microscopia de luz, objetiva de 10X, 40X e 100X (PEREIRA et al., 2012) (Figura 5).

Figura 5 - Coleta de cerúmen. A. Swab do pavilhão auricular; B. Processamento da amostra obtida.

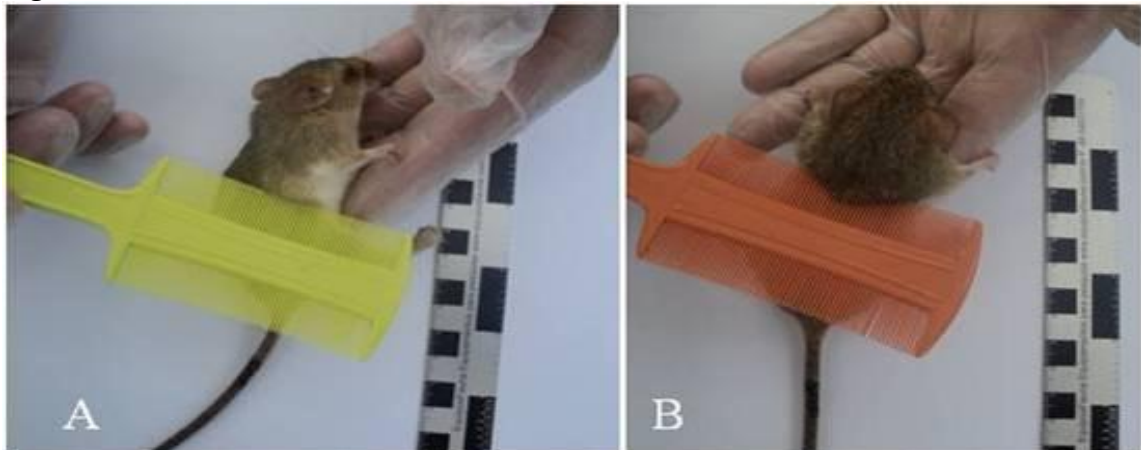


Fonte: Acervo da autora

4.6.2 Penteamento

Para realização do penteamento, cada animal foi colocado numa bandeja plástica na cor branca e com auxílio de pentes teve seu dorso e lateral escovados. O material resultante do penteamento foi transferido para álcool a 70% e analisados em estereomicroscópio (PEREIRA et al., 2012) (Figura 6).

Figura 6 - Penteamento. A. Lateral; B. Dorso.



Fonte: Acervo da autora

4.6.3 Raspados cutâneos e coleta de pelos

Quando observadas alterações na pele (lesões, crostas e alopecia) realizou-se raspados cutâneos e coleta de pelos (PEREIRA et al., 2012) (Figura 7).

Figura 7 - Raspado cutâneo. A. Áreas de lesões no ventre do animal; B. Coleta de pelos.



Fonte: Acervo da autora

4.7 SOLTURA DOS ANIMAIS

Após a coleta dos ectoparasitos, os animais foram colocados individualmente em caixas de espera confeccionadas em plástico e após recuperação anestésica, sendo esta constatada pela presença de reflexos protetores (deglutição e reflexo palpebral) e deambulação (TRANQUILI et al., 2013), foram soltos no local exato de sua captura (Figura 8).

Figura 8 - Soltura de animal capturado. A. Animal em caixa de espera; B. Ponto exato em que o animal foi capturado; C. Animal solto pós recuperação anestésica.



Fonte: Acervo da autora

4.8 IDENTIFICAÇÃO DOS ECTOPARASITOS

4.8.1 Carrapatos

As ninfas dos carrapatos Ixodidae foram identificadas no Laboratório de Parasitologia Animal do Departamento de Ciências Animais da Universidade Federal Rural do Semi-Árido com auxílio de chave dicotômica e pictórica segundo Martins et al. (2010).

Para larvas dos carrapatos Argasidae quando possível à sua classificação através da morfologia foi feita a morfometria e quetotaxia segundo Kohls et al. (1969), Jones e Clifford (1972) e Barros-Battesti et al. (2013) com auxílio de microscópio Olympus BX40, Japan acoplado a uma Camera Olympus DP70. O programa usado para medir os espécimes foi o Image-Pro Plus 5.1.

Quando não possível a identificação das espécies de larvas dos carrapatos Ixodidae e Argasidae através da morfologia, realizou-se análises moleculares para classificação das mesmas.

4.8.1.1 Análises moleculares das larvas de carrapatos Ixodidae e Argasidae

As larvas de Ixodidae e Argasidae foram submetidas à extração de DNA, seguido da reação em cadeia pela polimerase (PCR) e sequenciamento para identificação da espécie, segundo Mangold et al. (1998), no Laboratório de Doenças Parasitárias e Laboratório de Biologia Molecular Aplicado a Sorologia da Universidade de São Paulo.

Para Extração de DNA os carrapatos foram previamente lavados com etanol a 70% e secos ao ar durante 20 minutos em papel estéril. Cada carrapato foi colocado em um microtubo estéril de 1,5 ml, macerados com agulha 40 x 12 e processados com o Kit Wizard® Genomic DNA Purification (Promega corporation, Madison, WI 53711-5399, EUA) de acordo com as instruções do fabricante modificadas para uso de metade das quantidades originalmente descritas. A extração de DNA de algumas amostras de larvas a partir do mesmo hospedeiro foi processada em pools de até no máximo três indivíduos. Como controle negativo, utilizou-se água Mili-Q, autoclavada e livre de DNA.

Para PCR do gene mitocondrial 16S rDNA de carrapato utilizou-se os primers 16S+ (F-GTCTGAACTCAGATCAAGT) e 16S- (R- GCTCAATGATTTTTTAAATTGCTGT) que amplificam um fragmento de 460 pb do gene mitocondrial 16S rDNA de praticamente todas as espécies de carrapatos (MANGOLD et al., 1998).

Todos os produtos da PCR (5µl DNA amplificado acrescido de 2µl de corante Gel Loading Buffer (Invitrogen® Carlsbad, CA) foram submetidos à eletroforese horizontal em gel de agarose 1,5% acrescido de SYBR® Safe DNA Gel Stain (0,1 µl/ml) e tampão de corrida TBE 0,5X pH 8,0 à 110V/50ma. Visualizou-se o gel em luz ultravioleta (UV) em câmara escura (Alphamager®). As amostras que revelaram bandas de DNA na altura do controle positivo foram consideradas positivas para a reação da PCR utilizada.

Para purificação e sequenciamento de nucleotídeos os produtos da PCR foram purificados através do produto comercial ExoSAP-IT (Amersham Biosciences, Piscataway, NJ). Adicionou-se 4µl do reagente e 10µl da amostra amplificada na PCR. Os produtos purificados foram submetidos ao sequenciamento através do uso de Kit comercial BigDye® Terminator v 3.1 (Applied Biosystems/Austin, TX) de acordo com o fabricante (5µl de DNA purificado, 1µl de água Milli-Q, 1µl de Big Dye, 1µl de oligonucleotídeos iniciadores específicos senso e anti-senso (5 pmoles/µl e 2µl de buffer).

As amostras foram sequenciadas em sequenciador automático (Applied Biosystems/Perkin Elmer, modelo ABI Prism 310 Genetic, FosterCity, CA). As sequências obtidas foram editadas através do programa SeqMan™II (Expert sequence analysis software)

e submetidas a análise de similaridade através do programa Basic Local Alignment Search Tool (BLAST) para verificar homologia com sequências correspondentes disponíveis no GenBank (ALTSCHUL et al., 1990; SOARES et al., 2015).

4.8.2 Ácaros

Foram processados de acordo com Nieri-Bastos et al. (2011) e classificados por chaves taxonômicas e pictóricas (FONSECA 1935, 1958; FURMAN, 1972; BRENNAN; LEE GOFF, 1977; BOCHKOV, 2010; NIERI-BASTOS et al., 2011; BOCHKOV et al., 2013), auxiliado por microscopia óptica de luz e microscopia eletrônica de varredura, a qual foi realizada segundo Krants e Walter (2009). As imagens da microscopia eletrônica de varredura foram obtidas em microscópio digital de varredura (Digital Scanning Microscope, FEI/modelo Quanta 250) e no Laboratório de Biologia Celular do Instituto Butantan, São Paulo. A identificação dos ácaros foi dada no Laboratório de Parasitologia Animal da UFERSA e Laboratório Especial de Coleções Zoológicas do Instituto Butantan.

4.8.3 Piolhos

Foram processados e classificados de acordo com Werneck (1942) e Whitaker Jr (1982) no Laboratório de Parasitologia Animal da Universidade Federal Rural do Semi-Árido.

4.8 ANÁLISE ESTATÍSTICA DOS DADOS

Avaliou-se, segundo Bush et al. (1997), os índices de prevalência, abundância e intensidade média de parasitismo para a ectofauna recuperada, de acordo com as fórmulas:

$$\text{a) Prevalência (P)} = \frac{\text{nº total de animais parasitados (+) com espécie x}}{\text{nº total de animais examinados (+ e -)}} \times 100$$

$$\text{b) Abundância média (A)} = \frac{\text{nº total de parasitos coletados da espécie x}}{\text{nº total de animais examinados (+ e -)}}$$

$$\text{C) Intensidade média (I.M)} = \frac{\text{nº total de parasitos coletados da espécie x}}{\text{nº total de hospedeiros positivos para a espécie}}$$

Os dados foram expressos em média, desvio padrão, valores mínimos, máximos e coeficiente de variação (CV%), calculados pelo programa estatístico SPSS (Statistical Package for the Social Sciences) 23.0.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram capturados 78 pequenos mamíferos, dos quais 61 estavam parasitados por alguma espécie de Acari ou Phthiraptera, ou por ambos. Os hospedeiros representaram duas ordens, quatro famílias, dois gêneros e três espécies diferentes. Destes animais, 69 foram marsupiais (45 machos e 24 fêmeas) e nove roedores (8 machos e 1 fêmea). De todos os hospedeiros, nenhum roedor foi recapturado durante o experimento. Somente foram recapturados três machos e uma fêmea de *Monodelphis domestica* (catita) e dez machos e três fêmeas de *Gracilinanus agilis* (rato-cachorro). Os animais recapturados não foram amostrados (Figura 9) (Tabela 1).

Dos 18 espécimes de *M. domestica* foram considerados para coleta dos ectoparasitos 14 animais, pois quatro foram recapturas e não amostrados; dos 51 hospedeiros classificados em *G. agilis*, 38 foram amostrados uma vez que 13 foram recapturas e não considerados para coleta dos ectoparasitos. Nos roedores *Wiedomys* sp. (5 animais), *Rattus norvegicus* (1 animal) e *Thrichomys* sp. (3 animais) todos foram amostrados, pois nenhum foi recapturado (Figura 9) (Tabela 1).

Pequenos mamíferos classificados como Rodentia e Didelphimorphia foram registrados na região Nordeste, em ambiente natural e no bioma Caatinga por Horta et al. (2011) em Cabrobó, Pernambuco, bem como na Bahia e Sergipe por Bezerra et al. (2014). Em uma Reserva de Floresta de Mata Atlântica, em Natal, Rio Grande do Norte, Labruna et al. (2014) capturaram marsupial Didelphidae. No Sudeste do Brasil em Minas Gerais, Saraiva et al. (2012a) registraram Didelphidae e roedores Cricetidae e Echimyidae; no Rio de Janeiro, Oliveira et al. (2014) recuperaram Didelphidae e Muridae; em Rondônia, Martins et al. (2014) notificaram Eretizontidae; na Floresta Amazônica e Pará, Soares et al. (2015) relataram capturas de Didelphidae e roedores Cavidae e Echimyidae e no Mato Grosso do Sul Sponchiado et al. (2015) capturaram Echimyidae e Didelphidae.

No Rio Grande do Norte, através do presente trabalho notifica-se pela primeira vez na cidade de Mossoró a ocorrência em ambiente natural dos marsupiais *Monodelphis domestica* e *Gracilinanus agilis*, bem como dos roedores *Wiedomys* sp., *Thrichomys* sp. e *Rattus norvegicus*.

Figura 9 - Animais capturados. A. *Gracilinanus agilis*; B. *Wiedomys* sp.; Captura em armadilha Tomahawk: C. *Monodelphis domestica*; D. *Thrichomys* sp.; E. *Rattus norvegicus* após anestesia.



Fonte: Acervo da autora

Tabela 1 - Pequenos mamíferos capturados na Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil.

Ordem	Família	Espécie	Nº de indivíduos					
			Capturados			Recapturados		
			M	F	T	M	F	T
Didelphimorphia	Didelphidae	<i>Monodelphis domestica</i>	12	06	18	3	01	04
		<i>Gracilinanus agilis</i>	33	18	51	10	03	13
	Cricetidae	<i>Wiedomys</i> sp.	05	-	05	-	-	-
Rodentia	Muridae	<i>Rattus norvegicus</i>	01	-	01	-	-	-
	Echimyidae	<i>Thrichomys</i> sp.	02	01	03	-	-	-

M=Macho; F=Fêmea; T=Total de indivíduos

5.1 CARRAPATOS

Foram coletados 293 carrapatos. Destes, 287 espécimes estão depositados no acervo entomológico de ectoparasitos do Laboratório de Parasitologia Animal, Departamento

de Ciências Animais da Universidade Federal Rural do Semi-Árido; e seis na Coleção Nacional de Carrapatos (CNC) da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo sob os números de tombo: CNC 3064-3068.

Todos os espécimes de Ixodidae e Argasidae obtidos nos pequenos mamíferos capturados, foram encontrados em estágios imaturos, o que justifica a importância destes animais como hospedeiros no ciclo de vida dos ectoparasitos. Nos marsupiais, dos 14 *M. domestica* (catita) amostrados, um não apresentou infestação para nenhuma espécie de carrapato, onze estavam infestados por *Amblyomma auricularium* (168 larvas e seis ninfas); um com *Ornithodoros mimon* (uma larva) e um com *Ornithodoros* sp. (uma larva). Sete dos 38 *G. agilis* (rato-cachorro) amostrados encontravam-se infestados por *A. auricularium* (11 larvas) e 12 por *O. mimon* (40 larvas).

Em Pernambuco, Nordeste do Brasil, somente Horta et al. (2011), relataram igual ectoparasitismo por *A. auricularium* em marsupial *M. domestica*. Segundo Horta et al. (2011) e Fonseca et al. (2013), no bioma Caatinga, adultos de *A. auricularium* parasitam principalmente animais de médio porte da família Dasypodidae e a espécie Carnívora *Conepatus semistriatus*. Por outro lado, Horta et al. (2011), afirmaram que os principais hospedeiros para larvas e ninfas de *A. auricularium* têm sido animais de pequeno porte, tais como *Galea spixii* e *Thrichomys apereoides*.

Infestação por outras espécies de Ixodidae (*Amblyomma sculptum*, publicado anteriormente como *Amblyomma cajennense*, e *Ixodes amarali*) tem sido registrada para *M. domestica* e *G. agilis*, por Saraiva et al. (2012a) em Minas Gerais; por Sponchiado et al. (2015), em fragmentos de Cerrado, no Mato Grosso do Sul e em São Paulo, por Marques et al. (2004).

No Rio Grande do Norte Labruna et al. (2014) registraram *O. mimon* parasitando *Didelphis albiventris*, espécie de marsupial diferente das relatadas (*G. agilis* e *M. domestica*) no presente estudo. Porém, Sponchiado et al. (2015), igualmente no presente trabalho, notificaram ectoparasitismo de *O. mimon* em *G. agilis*. Este parasitismo de *O. mimon* em *G. agilis*, pode ser justificado pelo fato desta espécie de marsupial ter hábitos noturnos que permitem o encontro em nichos ecológicos compartilhados com os hospedeiros naturais (morcegos) de *O. mimon* (CÁCERES, 2012).

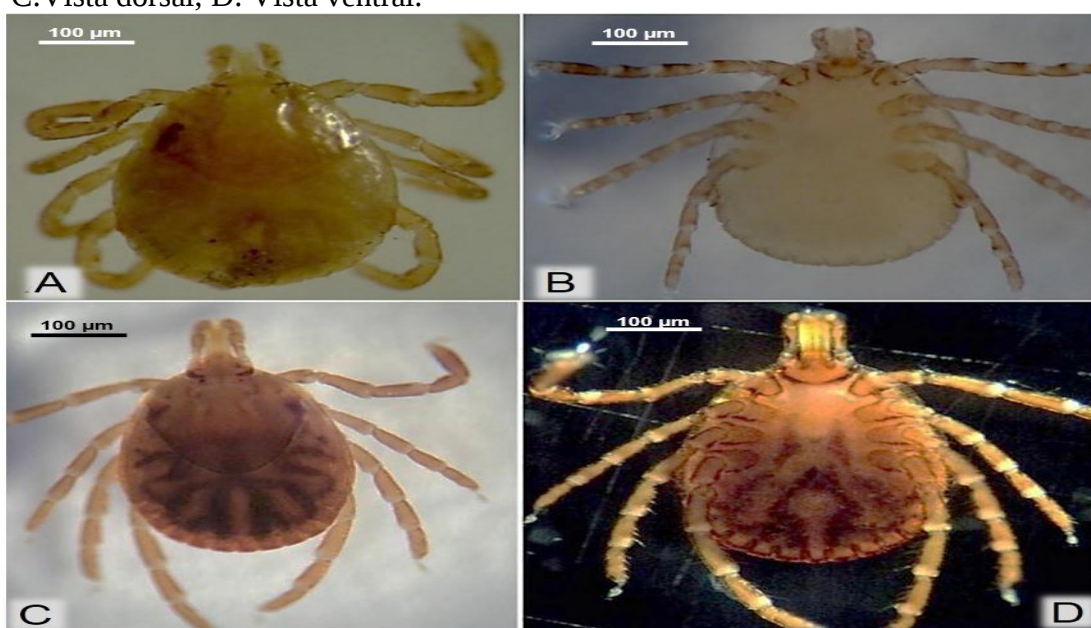
Nos roedores, todos os *Wiedomys* sp. (rato-da-caatinga) e *Rattus norvegicus* (rato-marrom) apresentaram *Amblyomma* sp. (12 e 6 larvas, respectivamente); um dos *Thrichomys* sp. (punaré) apresentou *Ornithodoros* sp. (1 larva) e *O. mimon* (1 larva); e dois

apresentaram *A. auricularium* (10 larvas e 21 ninfas) e *Amblyomma parvum* (15 ninfas) (Figura 10).

Em Pernambuco, *A. parvum* em *Thrichomys* sp. foi registrado no Brasil por Horta et al. (2011) e em Minas Gerais por Saraiva et al. (2012a). Nava et al. (2006) e Guglielmone e Nava (2010) descreveram *A. parvum* como principal espécie que acomete Caviidae classificado nos gêneros *Galea* e *Cavia* durante as suas fases imaturas. Segundo Gerardi et al. (2013) estes roedores não desenvolvem resistência a infestações sucessivas dadas por este ectoparasito e possibilita que um maior número de descendentes sejam gerados a partir de estágios (larvas e ninfas) que se alimentaram em espécies hospedeiras Caviidae. Assim, a infestação de *A. parvum* em *Thrichomys* sp. pode ser explicada devido o alto grau de parentesco e semelhanças morfológicas e comportamentais entre espécies de Caviidae e Echimyidae Sulamericanas (BONVICINO et al., 2002; REIS et al., 2006; BONVICINO et al., 2008).

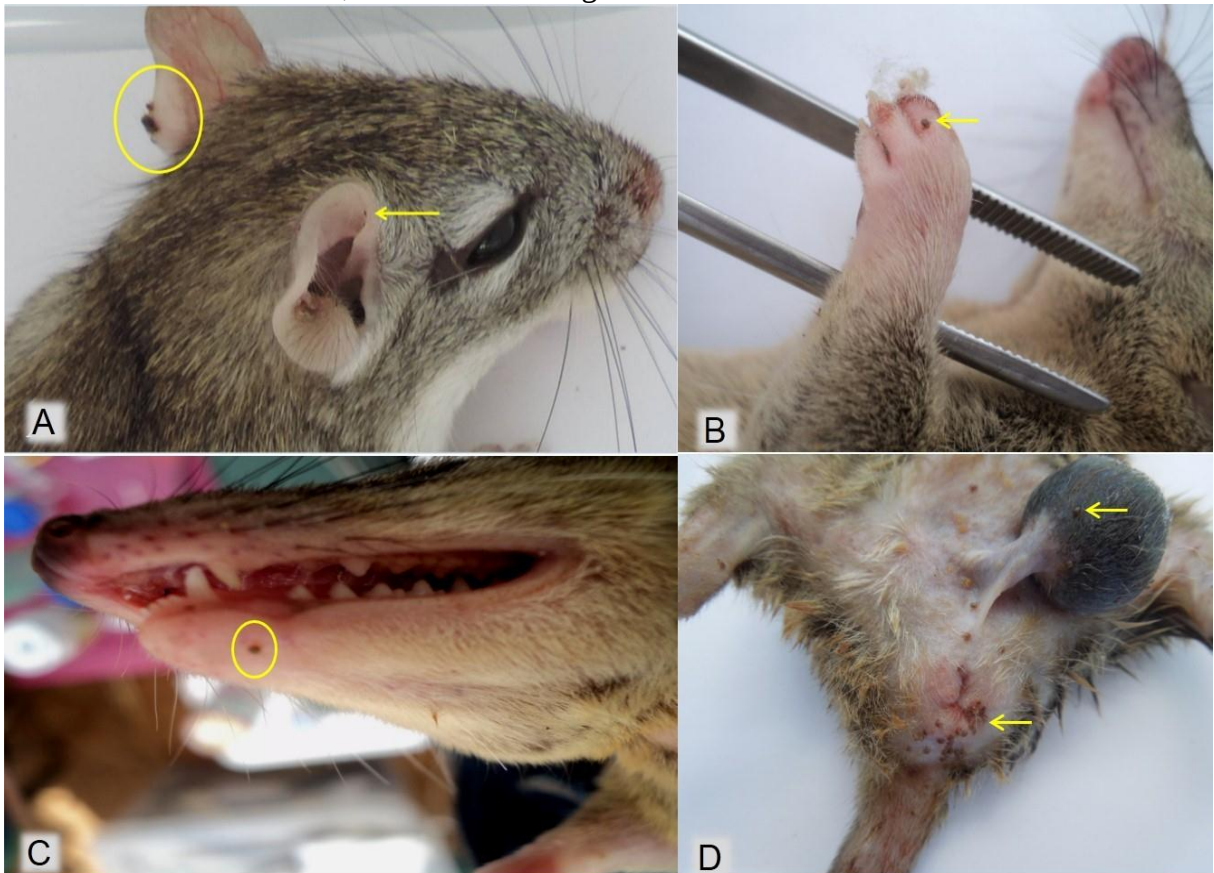
Os carrapatos *A. parvum*, *A. auricularium* e *O. mimom* coletados na presente pesquisa, foram observados nos roedores e marsupiais nas regiões corpóreas dos pavilhões auriculares, membros, área inferior da mandíbula, região anal e testículos (Figura 11). Em roedores, Ixodidae foi igualmente notificado por Bittencourt e Rocha (2002), no Rio de Janeiro infestando os membros de Echimyidae.

Figura 10 - Carrapatos coletados. Ninfa de *Amblyomma auricularium* (objetiva 5.6x): A. Vista dorsal; B. Vista ventral; Ninfa de *Amblyomma parvum* (objetiva 5.6x): C. Vista dorsal; D. Vista ventral.



Fonte: Acervo da autora

Figura 11 - Parasitismo por carrapatos em roedores e marsupiais capturados. A. Ixodidade no pavilhão auricular de roedor; Marsupial: B. Argasidae no membro anterior; C. Argasidae na área inferior da mandíbula; D. Ixodidae na região anal e testículos.



Fonte: Acervo da autora

Quanto aos índices parasitários dos Ixodidae e Argasidae coletados, observou-se nos hospedeiros estudados, que *M. domestica*, apresentou maiores valores de prevalência para *A. auricularium*. *G. agilis*, para *O. mimon* e *Thrichomys* sp., para *A. parvum* e *A. auricularium* (Tabela 2). *G. agilis* apresentou infestação não apenas para os carrapatos Argasidae, mas também para Ixodidae. *G. agilis* é citado na literatura como um hospedeiro que geralmente não apresenta infestação por ectoparasitos. Este fato foi registrado por Vieira (2014) no município de Campo Grande no Mato Grosso do Sul. Segundo este autor a não infestação observada para este hospedeiro marsupial é justificada pelo fato de *G. agilis* apresentar hábito comportamental de está constantemente se limpando e muitas vezes alimentando-se de fragmentos existentes sobre sua pelagem, o que não foi observado na presente pesquisa.

Tabela 2 - Índices parasitários de Prevalência, Abundância e Intensidade Média dos carrapatos Ixodidae e Argasidae coletados de pequenos mamíferos da Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil.

Hospedeiro (N)	Hospedeiros positivos	Ectoparasito	Nº de Ectoparasitos	Índices Parasitários		
				Prevalência (%)	Abundância	Intensidade Média
	11	<i>A. auricularium</i>	174	78,5	12,4	15,8
<i>Monodelphis domestica</i> (14)	1	<i>Ornithodoros</i> sp.	1	7,0	0,07	1,0
	1	<i>O. mimon</i>	1	7,0	0,07	1,0
	7	<i>A. auricularium</i>	11	18,4	0,3	1,6
<i>Gracilinanus agilis</i> (38)	12	<i>O. mimon</i>	40	31,6	1,1	3,3
	5	<i>Amblyomma</i> sp.	12	100	2,4	2,4
<i>Wiedomys</i> sp.(5)	5	<i>Amblyomma</i> sp.	12	100	2,4	2,4
<i>Rattus norvegicus</i> (1)	1	<i>Amblyomma</i> sp.	6	100	6,0	6,0
	2	<i>A. auricularium</i>	31	66,6	10,3	15,5
	2	<i>A. parvum</i>	15	66,6	5,0	7,5
<i>Thrichomys</i> sp. (3)	1	<i>Ornithodoros</i> sp.	1	33,3	0,33	1,0
	1	<i>O. mimon</i>	1	33,3	0,33	1,0

N= número de hospedeiros examinados

5.1.1 Morfometria e quetotaxia das larvas de Argasidae

A morfometria e quetotaxia foram realizadas em larvas de *O. mimon* coletadas nos hospedeiros *Thrichomys* sp. (1 larva) e *G. agilis* (10 larvas) e *Ornithodoros* sp. (1 larva), obtida de *M. domestica*.

A larva de *O. mimon* coletada em *Thrichomys* sp. apresentou idiossoma circular com placa dorsal no formato de pera e hispotômio de ápice arredondado (Figura 12). Estas características foram igualmente descritas por Kohls et al. (1969) na Bolívia e Barros-Battesti et al. (2011) em São Paulo, quando estudaram larvas também de *O. mimon*.

Da morfometria e análise de alguns caracteres do dorso, ventre, placa dorsal, capítulo, palpos e hispotômio feita na larva de *O. mimon*, o número de setas dorsais, dorsolaterais, centrais e a observação da presença ou ausência de dentes nas fileiras do hipostômio, foram decisivas na diferenciação e classificação desta larva, já que estas são características que normalmente não varia em *O. mimon* (Tabela 3). Fato este, concorda com

Venzal et al. (2008) que usaram iguais caracteres para diferenciar larvas de outras espécies identificadas também no gênero *Ornithodoros*.

Figura 12 - Larva de *Ornithodoros mimon* (objetiva 10X): A. Vista dorsal; B. Vista ventral.



Fonte: Acervo da autora

Tabela 3 - Morfometria da larva de *Ornithodoros mimon* obtida em *Thrichomys* sp.

Caracteres	Valores (µm)
Estado de alimentação	Ingurgitada
Placa dorsal: comprimento	166,78
Setas dorsal: total de pares	14
Setas dorsais: total de pares dorsolaterais	11
Setas dorsal: pares central	3
Setas ventrais: total de pares	7 + 1Pms
Placa dorsal: largura	130,65
Comprimento da base do capítulo até a inserção do hipostômio	158,38
Comprimento base do capítulo	184,10
Largura do capítulo	210,49
Comprimento do palpo	202,65
Comprimento do artículo I	52,11
Comprimento do artículo II	71,92
Comprimento do artículo III	60,67
Comprimento do artículo IV	41,20
Largura do artículo I	34,32
Largura do artículo II	40,65
Largura do artículo III	35,43
Largura do artículo IV	17,53
Hipostômio: largura da base	52,55
Dentes na fila 3	Ausente
Tarso I: comprimento	131,61
Tarso I: largura	59,56

Pms: Posteromedial

Nos 10 espécimes de *O. mimon* obtidos de *G. agilis*, nem sempre foi possível analisar os 43 caracteres descritos na Tabela 4, uma vez que os mesmos foram perdidos durante a manipulação ou procedimento de coleta das larvas. Para os caracteres: comprimento da larva com capítulo, comprimento das setas centrais, poshipostomais, comprimento do capítulo, comprimento do palpo e seus artículos I, II, III e IV e largura do hipostômio, foi feita a observação de no mínimo 4 e no máximo 9 larvas para os caracteres descritos.

Nestas larvas de *O. mimon*, observou-se na sua morfologia: estado de alimentação ingurgitada, cápsula do órgão de Haller reticulada, placa dorsal em forma de pera, 14 pares de setas dorsais (11 dorsolaterais, três centrais) e sete pares ventrais mais um par anal. Nos palpos, no artículo I nenhuma seta foi observada. Nos artículos II encontrou-se quatro setas; no artículo III cinco e no IV nove setas. O hipostômio apresentou um ápice arredondado, 15 dentes na fila um, 12 na dois, cinco na três e três na quatro. A fórmula dental apical, medial e basal foi respectivamente de: 4.4/3.3, 2.2 e 2.2.

Das características descritas para estas larvas, somente o números de setas dorsais, dentes na fila 1 e 2 do hipostômio e a largura da placa dorsal, foram diferentes das descrições feitas por Barros-Battesti et al. (2011) ao analisar *O. mimon*, também em fase de larva. Porém, foram iguais ao observado por Kohls et al. (1969) quando fizeram as primeiras descrições para estas espécies de larvas. As semelhanças e diferenças encontradas entre as larvas da presente pesquisa e as de Kohls et al. (1969) e Barros-Battesti et al. (2011) podem ser justificadas pelo grau de ingurgitamento que a larva se encontrava (pouco, parcialmente ou completamente ingurgitada) ao ser analisada.

Tabela 4 - Morfometria das larvas de *Ornithodoros mimon* coletadas em *Gracilinanus agilis*.

Nº larvas	Caracteres	Média ± D.P	Min-Max	CV%
5	Comprimento com capítulo	1104,86 ± 135,25	933,54 – 1244,39	12,24
10	Comprimento sem capítulo	967,62 ± 135,94	777,23 – 1185,88	14,04
10	Largura do idiossoma	800,70 ± 109,79	688,10 – 976,86	13,71
10	Placa dorsal: comprimento	165,98 ± 12,35	142,16 – 185,08	7,44
10	Placa dorsal: largura	139,85 ± 6,42	137,11 – 149,03	4,59
10	Seta dorsal anterolateral:Al1	71,01 ± 5,63	60,51 – 79,53	7,93
10	Seta dorsal anterolateral:Al2	59,71 ± 3,45	51,90 – 65,06	5,78
10	Seta dorsal anterolateral:Al3	60,67 ± 3,39	52,33 – 65,25	5,59
10	Seta dorsal anterolateral:Al4	64,10 ± 4,40	56,11 – 69,59	6,87
10	Seta dorsal anterolateral:Al5	56,57 ± 4,16	49,05 – 60,66	7,36
10	Seta dorsal anterolateral:Al6	64,30 ± 4,52	56,24 – 69,55	7,03
10	Seta dorsal anterolateral:Al7	63,53 ± 3,20	58,92 – 67,96	5,03

Continuação da Tabela 4

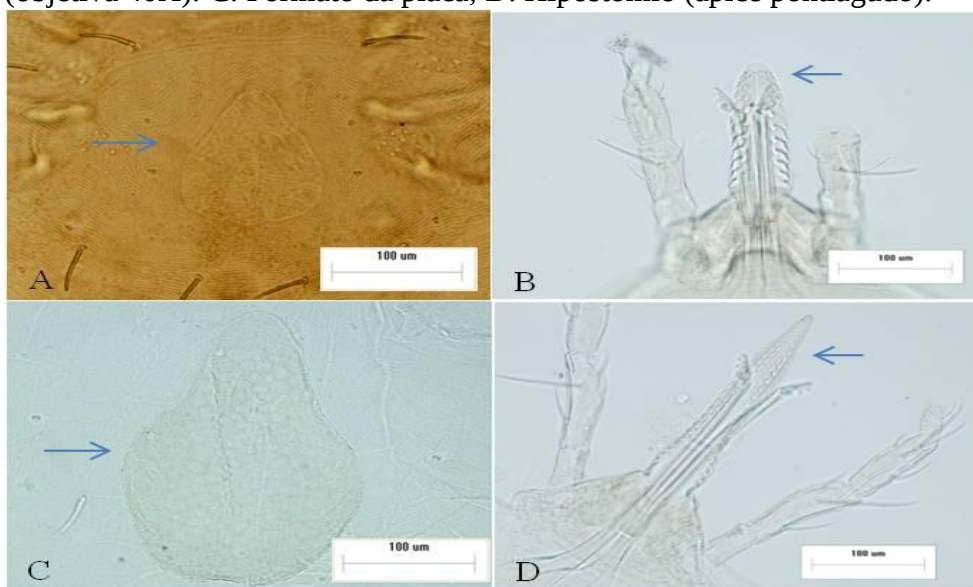
Nº larvas	Caracteres	Média $\pm$ D.P	Min-Max	CV%
10	Seta dorsal posterolateral:PI1	77,64 $\pm$ 4,59	72,16 – 83,33	5,91
10	Seta dorsal posterolateral:PI2	86,61 $\pm$ 6,26	78,06 – 94,09	7,23
10	Seta dorsal posterolateral:PI3	87,53 $\pm$ 8,21	69,03 – 98,56	9,37
10	Seta dorsal posterolateral:PI4	83,74 $\pm$ 7,62	71,06 – 95,39	9,10
10	Seta central: C1	71,39 $\pm$ 6,58	58,43 – 76,27	9,22
9	Seta central: C2	64,17 $\pm$ 4,04	59,55 – 71,32	6,30
9	Seta central: C3	64,65 $\pm$ 5,16	57,69 – 73,97	7,98
10	Seta esternal: St1	44,33 $\pm$ 2,57	38,99 – 47,39	5,80
10	Seta esternal: St2	42,01 $\pm$ 2,21	37,72 – 44,62	5,26
10	Seta esternal: St3	40,86 $\pm$ 1,86	38,59 – 44,24	4,55
10	Seta circuanal: Ca1	37,03 $\pm$ 2,51	32,66 – 40,66	6,78
10	Seta circuanal: Ca2	49,87 $\pm$ 2,54	47,25 – 55,97	5,10
10	Seta circuanal: Ca3	54,66 $\pm$ 4,27	47,67 – 60,99	7,82
10	Seta posteromedial: Pms	51,22 $\pm$ 4,97	43,45 – 58,58	9,70
10	Seta poscoxal: Pc	34,67 $\pm$ 4,21	27,45 – 41,13	12,16
10	Seta da placa anal: As	46,56 $\pm$ 3,78	40,54 – 51,58	8,11
9	Comprimento capítulo Ph1	74,66 $\pm$ 7,49	62,69 – 77,95	10,03
4	Comprimento do capítulo	235,58 $\pm$ 7,08	229,49 – 245,82	3,00
10	Largura do capítulo	180,77 $\pm$ 9,59	168,76 – 193,90	5,31
9	Seta Poshipostomal Ph1	9,90 $\pm$ 2,84	5,47 – 13,49	28,76
7	Seta Poshipostomal Ph2	16,72 $\pm$ 1,86	15,04 – 18,49	11,17
9	Distância Ph1 - Ph1	24,96 $\pm$ 2,63	20,65 – 28,64	10,57
7	Distância Ph2 - Ph2	85,41 $\pm$ 4,17	80,75 – 90,76	4,89
9	Comprimento do palpo	206,21 $\pm$ 3,70	203,12 – 211,71	1,79
9	Comprimento artículo I	49,83 $\pm$ 1,12	48,41 – 51,84	2,26
9	Comprimento artículo II	68,61 $\pm$ 6,78	57,07 – 76,45	9,88
9	Comprimento artículo III	68,62 $\pm$ 2,26	65,13 – 71,27	3,30
9	Comprimento artículo IV	37,18 $\pm$ 2,02	35,64 – 40,92	5,44
4	Hipostômio: largura	50,62 $\pm$ 2,50	48,02 – 51,03	4,95
9	Tarso I: comprimento	153,93 $\pm$ 5,15	145,83 – 158,76	3,34
9	Tarso I: largura	57,84 $\pm$ 3,54	53,93 - 61,96	6,12

D.P.: Desvio padrão; CV%: Coeficiente de variação a 95%; Min-Max: Valores mínimos e máximos.

A larva de Argasidae obtida em *M. domestica* apresentou forma da placa dorsal, formato do ápice e fórmula dental do hipostômio diferente da larva de *O. mimom* descrita na presente pesquisa (Figura 13). Através da morfometria realizada em alguns dos seus caracteres (Tabela 5), foi possível classificá-la no gênero *Ornithodoros*. Pelas análises feita no hipostômio e placa dorsal desta larva, é possível afirmar que a mesma trata-se de uma espécie

diferente e ainda não registrada para o estado do Rio Grande do Norte. A identificação deste espécime de Argasidae até o menor nível taxonômico, não foi possível através do presente trabalho, por perda de parte do idiossoma durante a coleta do mesmo.

Figura 13 - Larva de *Ornithodoros mimon* (objetiva 40X): A. Formato da placa; B. Hipostômio (ápice arredondado). Larva de *Ornithodoros* sp. (objetiva 40X): C. Formato da placa; D. Hipostômio (ápice pontiagudo).



Fonte: Acervo da autora

Tabela 5 - Morfometria da larva de *Ornithodoros* sp. obtida em *Monodelphis domestica*.

Caracteres	Valores (µm)
Estado de alimentação	Ingurgitada
Placa dorsal: comprimento	310,80
Placa dorsal: largura	217,92
Comprimento da base do capítulo até Ph1	142,38
Comprimento da base do capítulo até a inserção do hipostômio	158,38
Comprimento do capítulo	394,28
Largura do capítulo	210,49
Seta Poshipostomal Ph1	14,04
Seta Poshipostomal Ph2	25,23
Distância Ph1 - Ph1	21,68
Distância Ph2 - Ph2	77,30
Comprimento do palpo	283,22
Comprimento artícuo I	54,15
Comprimento artícuo II	105,78
Comprimento artícuo III	92,16
Comprimento artícuo IV	46,89

Continuação da Tabela 5

Caracteres	Valores (µm)
Setas do artículo I	0
Setas do artículo II	5
Setas do artículo III	5
Setas do artículo IV	9
Hipostômio: comprimento até a ponta de Ph1	246,44
Hipostômio: comprimento até a parte denteada inferior	218,96
Hipostômio: largura	42,74
Hipostômio: Ápice	Pontiagudo
Formula dental apical	2.2
Formula dental medial	3.3/2.2
Formula dental basal	2.2
Dentes na fila 1	25-26
Dentes na fila 2	22-23
Dentes na fila 3	7
Dentes na fila 4	Não possui
Tarso I: comprimento	171,64
Tarso I: largura	66,42

5.1.2 Análises moleculares das larvas de carrapatos Ixodidae e Argasidae

As larvas de *A. auricularium* analisadas através da PCR amplificaram fragmentos que comparados com sequências presentes no GenBank apresentaram 99-100% de identidade com *A. auricularium* obtido de *C. semistriatus* por Saraiva et al. (2013), em Ibimirim, Pernambuco (GenBank KC202817). Já as larvas de *O. mimon* apresentaram identidade de 100% com *O. mimon* coletado em *D. albiventris* por Labruna et al. (2014), em Natal, (RN) (GenBank KC677679) e em Ipojuca (PE) (GenBank KC677676).

As sequências de *A. auricularium* e *O. mimon* obtidas através da presente pesquisa, estão submetidas no GenBank sob número de acesso KR869153 para *O. mimon* e KR869154-KR869156 para *A. auricularium*.

5.2 ÁCAROS

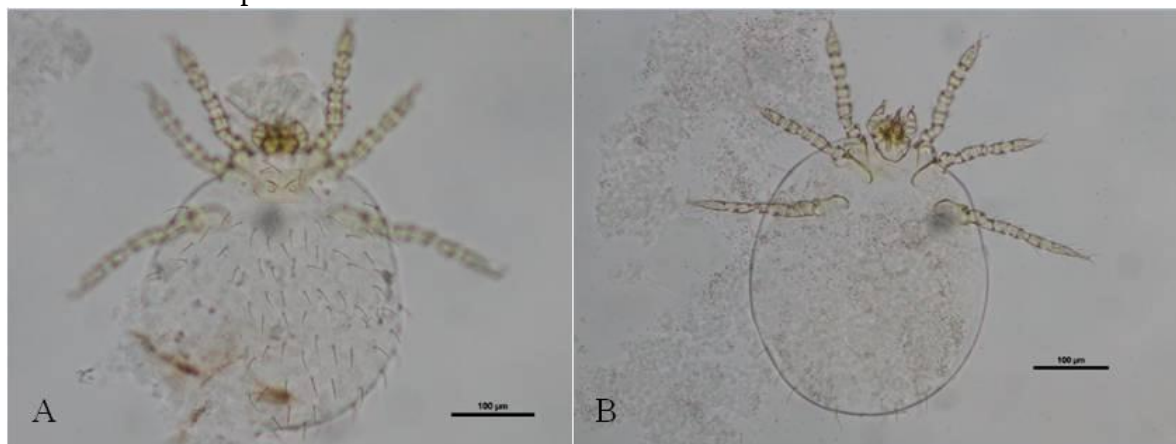
Foram coletados nos marsupiais e roedores 1.644 ácaros. Destes, 51 estão depositados em meio líquido e 21 em lâminas montadas com meio de Hoyer, na Coleção de

Acari do Instituto Butantan (IBSP), sob os números de tombo: IBSP: 12103 - 12106 - 12116 - 12125. Os demais espécimes estão no acervo entomológico de ectoparasitos do Laboratório de Parasitologia Animal do Departamento de Ciências Animais da UFERSA.

Todos os ácaros coletados em Rodentia e Didelphimorphia capturados foram observados em diferentes estágios de vida (larva, ninfa e adulto). Através da análise do cerúmen e amostras de raspados cutâneos obtidos dos animais, somente encontrou-se parasitismo em um espécime de *M. domestica* por ácaros da família Trombiculidae e gêneros *Quadrasetia* sp. e *Eutrombicula* sp. (Figura 14).

Em marsupiais, ácaros Trombiculidae foram registrados em *M. domestica* e *Marmosa agilis* por Goff e Gettinger (1989) no Mato Grosso, Centro-Oeste do Brasil. Em roedores, Regolin et al. (2015) notificaram *Eutrombicula* sp. no Caviidae *Cavia intermedia* em Santa Catarina (RS). Na Argentina, Rio de la Plata, Navone et al. (2009), relataram *Eutrombicula alfreddugesi* no Cricetidae *Oligoryzomys flavescens*. No Peru, Dittmar (2002) e Cruz et al. (2003) notificaram *Eutrombicula bruyanti* nos roedores *Cavia aperea* e na Polônia, Moniuszko e Małol (2014) e Stekolnikov et al. (2014) registraram infestação de *Eutrombicula* sp. em humanos.

Figura 14 - Trombiculidae (Objetiva 10x): A. Larva de *Quadrasetia* sp.; B. Larva de *Eutrombicula* sp.



Fonte: Acervo da autora

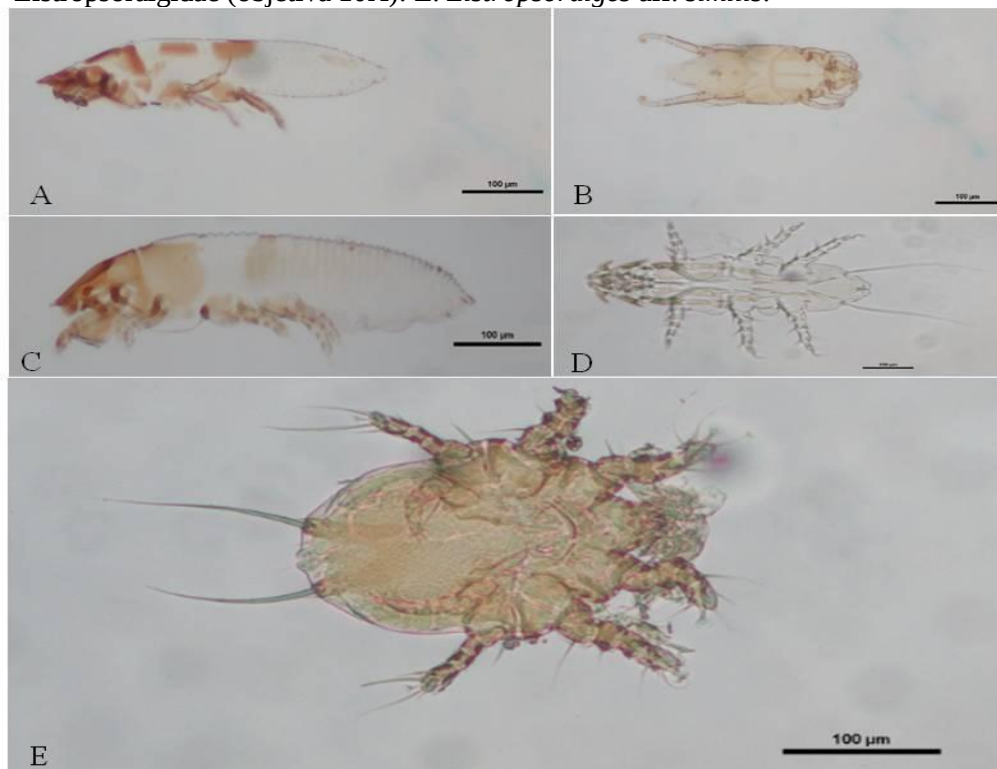
Do penteamento e coleta de pelos nos marsupiais a espécie *M. domestica* apresentou oito espécimes parasitados por *Metachiroecius* sp., oito por *Aeromychirus* sp., cinco com *Radfordia* sp. e dois com o macronissídio *Ornityssus pereirai*. Em *G. agilis* foi observado parasitismo em cinco dos 38 animais analisados por Listrophoridae, quatro com *Listropsoralges* aff. *similis* e dez com *Radfordia* sp. (Figura 15) (Tabela 6). Infestação por ácaros *Listropsoralges* foi igualmente descrita por Bochkov et al. (2013) para *G. agilis*, em

Santa Catarina, Rio Grande do Sul e diferente da presente pesquisa, estes autores notificaram em *M. domestica*. Segundo Fonseca (1936) *G. agilis* ainda pode ser infestado por *O. pereirai*

A associação de *Aeromychirus* sp. com o marsupial *M. domestica* observada na presente pesquisa, diferencia-se dos relatos feitos por Fain (1978) e Bochkov (2010). Segundo estes autores, *Aeromychirus* sp. normalmente parasita roedores Sciuridae (esquilos). A infestação de *Aeromychirus* sp. em *M. domestica*, pode ser justificada pelo fato deste marsupial ter hábitos carnívoros e possivelmente, adquiriu estes Listrophoridae pela predação de roedores parasitados, já que esses ácaros são poucos específicos (FREITAS, 2012). Segundo Bochkov (2010) o contrário também pode acontecer, ou seja, se um roedor preda um marsupial infestado poderá no futuro apresentar o parasitismo.

Da ectofauna recuperada nos marsupiais *M. domestica* e *G. agilis*, os mais prevalentes foram *Metachiroecius* sp. e *Radfordia* sp. Macronyssidae somente foi encontrado em *M. domestica* e Listropsoralgidae em *G. agilis* (Tabela 6). Niere-Bastos et al. (2011) igualmente notificaram na região Nordeste do Brasil, parasitismo em *M. domestica* por *O. pereirai* e diferente da presente pesquisa, Bochkov et al. (2013) registraram Listropsoralgidae para *M. domestica*.

Figura 15 - Listrophoridae (objetiva 10X): A. *Metachiroecius* sp.; B. *Aeromychirus* sp.; C. *Amlistrophorus* sp. Myobiidae (objetiva 10X): D. *Radfordia* sp.; Listropsoralgidae (objetiva 10X): E. *Listropsoralges* aff. *similis*.



Fonte: Acervo da autora

Tabela 6 - Índices parasitários dos ácaros associados com marsupiais da Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil.

Hospedeiro (N)	Hospedeiros positivos	Ectoparasito	Nº de Ectoparasitos	Índices Parasitários		
				Prevalência (%)	Abundância	Intensidade Média
<i>Monodelphis domestica</i> (14)	8	<i>Metachiroecius</i> sp.	992	57	70,9	124
	8	<i>Aeromychirus</i> sp.	23	57	1,6	2,9
	5	<i>Radfordia</i> sp.	90	35,7	6,4	18
	2	<i>O. pereirai</i>	32	14,2	2,2	16
<i>Gracilinanus agilis</i> (38)	5	Listrophoridae	39	13,2	1,0	7,8
	4	<i>L. aff. similis</i>	9	10,5	0,2	2,2
	10	<i>Radfordia</i> sp.	24	26,3	0,6	2,4

N= número de hospedeiros examinados

Nos roedores, através do penteamento e coleta de pelos, coletou-se nos cinco *Wiedomys* sp. ácaros *Amlistrophorus* sp. e somente em um deles espécimes de *Radfordia* sp. (Figura 15). *Radfordia* sp. foi igualmente descrita em roedores Cricetidae, por Bochkov e Guzmán-Cornejo (2014) na Argentina e Colombia. Segundo Bochkov e Fain (1997, 2003), estes ácaros comumente infestam roedores Muridae e gênero *Rattus* sp., o que divergiu da presente pesquisa.

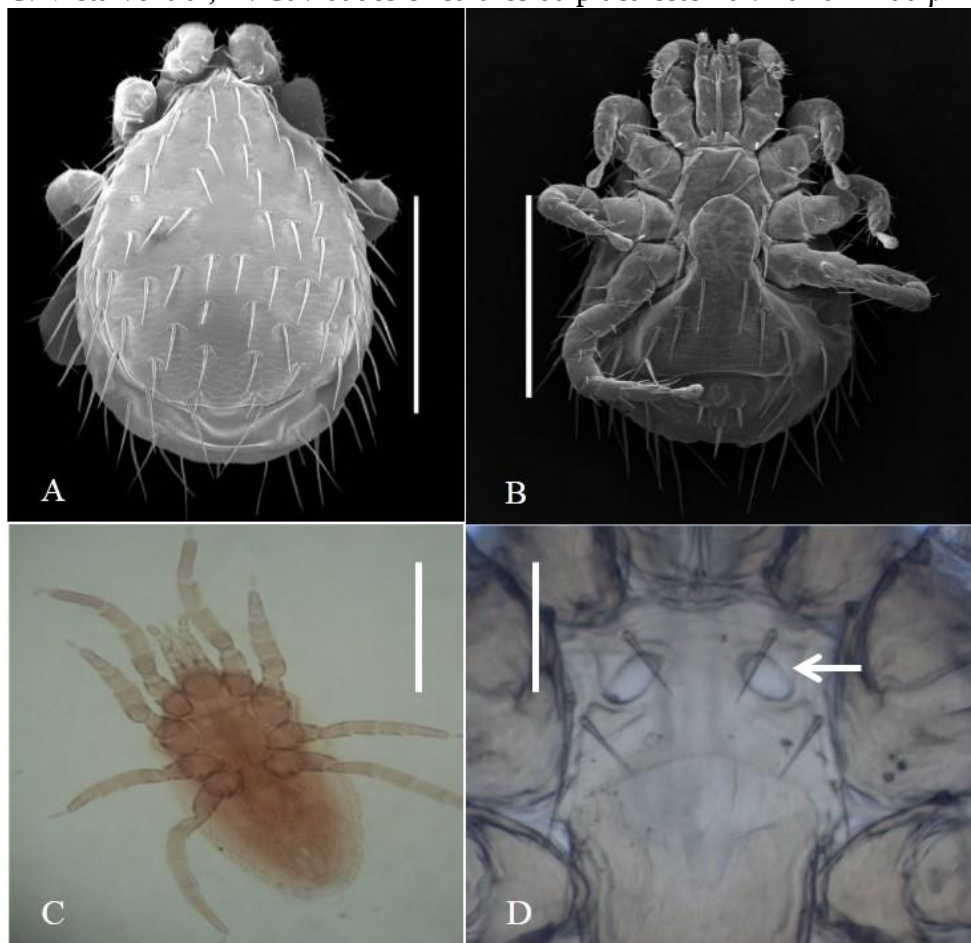
Ácaros Listrophoridae foram descritos como parasitas primários de roedores e secundários de marsupiais (FAIN, 1981; BOCHKOV, 2011). Apesar de muito rica a fauna classificada dentro desta família, pouco se tem explorado e registrado o parasitismo sobre suas espécies hospedeiras. Para o gênero *Amlistrophorus*, Sikora e Bochkov (2012) afirmaram que estes ácaros estão associados com roedores sulamericanos da família Cricetidae, o que corrobora com a associação parasitaria destes Listrophoridae com o Cricetidae *Wiedomys* sp. descrita no presente estudo.

Em *Thrichomys* sp. observou-se ectoparasitismo por Listrophoridae e *O. pereirai* em dois dos três espécimes capturados. O laelapídeo *Tur lativentralis* ocorreu nos três *Thrichomys* sp. (Tabela 7). *O. pereirai* foi igualmente notificado em *Thrichomys* sp. por Nieri-Bastos et al. (2011) e Saraiva et al. (2012b) para Bahia e Minas Gerais, respectivamente. Segundo Nieri-Bastos et al. (2011), este macronissídeo acomete roedores e marsupiais nos estados do Ceará, Alagoas, Maranhão, Paraíba e Pernambuco. Este ácaro tem morfologia muito semelhante a outros Macronyssidae, porém foi possível diferenciá-lo de

outras espécies através da observação de um par de cavidades circulares existente em sua placa esternal (Figura 16).

Dos ácaros coletados nos roedores os mais prevalentes e abundantes foram *Amlistrophorus* sp. em *Wiedomys* sp. e *T. lativentralis*, encontrado em todos os espécimes de *Thrichomys* sp. examinados (Tabela 7). Prevalência de 100% de infestação por *T. lativentralis* em *Thrichomys* sp. foi registrada em estudos prévios realizados por Werneck (1942) no estado do Ceará e por Fonseca (1958) na Paraíba. Saraiva et al. (2012b), no Sudeste de Minas Gerais, obtiveram igual resultado para os índices de Prevalência e Intensidade Média, porém divergiu no índice de Abundância, que foi de 64,5, e no presente estudo foi de 22,3 (Tabela 7). Segundo estes autores *T. lativentralis* caracteriza-se por ter placa esternal, anal e genitoventral, nitidamente separadas nas fêmeas, nas quais esta última placa apresenta-se dilatada e com bordo posterior de forma quase triangular (Figura 16).

Figura 16 - Microscopia eletrônica de varredura de *Tur lativentralis*: A. Fêmea dorsal; B. Fêmea ventral. *Ornitonyssus pereirai* (objetiva 10X): C. Vista ventral; D. Cavidades circulares da placa esternal. Barra = 100 μ m.



Fonte: Acervo da autora

Tabela 7 - Índices parasitários dos ácaros associados com roedores da Estação Experimental Rafael Fernandes, Mossoró, RN, Brasil.

Hospedeiro (N)	Hospedeiros positivos	Ectoparasito	Nº de Ectoparasitos	Índices Parasitários		
				Prevalência (%)	Abundância	Intensidade Média
<i>Wiedomys</i> sp. (5)	5	<i>Amlistrophorus</i> sp.	499	100	99,8	99,8
	1	<i>Radfordia</i> sp.	6	20	1,2	6
<i>Thrichomys</i> sp. (3)	2	Listrophoridae	16	66,6	5,3	8
	2	<i>O. pereirai</i>	56	66,6	18,6	28
	3	<i>T. lativentralis</i>	67	100	22,3	22,3

N= número de hospedeiros examinados

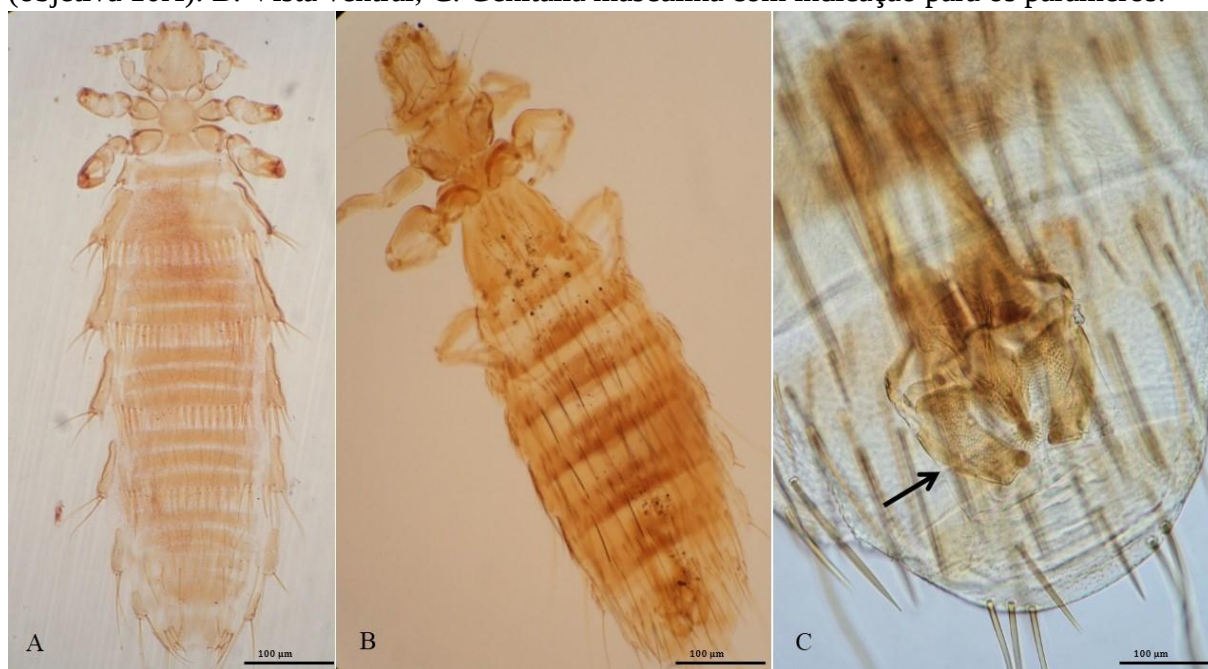
5.3 PIOLHOS

Foram coletados 56 piolhos, todos depositados no acervo entomológico de ectoparasitos do Laboratório de Parasitologia Animal do Departamento de Ciências Animais da UFERSA. Infestação por estes ectoparasitos somente foi observada no roedor *R. norvegicus* capturado, que apresentou prevalência de 100%, abundância e intensidade média de 7,0 para os sete espécimes de *Polyplax spinulosa* coletados. Dois dos três *Thrichomys* sp. capturados apresentaram prevalência de 66,6%, abundância média 15,6 e intensidade média 23,5 para os 47 espécimes de *Eogyrpus lenti lenti* obtidos deste hospedeiro. Dos três *Thrichomys* sp. um apresentou dois espécimes de *Polyplax spinulosa*, sendo os seus índices parasitários de prevalência 33,3%, abundância média 0,66 e intensidade média 2,0.

Ectoparasitismo pelos Phthiraptera *P. spinulosa* e *E. lenti lenti* em ambos os hospedeiros, foi observado em Mossoró no Rio Grande do Norte por Pereira et al. (2015) e em Minas Gerais, por Saraiva et al. (2012b), porém com índices parasitários sempre maiores dos que os apresentados na presente pesquisa para *E. lenti lenti* e em todos os *Thrichomys* sp. estudados no presente trabalho. Werneck (1942) afirmou que *E. lenti lenti* acomete espécies de roedores Echimyidae nos estados brasileiros do Ceará, Bahia e Goiás. Para *P. spinulosa* Linardi et al. (1987), Yoshizawa et al. (1996) e Kia et al. (2009) afirmaram que o mesmo comumente infesta o Muridae *R. norvegicus*; porém Regolin et al. (2015) notificaram esta espécie em Santa Catarina, Sudeste do Brasil, para Caviidae.

P. spinulosa e *E. lenti lenti* foram classificados por reconhecimento de características únicas da morfologia destas espécies. Em *P. spinulosa*, observou-se nos espécimes macho e fêmea as placas paratergais III a V somente com um ângulo apical dorsal. Já em *E. lenti lenti*, observou-se nos machos, os parâmeros espessos e visivelmente curvados, com margem pósteromedial de projeção arredondada (Figura 17).

Figura 17 - *Polyplax spinulosa* (objetiva 10X): A. Vista ventral. *Eogyropus lenti lenti* macho (objetiva 10X): B. Vista ventral; C. Genitália masculina com indicação para os parâmeros.



Fonte: Acervo da autora

Diante de todas as notificações descritas no presente trabalho vale enfatizar o registro das associações parasitárias entre os Ixodidae, Argasidae, Listrophoridae, Myobiidae, Macronyssidae, Laelapidae, Gyropidae, Polyplacidae e os pequenos mamíferos marsupiais *M. domestica*, *G. agilis*, e os roedores *Wiedomys* sp., *R. norvegicus* e *Thrichomys* sp. como sendo inédito para Mossoró, Rio Grande do Norte. Estas espécies ectoparasitárias podem ter grande importância ecológica como parte da estrutura da comunidade da fauna de uma área de reserva legal no bioma Caatinga, a Estação Experimental Rafael Fernandes da UFRSA. Neste ambiente, os ectoparasitos estudados podem ser indicadores eficazes da qualidade ambiental. Além disso, os carrapatos, ácaros e piolhos registrados através da presente pesquisa podem ser vetores importantes de agentes patogênicos que provocam doenças em animais domésticos, silvestres e humanos.

6 CONCLUSÕES

Os pequenos mamíferos capturados na Estação Experimental Rafael Fernandes da Universidade Federal Rural do Semi-Árido e notificados pela primeira vez em Mossoró, Rio Grande do Norte, corresponderam as espécies *Monodelphis domestica*, *Gracilinanus agilis*, *Wiedomys* sp., *Thrichomys* sp. e *Rattus norvegicus*;

Identificou-se em *M. domestica* os ectoparasitos *Amblyomma auricularium*, *Ornithodoros* sp., *Ornithodoros mimon*, *Quadrasetta* sp., *Eutrombicula* sp., *Metachiroecius* sp., *Aeromychirus* sp., *Radfordia* sp. e *Ornithonyssus pereirai*. No marsupial *G. agilis*, *A. auricularium*, *O. mimon*, Litrophoridae, *Listropsoralges* aff. *similis* e *Radfordia* sp.;

No roedor *Wiedomys* sp. identificou-se *Amblyomma* sp., *Amlistrophorus* sp. e *Radfordia* sp. Para o hospedeiro *Thrichomys* sp., coletou-se *A. auricularium*, *Amblyomma parvum*, *Ornithodoros* sp., *O. mimon*, Litrophoridae, *O. pereirai* e *Tur lativentralis*, além dos piolhos *Polyplax spinulosa* e *Eogyropus lenti lenti*. Em *R. norvegicus* obteve-se os piolhos *P. spinulosa*;

Quanto a morfometria das larvas de *Ornithodoros mimon* observou-se que a fórmula dental apical, medial e basal do hipostômio, principal caracter para classificação dos carrapatos, foi 4.4/3.3, 2.2 e 2.2, respectivamente;

Os caracteres da quetotaxia considerados de maior relevância para identificação das larvas *Ornithodoros mimon* foram as setas dorsais que compreenderam 14 pares e as ventrais que corresponderam sete pares;

Os índices parasitários em *M. domestica* foi maior para o carrapato *A. auricularium* e o ácaro *Metachiroecius* sp. Em *G. agilis*, para *O. mimon* e *Radfordia* sp. Em *Wiedomys* sp., para o ácaro *Amlistrophorus* sp. Em *Thrichomys* sp., para os carrapatos *A. auricularium*, *A. parvum* e o ácaro *T. lativentralis*. Em *R. norvegicus* foi para *Amblyomma* sp.

REFERÊNCIAS

- AHID, S.M.M. et al. Ocorrência de *Lynxacarus radovskyi* (Tenório, 1974) em gatos no município de Mossoró-RN. **Revista Nossa Clínica**, v.8, p.56-60, 2005.
- ALMEIDA, A.J.; FREITAS, M.M.F.; TALAMONI, S.A. Use of space by the Neotropical caviomorph rodent *Thrichomys apereoides* (Rodentia: Echimyidae). **Zoologia**, v.30, p.35-42, 2013.
- ALTSCHUL, S.F. et al. Basic local alignment search tool. **Journal of Molecular Biology**, v.215, p.403-410, 1990.
- ARAGÃO, H.B. Ixodidas brasileiros e de alguns países limitrofes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.31, p.759-843, 1936.
- ASHER, R.J.; HOROVITZ, I.; SAÍNCHEZ-VILLAGRA, M.R. First combined cladistic analysis of marsupial mammal interrelationships. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v.33, p.240-250, 2004.
- AZAD, A.F. **Mites of public health importance and their control. XIII**. Geneve: World Health Organization, 1986.
- BARROS-BATTESTI, D.M.; ARZUA, M.; BECHARA, G.H. **Carrapatos de importância médico-veterinária da Região Neotropical: um guia ilustrado para identificação de espécies**. São Paulo: Butantan, 2006. 65 p.
- BARROS-BATTESTI, D.M. et al. *Carios mimon* (Acari: Argasidae): description of adults and redescription of larva. **Experimental and Applied Acarology**, v.54, p.93-104, 2011.
- BARROS-BATTESTI, D.M. et al. Immature argasid ticks: diagnosis and keys for Neotropical region. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, p.443-456, 2013.
- BARROS-BATTESTI, D.M. et al. *Ornithodoros faccinii* n. sp. (Acari: Ixodida: Argasidae) parasitizing the frog *Thoropa miliaris* (Amphibia: Anura: Cycloramphidae) in Brazil. **Parasites & Vectors**, v.8, p.268, 2015.
- BEZERRA, A.M.R. et al. Subsidies for a poorly known endemic semiarid biome of Brazil: non-volant mammals of an eastern region of Caatinga. **Zoological Studies**, v.53, p.1-13, 2014.
- BITTENCOURT, E.B.; ROCHA, C.F.D. Host-ectoparasite Specificity in a Small Mammal Community in an Area of Atlantic Rain Forest (Ilha Grande, State of Rio de Janeiro), Southeastern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.98, p.793-798, 2003.
- _____. Spatial use of rodents (Rodentia: Mammalia) host body surface by ectoparasites. **Brazilian Journal Biology**, v.6, p.419-425, 2002.
- BOCHKOV, A.V.; ARBOBI, M.; MALIKOV, V. Notes on mites of the family Myobiidae (Acari: Prostigmata) parasitising rodents (Mammalia: Rodentia) in Iran. **Folia Parasitology**, v.47, p.73-7, 2000.

BOCHKOV, A.V. [Myobia mites (Acariformes: Myobiidae)-parasites of the murid (Rodentia: Muridae) fauna of Russia and adjacent countries]. **Parazitologiya**, v.31, p.201-209, 1997a.

_____. Two new subgenera of myobiid mites of the genus *Radfordia* Ewing (Acariformes, Myobiidae). **Entomological Review**, v.76, p.684-704, 1997b.

_____. Morphological adaptations of acariform mites (Acari: Acariformes) to permanent parasitism on mammals. **Parazitology**, v.41, p.428-58, 2007.

_____. Origin and evolution of parasitism in mites of the infraorder Eleutherengona (Acari: Prostigmata). Report I. Lower Raphignathae. **Parazitology**, v.42, p.337-359, 2008.

_____. Mites of the family Myobiidae (Acari: Prostigmata) parasitizing rodents of the former USSR. **Acarina**, v.17, p.109-169, 2009.

_____. A review of mammal associated Psoroptidia (Acariformes: Astigmata). **Acarina**, v.18, p.99-260, 2010.

_____. Mites of the subgenus *Microtimyobia* (Acariformes: Myobiidae: *Radfordia*) and their host-parasite relationships with cricetid rodents (Cricetidae). **Zootaxa**, v. 2954, p.1-86, 2011.

BOCHKOV, A.V.; ABRAMOV, A.V. Acariform mites (Acariformes) - permanent symbionts of *Hapalomys delacouri* Thomas (Rodentia, Muridae) in Vietnam. **ZooKeys**, v.459, p.137-145, 2014.

BOCHKOV, A.V.; FAIN, A. Taxonomy of mites of the subgenus *Radfordia* Ewing, 1938 (Acari: Myobiidae). **Acarina**, v.5, p.19-28, 1997.

_____. New observations on mites of the family Myobiidae Megnin, 1877 (Acari: Prostigmata) with special reference to their host-parasite relationships. **Entomologie**, v.73, p.5-50, 2003.

BOCHKOV, A.V.; GUZMÁN-CORNEJO, C. Mites of the subgenus *Neotomobia* n. subg. (Acariformes: Myobiidae: *Radfordia*), parasites of the subfamily Neotominae (Rodentia: Cricetidae). **Systematic Parasitology**, v.89, p.91-100, 2014.

BOCHKOV, A.V.; LARESCHI, M.; BARRETO, M. New species and records of the mite genus *Prolistrophorus* (Acariformes: Listrophoridae) from rodents of the subfamily Sigmodontinae (Rodentia: Cricetidae). **Acta Parasitologica**, v.59, p.586-595, 2014.

BOCHKOV, A.V.; MIRONOV, S.V. Phylogeny of mammal-associated psoroptidian mites (Acariformes: Astigmata: Psoroptidia): view of morphologists. **Invertebrate Systematics**, v.25, p.22-59, 2011.

BOCHKOV, A.V.; OCONNOR, B.M. Revision of the fur-mite family Listrophoridae (Acari: Astigmata) associated with Philippine mammals. **Entomologie**, v.76, p.5-24, 2006.

BOCHKOV, A.V.; WAUTHY, G. A review of the genus *Listropsoralges* (Acari, Psoroptidae) with the descriptions of two new species. **Acta Parasitologica**, v.54, p.269-275, 2009.

BOCHKOV, A.V.; OCONNOR, B.M.; GROOTAERT, P. Revision of the family Listropsoralgidae Fain, 1965 (Acariformes: Sarcoptoidea) skin parasites of marsupials and rodents. **Zootaxa**, v.3611, p.1-69, 2013.

BONVICINO, C.R.; OLIVEIRA, J.A.; D'ANDREA, P.S. **Guia dos roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres externos**. Rio de Janeiro: Centro Pan-Americano de Febre Aftosa - OPAS/OMS, 2008.120p.

BONVICINO, C.R.; OTAZU, I.B.; D'ANDREA, P.S. Karyologic evidences of diversification of the genus *Thrichomys* (Rodentia, Echimyidae). **Cytogenetic and Genome Research**, v.97, p.200-204, 2002.

BRENNAN, J.M.; LEE GOFF, M. Keys to the Genera of Chiggers of the Western Hemisphere (Acarina: Trombiculidae). **The Journal of Parasitology**, v.63, p.554-566, 1977.

BRENNAN, J.M.; REED, J.T. A list of Venezuela chiggers, particularly of small mammalian hosts (Acarina: Trombiculidae). **Brigham Young University Science Bulletin - Biological Series**, v.20, 1975.

BUSH, A.O. et al. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v.83, p.575-583, 1997.

CÁCERES, N.C. **Os marsupiais do Brasil: biologia, ecologia e conservação**. Campo Grande:UFMS, 2012. 530p.

CARAMASCHI, F.P. et al. Genetic diversity of wild populations of the grey short-tailed opossum, *Monodelphis domestica* (Didelphimorphia: Didelphidae), in Brazilian landscapes. **Biological Journal of the Linnean Society**, v.104, p.251-263, 2011.

CARLETON, M.D.; MUSSER, G.G. Order Rodentia. In: WILSON, D.E.; REEDER, D.M. (Eds.). **Mammal species of the World. A taxonomic and geographic reference**. Baltimore: The Johns Hopkins University Press, 2005. p.745-752.

CARVALHO, A.L.G.; ARAÚJO, A.F.B.; SILVA, H.R. Patterns of parasitism ns of by *Eutrombicula alfreddugesi* (Oudemans) (Acari, Trombiculidae) in three species of *Tropidurus opidurus* Wied (Squamata, Tropiduridae) from Cerrado habitat of Central Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.23, p.1010-1015, 2006.

CONFALONIERI, U.E.C.; CARVALHO, L.P. Ocorrência de Trombicula (*Eutrombicula*) batatas em *Gallus gallus domesticus* L. no estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Biologia**, v.33, p.7-10, 1973.

CRUZ, K.D.; RIBBECK, R.; DAUGSCHIES, A. Occurrence and distribution of ectoparasites in guinea pigs (*Cavia* spp.) in Peru, South America. **Berl Munch Tierarztl Wochenschr**, v.116, p.102-107, 2003.

CUNHA-BARROS, M. et al. Patterns of infestation by chigger mites in four diurnal lizard species from a restinga habitat (jurubatiba) of Southeastern Brazil. **Brazilian journal of biology**, v.63, p.393-399, 2003.

DANTAS-TORRES, F. et al. Description of a new species of bat-associated argasid tick (Acari: Argasidae) from Brazil. **Journal Parasitology**, v.98, p.36-45, 2012.

DANTAS-TORRES, F.; ONOFRIO, V.C; BARROS-BATTESTI, D.M. The ticks (Acari: Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v.14, p.30-46, 2009.

DITTMAR, K. Arthropod and helminth parasites of the wild Guinea pig *Cavia aperea*, from the Andes and the Cordillera in Peru, South America. **Journal Parasitology**, v.88, p.409-411, 2002.

DOMROW, R. *Petauralges mordax* sp. n. (Acari: Psoroptidae) from an Australian dasyurid marsupial. **Journal of the Australian Entomological Society**, v.27, p.87-90, 1988.

DURDEN, L.A.; KLOMPEN, J.S.; KEIRANS, J.E. Parasitic arthropods of sympatric opossums, cotton rats, and cotton mice from Merritt Island, Florida. **Journal Parasitology**, v.79, p.283-286, 1993.

DURDEN, L.A.; MUSSER, G.G. The mammalian hosts of the sucking lice (Anoplura) of the world: a host-parasite list. **Bulletin of the Society Vector Ecology**, v.19, p.130-168, 1994.

DURDEN, L.A.; WILSON, N. Ectoparasitic and phoretic arthropods of *Virginia opossums* (*Didelphis virginiana*) in central Tennessee. **Journal Parasitology**, v.76, p.581-3, 1990.

EMMONS, L.H.; FEER, F. **Neotropical rainforest mammals a field guide**. Chicago: University of Chicago Press, 1997. 307p.

ESTÉBANES-GONZÁLEZ, M.L.; CERVANTES, F.A. Mites and ticks associated with some small mammals in Mexico. **International Journal of Acarology**, v.31, p.23-37, 2005.

EWING, H.E. On the taxonomy, biology, and distribution of the biting lice of the family Gyropidae. **Proceedings of the United States National Museum**, v.63, p.1-42, 1924.

FACCINI, J.L.H. et al. The life cycle of *Amblyomma auricularium* (Acari: Ixodidae) using rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) as experimental host. **Experimental and Applied Acarology**, v.50, p.71-77, 2010.

FAIN, A. Les acariens producteurs de gale chez les edentes et les marsupiaux (Psoroptidae et Lobalgidae: Sarcoptiformes). **Bulletin de Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique**, v.41, p.1-41, 1965.

_____. Nouvelles observations sur les myobiidae parasites de *Rongeurs* (Acarina: Prostigmata). **Acta Zoologica et Pathologica Antverpiensia**, v.69, p.11-98, 1977.

FAIN, A. Notes sur les Listrophoridae (Acari, Astigmata). I. Distribution géographique, caracteres morphologiques des genres. **Acarologia**, v.7, p.305-312, 1981.

_____. Observations sur les genres *Sciurochirus*, *Aeromychirus* et *Tamioopsochirus* (Acarina: Listrophoridae). **Extrait de Acarologia**, v.20, p.271-285, 1978.

FAIN, A.; LUKOSCHUS, F.S. Parasitic mites of Suriname II. Skin and fur mites of the families Psoroptidae and Lobalgidae. **Acta Zoologica et Pathologica Antverpensis**, v.51, p.49-60, 1970.

FAIN, A.; ZANATTA-COUTINHO, M.T.; FONSECA, M.T. Adaptations, specificity and host-parasite coevolution in mites (Acari). **International Journal of Parasitology**, v.24, p.1273-1283, 1994.

_____. Observations on a small collection of mites (Acari) parasitic on mammals from Brazil. **Bulletin de L'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique, Entomologie**, v.66, p.57-63, 1996.

FLECHTMANN, C.H.W. **Elementos de acarologia**. São Paulo: Nobel, 1975. 344p.

FONSECA, F. Notas de Acarologia XIII. Novas espécies sul-americanas de parasitos do gênero *Liponyssus Kolenati*, 1958 (Acarina: Liponissidae). **Memórias do Instituto Butantan**, v.9, p.43, 1935.

_____. Notas de Acareologia. XX. Espécies de Acarinos do gênero *Laelaps*, parasitos de ratos no Brasil (Acari, Laelaptidae). **Memórias do Instituto Butantan**, v.10, p. 33-37, 1936.

_____. Notas de Acareologia. Os Laelaptidae gigantes, parasitas de roedores sul-americanos; gênero e espécies novos (Acari). **Memórias do Instituto Butantan**, v.5, p.1-25, 1939.

_____. A monograph of the genera and species of Macronyssidae Oudemans, 1936 (synom.: Liponyssidae Vitzthum, 1931) (Acari). **Proceedings Zoological Society London**, v.118, p.249-334, 1948.

_____. Notas de Acarologia. XLIV Inquérito sobre a fauna acarológica de parasitas no nordeste do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.28, p.99-186, 1958.

FONSECA, Z.A.A.S. et al. Ocorrência de *Amblyomma auricularium* (Conil, 1878) em tatus-galinha de vida livre (*Dasypus novemcinctus*) (Xenartra: Dasypodidae) no estado do Ceará, Brasil. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.7, p.233-236, 2013.

FREITAS, A.A. **Mamíferos do Nordeste brasileiro: Espécies continentais**. Pelotas: USEB, 2012. 133p.

FREITAS, M.A.; SILVA, T.F.S. **Guia ilustrado – Mamíferos na Bahia: espécies continentais**. Pelotas: USEB, 2005. 132p.

FURMAN, D.P. Laelapid mites (Laelapidae: Laelapinae) of Venezuela. **Brigham Young University Science Bulletin**, v.7, p.1-58, 1972.

GARDNER, A.L. Ordem Didelphimorphia. In WILSON, D.E.; REEDER, D.M. **Mammals species of the World: a taxonomic and geographic reference**. Washington, USA: Smithsonian Institution, 1993. 15-23p.

GERARDI, M. et al. Comparing feeding and reproductive parameters of *Amblyomma parvum* tick populations (Acari: Ixodidae) from Brazil and Argentina on various host species. **Veterinary Parasitology**, v.197, p.312-317, 2013.

GOFF, M.L.; GETTINGER, D. New genus and six new species of chiggers (Acari: Trombiculidae and Leeuwenhoekiidae) collected from small mammals in Argentina. **Journal of Medical Entomology**, v.32, p.439-448, 1995.

_____. Two new species of Schoengastiine chiggers (Acari: Trombiculidae) from Brazil and rediagnosis of *Arisocerus* Brennan, 1970. **Journal of Medical Entomology**, v.26, p.554-558, 1989.

GRZIMEK, B. **Grzimed's animal life encyclopedia-mammals**, 2. ed. Michael Hutchins, Devra G. Kleiman, Valerius Geist, and Melissa C. McDade. Farmington Hills, MI: Gale Group, 2003. 585p.

GUGLIELMONE, A.A. et al. Hosts and distribution of *Amblyomma auricularium* (Conil 1878) and *Amblyomma pseudoconcolor* Aragão, 1908 (Acari: Ixodidae). **Experimental and Applied Acarology**, v.29, p.131-139, 2003.

GUGLIELMONE, A.A. et al. Ticks (Ixodidae) on humans in South America. **Experimental And Applied Acarology**, v.40, p.83-100, 2006.

GUGLIELMONE, A.A.; NAVA, S. Rodents of the subfamily Caviinae (Hystricognathi, Caviidae) as hosts for hard ticks (Acari: Ixodidae). **Mastozoology Neotropical**, v.17, p.279-286, 2010.

GUIMARÃES, J.H.; TUCCI, E.C.; BARROS-BATTESTI, D.M. **Ectoparasitas de importância veterinária**. São Paulo: FAPESP, 2001. 218p.

HEATH, A.C.G. A new species of soft tick (Ixodoidea: Argasidae) from the New Zealand lesser short-tailed bat, *Mystacina tuberculata* Gray. **Tuhinga**, v.23, p.29-37, 2012.

HERRERA, L. et al. *Trypanosoma cruzi* infection in wild mammals of the National Park Serra da Capivara and its surroundings (Piauí, Brazil), an area endemic for Chagas disease. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v.99, p.379-388, 2005.

HORNOK, S. et al. Synanthropic rodents and their ectoparasites as carriers of a novel haemoplasma and vector-borne, zoonotic pathogens indoors. **Parasites & Vectors**, v.8, p.1-6, 2015.

HORTA, M.C. et al. Ticks (Acari: Ixodida) parasitizing free-living wild animals in the Caatinga biome in the state of Pernambuco, northeastern Brazil. **Systematic & Applied Acarology**, v.16, p.207-211, 2011.

IN-YONG, L. et al. Larval Chigger Mites Collected from Small Mammals in 3 Provinces, Korea. **Korean Journal Parasitology**, v.52, p.225-229, 2014.

JANSEN, A.M. Marsupiais Didelfídeos: gambás e cuícas. In: ANDRADE, A.; PINTO, SC.; OLIVEIRA, R.S. **Animais de Laboratório: criação e experimentação**. Rio de Janeiro: FIOCRUZ, 2002. Cap.24, p.501-503.

JOHNSON, K.P.; CLAYTON, D.H. The biology, ecology, and evolution of chewing lice. In: PRICE, R.D. et al. **The Chewing Lice: World Checklist and Biological Overview**. Illinois: Illinois Natural History Survey Special Publication, 2003. Cap.23, p.401-404.

JONES, E.K.; CLIFFORD, C.M. The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). V. A revised key to larval Argasidae of the western hemisphere and description of seven new species of *Ornithodoros*. **Annals of the Entomological Society of America**, v.65, p.730-740, 1972.

KIA E.B. et al. Ectoparasites of Rodents Captured in Bandar Abbas, Southern Iran. **Iranian Journal Arthropod-Borne Disease**, v.3, p.44-49, 2009.

KIM, H.C. et al. Serosurveillance of scrub *Typhus* in small mammals collected from military training sites near the DMZ, Northern Gyeonggi-do, Korea, and analysis of the relative abundance of Chiggers from mammals examined. **The Korean Journal of Parasitology**, v.48, p.237-243, 2010.

KOHL, G.M.; CLIFFORD, C.M.; JONES, E.K. The systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). IV. Eight new species of *Ornithodoros* from the Western Hemisphere. **Annals of the Entomological Society of America**, v.62, p.1035-1043, 1969.

KOHN, D.F.; CLIFFORD, C.B. Biologia e doenças de ratos. In: FOX, J.G et al. **Laboratory animal medicine**. Copyright: 2002. Cap.4, p.151-152.

KOWAL, J. et al. Presence of blood-sucking mesostigmatic mites in rodents and birds kept in pet stores in the Cracow area, Poland. **Annals of Parasitology**, v.60, p.61-64, 2014.

KRANTZ, G.W.; WALTER, D.E. **A Manual of Acarology**. Lubbock, Texas: Texas Tech University Press, 2009. 807p.

KRAWCZAK, F.S. et al. *Amblyomma yucumense* n. sp. (Acari: Ixodidae), a Parasite of Wild Mammals in Southern Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v.52, p.28-37, 2015.

LABRUNA, M.B. Carrapatos. **A hora Veterinária**, v.23, p.63-65, 2004.

LABRUNA, M.B. et al. New Records and Human Parasitism by *Ornithodoros mimon* (Acari: Argasidae) in Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v.51, p.283-287, 2014.

LANDULFO, G.A. et al. Description of nymphal instars of *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford & Jones, 1969 (Acari: Argasidae). **Zootaxa**, v.3710, p.179-191, 2013.

LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; SILVA, J.M.C. **Ecologia e conservação da Caatinga**. Recife: Universitária da UFPE, 2003. 822 p.

LEE GOFF, M.; WHITAKER, Jr. A new genus and two new species of schoengastiin e chiggers (Acari: Trombiculidae) from a cane mouse in Brazil. **International Journal of Entomology**, v.26, p.162-166, 1984.

LIGHT, J.E. Ectoparasitos de roedores em ambientes silvestres do município de Juiz de Fora, Minas Gerais. **Memórias Instituto Oswaldo Cruz**, v.82, p.137-139, 1987.

_____. Evolutionary history of mammalian sucking lice (Phthiraptera: Anoplura). **BMC Evolutionary Biology**, v.10, p.292, 2010.

LINARDI, P.M. et al. Ectoparasitos de roedores em ambientes silvestres do município de Juiz de Fora, Minas Gerais. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.82, p.137-139, 1987.

LINARDI, P.M. Os ectoparasitos de marsupiais Brasileiros. In: CÁCERES, N.C. **Os marsupiais do Brasil: Biologia, Ecologia e Conservação**. Campo Grande: UFMS, 2012. Cap.5, p.129-157.

LUGARINI, C. et al. Rickettsial agents in avian ixodid ticks in Northeast Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v.6, p.364-375, 2015.

MACEDO, J. et al. Classes de desenvolvimento em marsupiais: um método para animais vivos. **Mastozoología Neotropical**, v.13, p.133-136, 2006.

MANGOLD, A.J.; BARGUES, M.D.; MAS-COMA, S. Mitochondrial 16S rDNA sequences and phylogenetic relationships of species of *Rhipicephalus* and other tick genera among Metastrata (Acari: Ixodidae). **Parasitology Research**, v.84, p.478-484, 1998.

MANZANO-ROMÁN, R. et al. Soft Ticks as Pathogen Vectors: Distribution, Surveillance and Control. **Parasitology**, p.125-162, 2012. Disponível em: <<http://www.intechopen.com/books/parasitology/softticks-as-pathogen-vectors-distribution-surveillance-and-control>>. Acesso em: 22 de fev. de 2015.

MARQUES, S. Redescription of larva, nymph and adults of *Ixodes (I.) loricatus* Neumann, 1899 (Acari: Ixodidae) based on light and scanning electron microscopy. **Systematic Parasitology**, v.59, p.135-146, 2004.

MARSHALL, A.G. **The Ecology of Ectoparasitic Insects**. Academic Press, 1981. 459p.

MARTINS, T.F. et al. New tick records from the state of Rondônia, western Amazon, Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v.62, p.121-128, 2014.

MARTINS, T.F. et al. Nymphs of the genus *Amblyomma* (Acari: Ixodidae) of Brazil: descriptions, redescrptions, and identification key. **Ticks and Tick-Borne Diseases**, v.1, p.75-99, 2010.

MARTINS-HATANO, F. et al. Morphometric variations of Laelapine mite (Acari: Mesostigmata) populations infesting small mammals (Mammalia) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v.72, p.595-603, 2012.

MARTINS-HATANO, F.; GETTINGER, D; BERGALLO, H.G. Ecology and Host Specificity of Laelapine Mites (Acari: Laelapidae) of small mammals in an Atlantic Forest Area of Brazil. **American Society of Parasitologists**, v.88, p.36-40, 2002.

_____. Ectoparasitas de pequenos mamíferos na Restinga de Jurubatiba. In: ROCHA, C.F.D.; ESTEVES, F.A.; SCARANO, F.R. **Pesquisa de longa duração na Restinga de Jurubatiba: ecologia, história natural e conservação**. São Carlos: RiMa, 2004. Cap.1, p.231-241.

MASTROPAOLO, M.; BELTRÁN-SAAVEDRA, L.F.; GUGLIELMONE, A.A. The ticks (Acari: Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Bolivia. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v.5, p.186-194, 2014.

MEDEIROS, V.B. Endo and ectoparasites in conventionally maintained rodents laboratory animals. **Journal Surgical Research**, v.3, p.27-40, 2012.

MIYAJIMA, M.; OKUMURA, T. On the life cycle of the *Akamushi* carrier of Nippon river fever. **Kitasato Archives of Experimental Medicine**, v.1, p.1-14, 1917.

MONIUSZKO, H.; MAKOL, J. Chigger mites (Actinotrichida: Parasitengona, Trombiculidae) of Poland. An updated distribution and hosts. **Annals of Parasitology**, v.60, p.103-117, 2014.

NAVA, S. et al. Reassessment of the taxonomic status of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) with the description of three new species, *Amblyomma tonelliae* n. sp., *Amblyomma interandinum* n. sp. and *Amblyomma patinoi* n. sp., and reinstatement of *Amblyomma mixtum* Koch, 1844, and *Amblyomma sculptum* Berlese, 1888 (Ixodida: Ixodidae). **Ticks and Tick-borne Diseases**, v.5, p.252-276, 2014.

NAVA, S.; MANGOLDI, A.J.; GUGLIELMONE, A.A. Aspects of the life cycle of *Amblyomma parvum* (Acari: Ixodidae) under natural conditions. **Veterinary**, v.156, p.270-276, 2008.

_____. The natural hosts for larvae and nymphs of *Amblyomma neumanni* and *Amblyomma parvum* (Acari: Ixodidae). **Experimental and Applied Acarology**, v.40, p.123-131, 2006.

NAVONE, G.T. et al. Arthropods and helminths assemblage in Sigmodontine rodents from wetlands of the Rio de La Plata, Argentina. **Mastozoología Neotropical, en prensa, Mendoza**, v.1, p.1-14, 2009.

NETO, H.C.C.F.; SANTOS, B.F. Fármacos usados em animais de laboratório anestésicos e analgésicos. In: CEUA-FIOCRUZ. **Manual de utilização de animais/ FIOCRUZ**. Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz, 2008. Cap.5, p.22-23.

NIERI-BASTOS, F.A. et al. *Candidatus Rickettsia Andeanae*, a spotted fever group agent infecting *Amblyomma parvum* ticks in two Brazilian biomes. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.109, p.259-261, 2014.

NIERI-BASTOS, F.A. et al. Morphological and molecular analysis of *Ornithonyssus* spp. (Acari: Macronyssidae) from small terrestrial mammals in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v.55, p.305-327, 2011.

OCONNOR, B.M. Astigmata. In: Parker, S.P. (Ed.). **Synopsis and Classification of Living Organisms**, v.2. New York, USA: McGraw-Hill Book Company. 1982. 146-169p.

OCONNOR, B.M. Cohort Astigmatina. In: Krantz G.W., Walter D.E. (Eds.). **A Manual of Acarology**. 3.ed. Texas, USA: Tech University Press, Lubbock, 2009. 565-657p.

OLIVEIRA, F.S. PCR-based diagnosis for detection of *Leishmania* in skin and blood of rodents from an endemic area of cutaneous and visceral leishmaniasis in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.129, p.219-227, 2005.

OLIVEIRA, H.H. et al. Ixodofauna em roedores e marsupiais capturados no Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v.36, p.137-143, 2014.

OLIVER JR, J.H. Biology and systematics of ticks (Acari: Ixodida). **Annual Review of Ecology and Systematics**, v.20, p.397- 430, 1989.

PAGLIA, A.P. et al. **Lista Anotada dos Mamíferos do Brasil / Annotated Checklist of Brazilian Mammals**. 2.ed. Arlington, VA: Occasional Papers in Conservation Biology Conservation International, 2012.76p.

PARAMASVARAN, S. et al. Ectoparasite fauna of rodents and shrews from four habitats in *Kuala Lumpur* and the states of elangor and Negeri Sembilan, Malaysia and its public health significance. **Tropical Biomedicine**, v.26, p.303-311, 2009.

PEREIRA, J.S. et al. Ectoparasitos em preás (*Galea spixii* Wagler, 1831) cativos no semiárido do Rio Grande do Norte. **Pesquisa Veterinaria Brasileira**, v.32, p.789-793, 2012.

PEREIRA, J.S. et al. Parasitismo por *Polyplax spinulosa* Burmeister, 1839 (Anoplura) em ratos Wistar, *Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, v.9, p.105-110, 2015.

PERINOTTO, W.M.S. et al. Patogenicidade *in vitro* de *Metarhizium anisopliae* s.l. sobre larvas e ninfas de *Ornithodoros mimon* (Acari: Argasidae). **Revista Brasileira de Medicina Veterinaria**, v.35, p.43-47, 2013.

PUNG, O.J. et al. Ectoparasites of opossums and raccoons in southeastern Georgia. **Journal of Medical Entomology**, v.31, p.915-919, 1994.

REGOLIN, A.L. et al. Ectoparasites of the critically endangered insular cavy, *Cavia intermedia* (Rodentia: Caviidae), Southern Brazil. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v.4, p.37-42, 2015.

REIS, F.S. et al. Ectoparasitos de pequenos mamíferos silvestres de áreas adjacentes ao Rio Itapecuru e área de preservação ambiental do Inhamum, estado do Maranhão, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.17, p.69-74, 2008.

REIS, N.R.I.P. et al. **Mamíferos do Brasil**. Londrina, 2006. p.437.

SARAIVA, D.G. et al. *Rickettsia amblyommii* infecting *Amblyomma auricularium* ticks in Pernambuco, Northeastern Brazil: isolation, transovarial transmission, and transstadial perpetuation. **Vector-borne and zoonotic diseases**, v.13, p.1-4, 2013.

SARAIVA, D.G. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) associated with small terrestrial mammals in the state of Minas Gerais, southeastern Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v.58, p.159-166, 2012a.

SARAIVA, D.G. et al. Ectoparasites from small mammals from the Cerrado region in the Minas Gerais state, Brasil. **Research Journal of the Costa Rican Distance Education University**, v.4, p.21-29, 2012b.

SERRA-FREIRE, N.M.; MASSARD, C.L.; VILLELA, W.C. *Eutrombicula (E) batatas* L. em *Equus caballus* no Pantanal do Mato Grosso do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v.5, p.39-40, 1982.

SIKORA, B.; BOCHKOV, A.V. Fur mites of the family Listrophoridae (Acariformes: Sarcoptoidea) associated with South American sigmodontine rodents (Cricetidae: Sigmodontinae). **Acta Parasitologica**, v.57, p.388-396, 2012.

SOARES, H.S. et al. Ticks and rickettsial infection in the wildlife of two regions of the Brazilian Amazon. **Experimental and Applied Acarology**, v.1, p.1-16, 2015.

SONENSHINE, D.E. **Biology of ticks**. New York: Oxford Univ. Press, 1991.v.1, 447p.

SPONCHIADO, J. et al. Association patterns of ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae, Argasidae) of small mammals in Cerrado fragments, western Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v.65, p.389-401, 2015.

STEKOLNIKOV, A.A. A new genus and two new species of chigger mites (Acari: Trombiculidae) from the Laotian rock-rat *Laonastes aenigmamus* Jenkins, Kilpatrick, Robinson & Timmins (Rodentia: Diatomyidae). **Systematic Parasitology**, v.87, p.21-31, 2014.

STEKOLNIKOV, A.A. et al. *Neotrombicula inopinata* (Acari: Trombiculidae) - a possible causative agent of trombiculiasis in Europe. **Parasites & Vectors**, v.7, p.1-9, 2014.

SZABÓ, M.P.J. et al. In vitro isolation from *Amblyomma ovale* (Acari: Ixodidae) and ecological aspects of the Atlantic rainforest *Rickettsia*, the causative agent of a novel spotted fever rickettsiosis in Brazil. **Parasitology**, v.140, p.719-728, 2013.

THOMPSON, R.C.A.; KUTZ, S.J; SMITH, A. Parasite zoonoses and wildlife: emerging issues. International journal of environmental research and Wildlife: emerging issues. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v.6, p.678-693, 2009.

TRANQUILLI, W.J.; THURMON, J.C.; GRIMM, K.A. In: Lumb, J. **Anestesiologia e analgesia Veterinária**. 4 ed. Roca, 2013. Cap.8, p.109-106.

- VENZAL, J.M. et al. A new species of *Ornithodoros* (Acari: Argasidae), parasite of *Microlophus* spp. (Reptilia: Tropiduridae) from northern Chile. **Ticks Tick Borne Disease**, v.4, p.128-132, 2013.
- VENZAL, J.M. et al. *Ornithodoros mimon* Kohls, Clifford & Jones, 1969 (Acari: Argasidae) on Argentinean bats, and new records from Uruguay. **Systematic & Applied Acarology**, v.9, p.37-39, 2004.
- VENZAL, J.M. et al. The *Ornithodoros* (*Alectorobius*) *talaje* species group (Acari: Ixodida: Argasidae): description of *Ornithodoros* (*Alectorobius*) *rioplatensis* n. sp. from southern South America. **Journal Medical Entomology**, v.45, p.832-840, 2008.
- VIEIRA, A.M.L. et al. **Manual de vigilância acarológica do estado de São Paulo**. São Paulo: SUCEN, 2002. 62p.
- VIEIRA, J.P.F.A. **Comunidades de Artrópodes ectoparasitos em pequenos mamíferos de um remanescente de Cerrado em região urbana de Campo Grande, Mato Grosso do Sul**. 2014. 45f. Dissertação de Mestrado em Biologia Animal, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande, MS. 2014.
- WANG, Q.H. et al. Investigation of chigger mites on small mammals in a flatland area of Menghan, Xishuangbanna, Yunnan Province. **Zhongguo Ji Sheng Chong Xue Yu Ji Sheng Chong Bing Za Zhi**, v.31, p.303-306, 2013.
- WELBOURN, W.C.; LOOMIS, R.B. *Hannemania* (Acarina: Trombiculidae) and their anuran hosts at Fortynine Palms Oasis, Joshua Tree National Monument, California. **Bulletin of the Southern California Academy of Sciences**, v.74, p.15-19, 1975.
- WENZEL, R.L.; TIPTON, V.J. Some relationships between mamal hosts and their ectoparasites. In: WENZEL, R.L.; TIPTON, V.J. Ectoparasites of Panama. **Field Museum of Natural History, Chicago, Illinois**, p.677-723, 1966.
- WERNECK, F.L. Os Malófagos dos Punarés. **Revista Brasileira de Biologia**, v.2, p.17-27, 1942.
- WHARTON, G.W.; FULLER, H.S. A manual of the chiggers: the biology, classification, distribution and importance of the larvae of the family Trombiculidae (acarina). Memoirs of the Entomology Society of Washington, v.4, p.185, 1952.
- WHITAKER JR, J.O. **Ectoparasites of mammals of Indiana**. The Indiana Academy of Science: Indianópolis, Indiana, 1982. 240p.
- WOLTHMANN, A. Endoparasitic mites of the genus *Endotrombicula* Ewing, 1931 (Acari: Prostigmata: Parasitengona: Trombiculidae) from African and Madagascan anurans, with description of a new species. **Folia Parasitologica**, v.54, p.225-235, 2007.
- YOSHIZAWA, M.A.C.; SOUZA, J.L.; BREDT, A. Ectoparasitos de *Rattus norvergicus* no Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.5, p.39-42, 1996.

ANEXO A – Aprovação do trabalho pelo comitê de ética no uso de animais em pesquisa da UFRSA (CEUA-UFRSA).



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

PARECER DE PROJETO ENCAMINHADO A CEUA-UFRSA

Parecer N° 21/2013 PROCESSO N° 23091.001232/2013-31

Data de Entrada: 07/03/2013

Aprovado: 27/08/2013

1. Pessoal Responsável:

Silvia Maria Mendes Ahid

2. Título do Projeto:

Ectoparasitos em mamíferos roedores nativos do semiárido do Rio Grande do Norte, Brasil.

3. Considerações:

Após apreciação pelos membros, a comissão julgou que os esclarecimentos solicitados via memorando CEUA 03/2013 foram satisfatórios e de acordo com as especificações da Comissão de Ética no Uso de Animais da UFRSA. A comissão julgou que o projeto tem relevância científica e verificou que durante os procedimentos os animais serão submetidos a estresse ou sofrimento mínimos e todo o procedimento de manipulação dos animais será realizado com acompanhamento técnico especializado e com o uso de material adequado.

4. Parecer final:

FAVORÁVEL à aprovação do projeto

Mossoró, 27 de agosto de 2013.

Atenciosamente,

Profª Emanuelle Fontenele Rabelo
Presidente
Comissão de Ética no uso de animais
CEUA/UFRSA

Emanuelle Fontenele Rabelo
Presidente CEUA