



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS – CAMPUS II
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL
DISSERTAÇÃO

**Descrição parasitológica, epidemiológica e hematológica do *Galea spixii* (Wangler, 1831)
de vida livre no Estado da Paraíba, Brasil**

CARLA CAROLINE SOARES GOMES

AREIA – PB – BR

ABRIL - 2018

CARLA CAROLINE SOARES GOMES

**Descrição parasitológica, epidemiológica e hematológica do *Galea spixii* (Wangler, 1831)
de vida livre no Estado da Paraíba, Brasil**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, do Centro de Ciências Agrárias, na Universidade Federal da Paraíba, linha de pesquisa – Saúde Animal em Animais de Produção.

Orientador: Prof. Dr. Ricardo Romão Guerra

AREIA – PB – BR

ABRIL – 2018

Catálogo na publicação
Seção de Catalogação e Classificação

G633d Gomes, Carla Caroline Soares.

Descrição parasitológica, epidemiológica e hematológica do *Galea spixii* (Wangler, 1831) de vida livre no Estado da Paraíba, Brasil / Carla Caroline Soares Gomes. - Areia, 2018.
81 f. : il.

Orientação: Ricardo Romão Guerra.
Dissertação (Mestrado) - UFPB/CCAIE.

1. Ciência Animal. 2. Fonte de infecção. 3. Ectofauna.
4. Endofauna. 5. Roedor - preá. I. Guerra, Ricardo Romão. II. Título.

UFPB/BC

CARLA CAROLINE SOARES GOMES

**DESCRIÇÃO HEMATOLÓGICA, PARASITOLÓGICA E
EPIDEMIOLÓGICA DO GALEA SPIXII (WANGLER, 1831) DE
VIDA LIVRE NO ESTADO DA PARAÍBA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal da Paraíba, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Ciência Animal. Área de Concentração Saúde Animal do Brejo Paraibano.

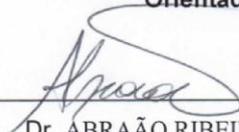
APROVADA EM 28/03/2018

BANCA EXAMINADORA



Dr. RICARDO ROMÃO GUERRA
UFPB

Orientador



Dr. ABRAÃO RIBEIRO BARBOZA

Examinador



Dr. SEVERINO SILVANO DOS SANTOS HIGINO

Examinador

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

CARLA CAROLINE SOARES GOMES – filha de Ednaldo Gomes da Silva e Maria da Solidade Soares Gomes nasceu em 24 de maio de 1992, na cidade de Areia, estado da Paraíba. Concluiu o ensino médio no Colégio Dom Orione, na cidade de Tocantinópolis, Tocantins. Ingressou em 2010 no curso de Bacharelado em Medicina Veterinária, na Universidade Estadual do Maranhão, no Centro de Estudos Superiores de Imperatriz. Graduou-se no ano de 2015. Como profissional atuou como auxiliar de médico veterinário no ano de 2015, na Fazenda Santa Lúcia. Em abril de 2016, ingressou no Programa de Pós Graduação em Ciência Animal em nível mestrado, do Centro de Ciências Agrárias, tendo como área de concentração Saúde Animal no Brejo Paraibano.

À minha família, amigos e ao meu filho Benjamim.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Deus por me dar forças para conclusão deste trabalho;

À minha mãe por todo amor e paciência;

À minha família pelo apoio e ajuda;

À Ricardo Guerra pela oportunidade e orientação;

Aos professores Rafael Vieira, Thállytta Vieira e suas orientandas Jéssica, Ana e Viviane, por todo apoio, orientação e acompanhamento nas análises das amostras para este trabalho.

À banca examinadora, pela disponibilidade e considerações.

Aos secretários Jaldir e Jozênio por toda ajuda e paciência.

À minha amiga Samara, por toda parceria, ajuda, paciência, sinceridade e amizade.

Aos parceiros Hugo, Thaís e Eudes, pelo apoio, ajuda, conselhos e paciência, vocês foram essenciais para o término deste trabalho;

Ao técnico Deydeby Illan e aos colegas feitos no decorrer desses anos no Laboratório de Histologia;

À Márcio da Costa pela ótima edição das imagens deste trabalho e apoio.

Às amigas conquistadas durante o Curso de Pós-Graduação, contem comigo sempre;

Aos proprietários que de maneira muito atenciosa e prestativa ajudaram na captura dos animais.

Ao Programa de Pós Graduação em Ciência Animal da UFPB e seus respectivos professores, por toda orientação e conhecimento passado nesses dois anos.

Aos meus amigos Alan, Lorena, Ivomara, Luanna, Layla, Layse, Thaís que sempre me apoiaram, mesmo distante e acreditaram em mim. Amo vocês!

À todos que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho,
meus sinceros agradecimentos.

“A persistência é o menor caminho do êxito.”

Charles Chaplin

SUMÁRIO

| | |
|--|-------|
| RESUMO GERAL | xii |
| ABSTRACT | xiii |
| LISTA DE FIGURAS | xiv |
| LISTA DE TABELAS | xvi |
| LISTA DE GRÁFICOS | xvii |
| LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS | xviii |
| LISTA DE ANEXOS | xx |
| CONSIDERAÇÕES INICIAIS | 21 |
| CAPÍTULO 1 | 23 |
| 1. REVISÃO DE LITERATURA | 24 |
| 1.1 ORDEM RODENTIA | 24 |
| 1.2 FAMILIA CAVIIDAE | 25 |
| 1.2.1 <i>Galea spixii</i> (WANGLER, 1831) | 25 |
| 1.3 TAXONOMIA..... | 25 |
| 1.4 MORFOLOGIA..... | 26 |
| 1.5 DISTRIBUIÇÃO NO BRASIL | 27 |
| 1.6 IMPORTÂNCIA NA MEDICINA VETERINÁRIA..... | 28 |
| 1.7 ECTOPARASITOS EM ROEDORES | 28 |
| 1.7.1 <i>Gliricola quadrisetosa</i> (Ewing, 1924)..... | 29 |
| 1.7.2 <i>Gyropus ovalis</i> (Burmeister, 1838)..... | 30 |
| 1.7.3 <i>Chirodiscoides caviae</i> (Hirst, 1917) | 30 |
| 1.7.4 <i>Laelaps</i> sp. | 31 |
| 1.8 ENDOPARASITOS EM ROEDORES | 31 |
| 1.9 AGENTES ETIOLÓGICOS..... | 32 |
| 1.9.1 <i>Mycoplasma</i> sp..... | 32 |
| 1.9.2 <i>Babesia</i> sp. | 32 |
| 1.9.3 <i>Bartonella</i> sp..... | 33 |
| 1.9.4 <i>Ehrlichia</i> sp..... | 34 |
| 1.10 HEMOGRAMA..... | 34 |

| | |
|--|-----------|
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 36 |
| CAPÍTULO 2 | 45 |
| RESUMO..... | 46 |
| ABSTRACT | 47 |
| INTRODUÇÃO | 48 |
| MATERIAL E MÉTODOS | 49 |
| Animais | 49 |
| Contenção química e Eutanásia | 50 |
| Coleta de Ectoparasitas..... | 50 |
| Catação..... | 50 |
| Raspados Cutâneos | 50 |
| Swab do pavilhão auricular..... | 50 |
| Coleta de Endoparasitos..... | 51 |
| Fill Flotac e Mini Flotac | 51 |
| Coleta de Hemoparasitos | 51 |
| Coleta de amostras de sangue..... | 51 |
| Extração de DNA e ensaios de PCR..... | 52 |
| Hemograma | 55 |
| Análise estatística..... | 55 |
| RESULTADOS E DISCUSSÕES..... | 55 |
| Ectoparasitos..... | 55 |
| Endoparasitos..... | 59 |
| Ensaio de PCR..... | 64 |
| Hemograma | 66 |
| CONCLUSÃO..... | 69 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 70 |
| CONSIDERAÇÕES FINAIS..... | 79 |
| ANEXOS..... | 80 |

RESUMO GERAL

A interação homem, animal doméstico e a fauna silvestre podem acarretar a disseminação de muitas doenças, sendo agentes infecciosos ou parasitários, contudo pouca atenção é dada ao papel dessas doenças. Portanto, a compreensão da biodiversidade parasitária e infecciosa dos animais de vida silvestre é de extrema importância, a fim de estabelecer o papel desses animais como reservatórios de agentes patogênicos e parasitários. O presente estudo teve como objetivo testar *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. e *Bartonella* sp. em mamíferos selvagens *Galea spixii* (Wangler, 1831) e identificar os parasitas naturais dessa espécie, focando na importância de animais como potenciais reservatórios, como fonte de infecção e seus impactos. Os animais foram capturados na Região Geográfica Imediata de Campina Grande - Paraíba, utilizando armadilhas do tipo Tomahawk, a identificação dos roedores foi feita pelo Guia dos Roedores do Brasil. Os animais foram anestesiados e eutanasiados com uma sobredosagem da associação de anestésicos dissociativos, após anestesia geral. A coleta dos artrópodes foi feita pelo método de catação, raspados cutâneos e swab do pavilhão auricular, após a coleta foram clareados com hidróxido de potássio a 10% e identificados com chave específica. O exame coprológico foi realizado com os Kits Fill FLOTAC e mini-FLOTAC. A coleta de sangue foi feita por punção intracardíaca e as amostras encaminhadas para o Laboratório de Patologia Clínica da Universidade Federal da Paraíba - UFPB para realização do hemograma e para o Laboratório de Zoonoses e Epidemiologia Molecular e Laboratório de Doenças Transmitidas por Vetores, na Universidade Federal do Paraná - UFPR, para extração do DNA e verificação de infecções dos agentes patogênicos. Não foram detectadas infecções para *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. e *Bartonella* sp. em *G. spixii* (Wangler, 1831). Os ectoparasitos identificados foram: *Gliricola quadrisetosa*, *Gyropus ovalis*, *Laelaps* sp. e *Chirodiscoides caviae*. No exame coprológico foram detectados ovos de Nematóides, ovos de Cestóides e oocistos de coccídeos. O estudo desses patógenos em animais selvagens envolve aspectos de saúde pública, animal e ambiente, por isso é necessário conhecer as possíveis espécies que servem como reservatórios agentes infecciosos e parasitários.

PALAVRAS-CHAVE: infecção, ectofauna, endofauna, roedor, preá.

ABSTRACT

The interaction between man, domestic animal and wildlife can cause and lead to the spread of many diseases, being infectious or parasitic agents, but little attention is given to the role of these diseases in conservation biology. Therefore, understanding the parasitic and infectious biodiversity of wildlife is of paramount importance in order to establish the role of these animals as reservoirs of pathogens and parasites. The present study aimed to test *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. and *Bartonella* sp. in wild mammals *Galea spixii* and to identify the natural parasites of this species, focusing on the importance of animals as potential reservoirs, as source of infection and its impacts. Animals were captured in the immediate geographic region of Campina Grande, using Tomahawk-type traps, identification of rodents was made by the Rodents Guide of Brazil. The animals were anesthetized and euthanized with an overdose of the association of dissociative anesthetics after general anesthesia. The collection of the arthropods was done by the method of treatment, skin scrapings and swab of the auricular pavilion, after the collection were lightened with 10% potassium hydroxide and identified with a specific key. The coprological examination was performed with the Fill FLOTAC and mini-FLOTAC Kits. Blood collection was done by intracardiac puncture and the samples were sent to the Laboratory of Clinical Pathology of the Federal University of Paraíba - UFPB to perform the blood count and to the Laboratory of Zoonoses and Molecular Epidemiology and Laboratory of Diseases Transmitted by Vectors at the Federal University of Paraná - UFPR, for DNA extraction and infection of pathogens. No infections were detected for *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. and *Bartonella* sp. in *G. spixii*. The ectoparasites identified were: *Gliricola quadrisetosa*, *Gyropus ovalis*, *Laelaps* sp. and *Chirodiscoides caviae*. In the coprological examination were detected Nematode Eggs, Cestode Eggs and *Coccidia* Oocysts. The study of these pathogens in wild animals involves aspects of public health, animal and environment, so it is necessary to know the possible species that serve as reservoirs infectious and parasitic agents.

KEY WORDS: infection, ectofauna, endofauna, rodent, pre

LISTA DE FIGURAS

Página

CAPÍTULO 1.

Figura 1. Exemplar de *Galea spixii* no momento da Coleta, na Universidade Federal da Paraíba.....25

Figura 2. Distribuição do *Galea spixii* no Brasil, segundo Bonvicino (2008)26

CAPÍTULO 2.

Figura 1. Fotomicrografias de fêmeas de *Gliricola quadrisetosa*, encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Vista Ventral (A); Região posterior destacando a genitália (B). Fotomicrografias de machos de *Gliricola quadrisetosa*: Vista Ventral (C); Região posterior destacando a genitália (D). Fonte: Carla Caroline.....54

Figura 2. Fotomicrografias de fêmea de *Gyropus ovalis* encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Vista Dorsal (A); Vista Ventral (B). Fotomicrografias de machos de *Gyropus ovalis*: Vista Ventral (C); Região posterior destacando o aparelho reprodutor do macho (D). Fonte: Carla Caroline.....54

Figura 3. Fotomicrografias de vista ventral de macho de *Laelaps* sp., encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Fonte: Carla Caroline.....56

Figura 4. Fotomicrografias de *Chirodiscoides caviae*, encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Vista Dorsal. Fêmea (A); Macho (B). Fonte: Carla Caroline.....56

Figura 5. Achados no exame coprológico em *Galea spixii*, de vida livre, do estado da Paraíba, Brasil, pela técnica de Mini-FLOTAC. Ovos de Nematóides (A), Ovos de Cestóides

(B) e Oocistos de coccídeos (C). Fonte: Carla Caroline.....60

Figura 6. Análise Eletroforética em gel de agarose (1,5%), de 5 μ dos produtos amplificados de *Galea spixii* de vida livre, na Paraíba, BR. Resultados negativos da amplificação por PCR de GAPDH (A), *Mycoplasma* (B e C), *Babesia* (D), *Ehrlichia* (E) e *Bartonella* (F). Colunas da esquerda para direita; Linha 1: marcador molecular Ladder (L); Linha 2: Controle positivo (C+); Linha 3: Controle Negativo (C-); Linhas seguintes: Amostras testadas, negativas. Fonte: Carla Caroline.....62

LISTA DE TABELAS

Página

CAPÍTULO 2.

Tabela 1. Protocolo das reações para detecção dos genes do *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. e *Bartonella* sp., pela reação em cadeia de polimerase (PCR), para reação final de 25 µl, em *Galea spixii* de vida livre, na Paraíba, Brasil.....50

Tabela 2. Sequências de oligonucleotídeos (primers) selecionados para a amplificação e parâmetros da PCR.....52

Tabela 3. Ocorrência e quantificação absoluta de DNA de *Bartonella* sp. e *Mycoplasma* sp. entre os roedores capturados nos diferentes biomas brasileiros segundo Gonçalves (2016).....62

Tabela 4. Estudos que verificaram prevalência de infecção por alguma espécie de *Babesia*.....63

Tabela 5. Valores médios e desvios padrão do parâmetro hematológico analisado em espécimes *Galea spixii*, de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.....64

LISTA DE GRÁFICOS

Página

CAPÍTULO 2.

Gráfico 1. Prevalências de ectoparasitos em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.....54

Gráfico 2. Grau de infecção de nematóides detectada em exame coprológico em fezes de *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.....58

Gráfico 3. Grau de infecção de Cestóide detectada em exame coprológico em fezes de *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.....59

Gráfico 4. Grau de infecção de protozoário detectada em exame coprológico em fezes de *Galea spixii*.....59

LISTA DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

% - Porcentagem

µl - Microlitro

BRA - Brasil

CEUA - Comissão de Ética em uso de Animais

CHCM - Concentração de Hemoglobina Corpuscular Média

cPCR - PCR convencional

dl - Decilitro

DNA - Ácido Desoxirribonucleico

dNTP - Desoxirribonucleotídeos Fosfatados

EDTA - Ácido Etilenodiamino Tetra-Acético

F - Forward primer

fl - Fentolitro

g - Grama

GAPDH - Gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase

H₂O - Fórmula química de composição da água

Hb - Hemoglobina

Hm - Hematimetria

Kg - Quilograma

L - Litro

Mg - Miligrama

MgCl₂ - Cloreto de Magnésio

ml - Mililitro

Mm³ – Milímetro cúbico

NK – Natural Killer

°C - Graus Celsius

OPG - Ovos por grama de fezes

PB - Paraíba

pb - Pares de bases

PCR - Reação em Cadeia da Polimerase

PPT - Proteínas Plasmáticas Totais

PR - Paraná

qPCR - PCR em tempo real

R - Reverse Primer

SC - Santa Catarina

SISBIO - Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade

SP - São Paulo

U - Unidade

UFPB - Universidade Federal da Paraíba

UFPR - Universidade Federal do Paraná

V - Volts

VGM - Volume Corpuscular Médio

LISTA DE ANEXOS

Anexo I - Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade

CONSIDERAÇÕES INICIAIS

No Brasil evidenciou-se grandiosos ecossistemas com gigante biodiversidade de fauna e flora. O avanço da agricultura e da pecuária em áreas naturais proporcionou um contato entre os seres humanos e de seus animais domésticos com as populações de animais silvestres nos seus habitats (SILVA, 2008). Este estreito contato facilitou a dispersão de agentes infecciosos e parasitários para outros hospedeiros e ambientes, criando-se relações entre hospedeiros e parasitas, e novos nichos ecológicos na cadeia de transmissão das doenças (CORRÊA e PASSOS, 2001). Como consequências dessas interações negativas podem ocorrer zoonoses com expansão epidêmica de animais suscetíveis e o aumento da sua disseminação geográfica (BARLETT e JUDGE, 1997).

As zoonoses são doenças ou infecções naturalmente transmissíveis entre animais vertebrados e homem, existem algumas espécies que são reservatórios de enfermidades infecciosas e parasitárias, e atuam como fonte de infecção para o homem (MARVULO, 2006). Algumas zoonoses ainda podem causar danos graves às espécies de animais selvagens, representando risco para a conservação da fauna (SOUZA, 2011). Espécies silvestres usadas como cobaia são essenciais para o desenvolvimento científico, em teste de vacinas, ensino e pesquisa de diferentes enfermidades (ANDRADE et al., 2002).

O estudo da epidemiologia dessas doenças torna-se vital para o melhor conhecimento dos focos naturais das zoonoses, estabelecendo-se assim, os fatores de risco existentes em determinados ecossistemas, a circulação de agentes entre os animais silvestres e a importância do conhecimento das doenças nestes animais, subsidiando as ações dos serviços de Saúde Pública Veterinária (SILVA, 2008).

Os animais silvestres da fauna brasileira estão localizados na natureza (vida silvestre) ou no cativeiro vivendo em zoológicos, criadouros científicos ou comerciais, centros de triagem e reabilitação, ou em residências de munícipes (criados ilegalmente como animais de estimação). Os animais silvestres, tanto em vida selvagem como em cativeiro, podem ser reservatórios e portadores de zoonoses (SILVA, 2008).

O estudo de patologias em animais silvestres envolve aspectos de saúde pública, animal e ambiente, e vem ganhando importância nos últimos anos (CHOMEL et al., 2007). Os seres humanos dependem dos animais para sua nutrição, companhia, desenvolvimento tecnológico, socioeconômico e científico. A saúde humana e a animal estão indissolúvelmente ligadas (ANDRADE et al., 2002).

Nas zoonoses, as ações, as atividades e as estratégias de vigilância, prevenção e controle, executadas pela área de vigilância, focam em atuar e intervir, direta ou indiretamente, sobre as populações de animais alvo, de modo a refletir em benefício direto à saúde humana, reduzindo ou eliminando o risco de transmissão de doenças, quando possível (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2016). Contudo, é necessário conhecer as espécies que servem como reservatórios de agentes infecciosos.

O presente estudo teve como objetivo testar alguns agentes em mamíferos selvagens *Galea spixii* (Wangler, 1831) e identificar os parasitas naturais dessa espécie, focando na importância de animais como potenciais reservatórios, como fonte de infecção e seus impactos. Embora poucos estudos sobre o tema tenham sido realizados em relação à *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. e *Bartonella* sp., a grande quantidade de roedores reservatórios para essas enfermidades indica que os mesmos podem atuar como fontes de infecção, o que torna mais evidente a necessidade de identificar e se conhecer a distribuição de agentes patogênicos e parasitários.

CAPÍTULO 1

**Descrição parasitológica, epidemiológica e hematológica do *Galea spixii* (Wangler, 1831)
de vida livre no Estado da Paraíba, Brasil**

(Revisão Bibliográfica)

1. REVISÃO DE LITERATURA

1.1 ORDEM RODENTIA

Os roedores apresentam ampla diversidade ecológica, com algumas espécies vivendo durante toda a vida em florestas úmidas, algumas raras vezes saem de suas tocas, outras extremamente aquáticas, e umas ainda adaptadas à vida no deserto, com hábitos diurnos ou noturnos. A maioria dos roedores é herbívora, alimentando-se de uma grande variedade de sementes. Apresentando grande variedade de tamanho, desde o pequeno camundongo africano, “pigmeu” com 5 gramas até as gigantes capivaras com média de 70 kg (MACDONALD, 1984). Suportam os mais variados tipos de clima e altitudes (LIMA et al., 2008).

A classificação dos roedores é feita com base em características do crânio, tais como o arco zigomático e a área pré-orbital, e também pela musculatura, principalmente na origem e inserção dos masseteres, que definem o padrão de mastigação e permitem a divisão do grupo em três subordens: Sciuromorpha (esquilos, castores e marmotas), Myomorpha (ratos, camundongos, gerbils e hamsters) e Hystricognathi (porquinhos-da-índia, capivaras e chinchilas); também se utiliza na sua identificação o número cromossômico ou sequenciamento do DNA (MACDONALD, 1984).

A diversidade de mamíferos no Brasil é considerada uma das maiores do mundo. A Ordem Rodentia entre as ordens de mamíferos é a que apresenta o maior número de espécies, cerca 42% da biodiversidade de mamíferos de todo o mundo (WILSON e REEDER, 2005; REIS, 2011). Seus gêneros são caracterizados de acordo com as dimensões externas e o tipo e coloração dos pelos. São incluídos neste grupo os ratos, preás, capivaras, pacas e cutias (REIS et al., 2011).

Estes animais são importantes em muitos ecossistemas, por se reproduzirem rapidamente, servindo de alimentação para predadores e como dispersores de sementes. O homem utiliza roedores para testes laboratoriais, alimentação e obtenção de peles. Os roedores causam prejuízos econômicos em lavouras e alimentos armazenados, além de estarem associados à transmissão de doenças ao homem e atuando como reservatórios de muitas outras (MACDONALD, 1984).

1.2 FAMILIA CAVIIDAE

Os roedores do Gênero *Galea* pertencem a família Caviidae, que compreende um grupo primitivo de roedores histricognatos endêmicos à América do Sul (WOODS, 1982). Incluem duas subfamílias, a Caviinae e Dolichotinae e uma extinta, Cardiomyinae (MOOJEN, 1952).

A família Caviidae é considerada pequena, incluindo 6 gêneros reconhecidos como: *Microcavia* (Gervais & Ameghino, 1880), *Cavia* (Pallas, 1766), *Galea* (Meyen, 1832), *Kerodon* (F. Cuvier, 1823), *Dolichotis* (Desmarest, 1820) e *Hydrochoerus* (Brisson, 1762) (SOUSA, 2006; MONTICELLI, 2005).

1.2.1 *Galea spixii* (WANGLER, 1831)

O gênero *Galea* (Meyen, 1832) é composto por animais popularmente conhecidos como preás. Inclui cinco espécies reconhecidas: *Galea comes* (Thomas, 1919), *Galea musteloides* (Meyen, 1832), *G. spixii* (Wagler, 1831), *G. flavideens* (Brandt, 1835) e *G. leucoblephara* (Burmeister, 1861) (SOLMSDORF et al., 2004).

Muitas subespécies foram descritas para as espécies de *Galea*. No Brasil, Moojen (1952) e Vieira (1955) consideraram duas subespécies para *Galea spixii*: *G. spixii spixii* (Wagler, 1831), com área de ocorrência para os estados do Maranhão, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais, Goiás e Mato Grosso, e *Galea spixii palustris* (Thomas, 1911), ocorrendo na região do baixo do rio Tocantins, no estado do Pará. O *Galea wellsi* (Osgood, 1915), seria restrita do noroeste e ao sudeste da Bahia até o norte do Espírito Santo, entretanto Cabrera (1961) a reconheceu como uma terceira subespécie (BEZERRA, 2008).

1.3 TAXONOMIA

Os preás *Galea Spixii*, foi descrita por Wagler (1831) e possui a seguinte Classificação Zoológica descrita em Pereira (2012):

Reino Animalia

Filo Chordata

Subfilo Vertebrata

Classe Mammalia Linnaeus, 1758 (Mamíferos)

Ordem Rodentia Bowdich, 1821

Superfamília Cavoidea Fisher de Waldhelm, 1817

Família Caviidae Fisher de Waldhelm, 1817

Gênero *Galea* Meyen, 1832

Espécie *Galea spixii* (Wagler, 1831)

1.4 MORFOLOGIA

Os animais dessa espécie são de tamanho médio a grande e não possuem cauda. Sua pelagem é densa e hispida. Coloração geral do dorso variando de acinzentada a amarelada, podendo apresentar mancha branca pós-auricular. Superfície ventral branca ou branco-amarelada. Patas anteriores com quatro dígitos e patas posteriores com três. Presença de um anel de pêlos brancos ao redor dos olhos. Superfície superior das patas de cor igual ou mais clara que a do dorso, pêlos ungueais pouco desenvolvidos (BONVICINO, 2008). Os incisivos largos com face anterior amarela, o Crânio com forâmen infra-orbital grande, o pré-molar e três molares são prismáticos e laminares (PERCEQUILLO et al., 2007).

Muito semelhante à *Cavia*, de que se distingue especialmente pela estrutura e cor dentária cujos incisivos são brancos enquanto que nas gáleas são amarelos. O peso corporal dos adultos varia de 200 g a 357 g; o comprimento da cabeça e corpo juntos varia de 220 mm a 285 mm; o pé posterior mede 42 mm a 50 mm e a orelha 19 mm a 30 mm (FUNASA, 2002).

São roedores terrestres e diurnos, porém é mais ativa em pequenos intervalos durante a noite. Ocorrem em lajeiros, caatinga e áreas do cerrado (BONVICINO, 2008). Produzem geralmente um a dois filhotes duas vezes por ano (FUNASA, 2002).



Figura 1. Exemplar de *Galea spixii* no momento da Coleta, na Universidade Federal da Paraíba.

Fonte: Carla Caroline

1.5 DISTRIBUIÇÃO NO BRASIL

Existem duas espécies predominantes no Brasil pertencentes a esse Gênero: *Galea Flavidens* e *Galea spixii*. A espécie *G. spixii* está presente do sudeste do Estado do Pará e leste de Mato Grosso ao noroeste de Minas Gerais, oeste da Bahia, Pernambuco, Paraíba e Rio Grande do Norte, sul do Ceará, centro-sul do Piauí e Maranhão, além do Distrito Federal (MOOJEN, 1952).



Figura 2. Distribuição do gênero *Galea* no Brasil.

Fonte: FUNASA (2002).

1.6 IMPORTÂNCIA NA MEDICINA VETERINÁRIA

O *G. spixii* pode ser acometido por doenças de natureza infecciosas e parasitárias, como também pode ser fonte de infecção para insetos vetores de endoparasitas, pode apresentar como agentes etiológicos carrapatos, ácaros, piolhos, que em grande quantidade podem ocasionar prurido, alopecia, predispondo a infecções secundárias, e hemoparasitos, que causam prejuízos para a espécie e podem ser potenciais transmissores de zoonoses (BARBOSA, 2005; WERNECK, 1942; AHID et al., 2009).

Além disso, para as populações rurícolas menos favorecidas, é uma importante fonte de proteína, sendo considerado um dos mais caçados e cada vez mais criado em cativeiro como fonte alimentar (BARBOSA, 2005; ZOGNO et al., 2004).

1.7 ECTOPARASITOS EM ROEDORES

Os pequenos mamíferos (roedores, marsupiais e morcegos) constituem um grupo ecológico e economicamente importante, tanto do ponto de vista da abundância e diversidade de espécies, quanto por serem encontrados como componentes fundamentais em quase todos os ecossistemas terrestres. O parasitismo por artrópodes em pequenos mamíferos é relatado por diversos autores (LINARDI, 2006; MARTINS-HATANO et al., 2000; BARROS-

BATTESTI et al., 2000; MULLER et al., 2005), e os ectoparasitos estão distribuídos nas seguintes categorias taxonômicas: Acari, Siphonaptera e Phthiraptera (REIS, 2008).

Linardi (2006) relatou que os ácaros da subordem Gamasida têm espécies parasitas de vertebrados e invertebrados, alimentando-se de tecidos ou fluidos de seus hospedeiros, com espécies hematófagas. A maioria desses ácaros que infestam o homem e animais pertence a três famílias, entre elas, a Laelapidae, que inclui espécies ectoparasitas de pequenos mamíferos, principalmente roedores e marsupiais. Esses ácaros são frequentemente encontrados na pelagem de seus hospedeiros assim como em seus ninhos (LARESCHI et al., 2006).

Os ectoparasitas observados pelo lado evolutivo apresentam importância para suas populações hospedeiras, já funcionam como agentes moduladores das mesmas. É possível através deles, que aconteçam adaptações fisiológicas e imunológicas que interferem na distribuição geográfica destes animais (MARTINS-HATANO et al., 2004). Por outro lado, estes ectoparasitos funcionam como transmissores de agentes patogênicos e ocasionam doenças parasitárias que representam uma séria ameaça a seus hospedeiros e humanos (MASTROPAOLO et al., 2014; SPONCHIADO et al., 2015).

1.7.1 *Gliricola quadrisetosa* (Ewing, 1924)

Pertencem à subordem Amblycera e família Gyropidae. Parasita o pêlo de roedores cavídeos, podendo ocasionar neles prurido intenso, alopecia, liqueificação, hiperpigmentação, formação de crostas, erosões e pápulas, permitindo que o animal desenvolva infecções secundárias (AHID et al., 2009).

O estudo taxonômico de *Gliricola quadrisetosa* recuperados em pequenos roedores mamíferos foi descrito recentemente por Pereira (2012), que o descreveram como Amblycera com protórax arredondado, meso e metatórax fundidos (pterotórax), placa esternal com aspecto circular e côncavo. Diferenciam-se fêmeas dos machos pela genitália e por exibir como característica única e marcante desta espécie a presença de dois pares de longas cerdas localizadas no 2º e 3º pleurito abdominal.

A transmissão do piolho dá-se por contato direto entre animais infestados, com vetores e fômites, e com ambiente contaminado, sendo a forma infectante o piolho adulto (COLE et al., 2013).

1.7.2 *Gyropus ovalis* (Burmeister, 1838)

Gyropus ovalis é um piolho mastigador que tem como hospedeiros pequenos roedores, pertencentes à classe Insecta, ordem Phthiraptera, subordem Mallophaga, superfamília Amblycera, família Gyropidae, e subfamília Gyropinae (JOHNSON e CLAYTON, 2003; ZAJAC et al., 2012).

Tem características bem parecidas com piolhos do gênero *Gliricola*, porém é mais alongado e mais achatado, com dimensões de aproximadamente 1 a 2 mm de comprimento e 0,5 mm de largura. Tem quatro segmentos nos palpos e à presença de seis pares de espiráculos ventrolaterais entre placas pouco definidas (WALL e SHEARER, 1997).

Possuem dois ou mais membros modificados para prender os pêlos dos hospedeiros, entre o fêmur e a tíbia. Esses membros que tem o segundo segmento tarsal muito desenvolvido, em forma de unha, com duas protuberâncias na extremidade proximal do fêmur e transversalmente estriadas. O membro do primeiro par tem uma só unha e sem modificações sensíveis dos primeiros segmentos tarsais. Entre as duas protuberâncias de cada fêmur existe uma goteira onde se adapta o segundo segmento tarsal do mesmo membro, quando o inseto se prende ao pelo do hospedeiro (SERRA-FREIRE, 2006).

1.7.3 *Chirodiscoides caviae* (Hirst, 1917)

Chirodiscoides caviae é um ácaro pertencente à ordem Acarina, subordem Astigmata e à família Atopomelidae (Lisrophoridae) (WAGNER e MANING, 1976). É comumente encontrado parasitando pêlos de cobaias localizando-se, com maior frequência, na região posterior dorsal (RELFORD et al., 1989; WAGNER, 1972). Devido ao fato deste gênero ser exclusivo de cobaia, a espécie foi denominada *caviae*. O primeiro relato da ocorrência deste ácaro, no Brasil, foi realizado por Flechtmann (1974).

Os ectoparasitos apresentam importância epidemiológica, pois podem atuar como transmissores de microrganismos patogênicos incluindo-se riquetsias e bactérias, além disso, produzem alopecia e prurido, cuja intensidade depende do grau da infestação parasitária (FULLER, 1956; GAAFAR, 1976; QUINTERO et al., 1986; FLYNN, 1973).

Chirodiscoides caviae é um ácaro alongado, mole, muito estriado, com escudos prodorsal e prodontal muito distintos e com as patas I-II e III-IV ou região coxal anterior modificada de modo a auxiliar na fixação do pêlo do hospedeiro. As patas I e II são desprovidas de garras empodiais. Este mede cerca de 500 µm e o tronco do macho prolonga-

se num par de lóbulos com um par de pequenas ventosas adanais (WAGNER e MANNING, 1976; BAKER, 2007).

1.7.4 *Laelaps sp.*

Ácaros da subordem Gamasida são parasitos de vertebrados e invertebrados, são os que mais se parecem com os carrapatos, mesmo que em proporções bem menores (REY, 2008; SERRA FREIRE, 2006). Caracterizam-se por possuir tritosterno em posição ventral, atrás da linha de articulação do gnatossomo com o idiossoma e por possuir metaposossoma com peritremas alongados e tubiformes. O gnatossoma em geral é bem desenvolvido, robusto ou estiletiformes. O corpo tem a presença de pasças e escudos, com esclerotização variada, patas longas e adaptadas para caminhar (SERRA-FREIRE, 2006).

A maior parte dos representantes que parasitam animais pertencem a três famílias, sendo duas as principais, a Laelapidae e Macronyssidae, por serem indivíduos especializados no parasitismo de pequenos mamíferos, roedores e marsupiais (LARESCHI et al., 2006).

Esses artrópodes alimentam-se de sangue de pequenos roedores, morcegos e aves. Biologicamente, tem o ciclo composto pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adultos, nos estágios ninfais não se alimentam frequentemente e não apresentam estigmas respiratórios (REY, 2008; SERRA FREIRE, 2006).

Membros da família Laelapidae apresentam queliceras fortemente desenvolvidas, robustas e com dentes, corniculi distinto, curto e franjeado, escudo dorsal inteiro e completo e placa genitoventral em forma de gota (SERRA-FREIRE, 2006).

1.8 ENDOPARASITOS EM ROEDORES

As parasitoses tem importância tanto para o homem como para o animal, pois podem provocar riscos à saúde, possuem caráter zoonótico e podem levar a perdas econômicas (ALVES, 2017).

Quando se trata de animais de laboratório a incidência de parasitas é constante, o que pode provocar diversas alterações nutricionais, interferindo no desenvolvimento e até na fisiologia. Por isso, deve-se conhecer toda a fauna endoparasitária desses animais, para prevenir e controlar a presença desses parasitos (ANDRADE, 2002).

Ainda são escassos os estudos sobre a prevalência e intensidade de infecção da endofauna de roedores silvestres. Esses estudos permitem conhecer a extensão dos ciclos parasitários e ajudam a melhorar o controle entre as comunidades animal e humana (VELOSO, 2015).

1.9 AGENTES ETIOLÓGICOS

1.9.1 *Mycoplasma* sp.

Bactérias do gênero *Mycoplasma* estão posicionadas dentro da Classe Mollicutes, Ordem Mycoplasmatales, Família Mycoplasmataceae (TULLY et al., 1993).

Micoplasmas hemotróficos são bactérias fastidiosas, de formato cocóide e sem parede celular, encontradas aderidas à superfície dos eritrócitos ou livres no plasma. Quando ligadas aos eritrócitos, essas bactérias podem causar deformações na superfície celular. Todas as espécies descritas até o presente momento apresentam diâmetro menor que 0,9 µm, não são cultiváveis *in vitro* sendo resistentes à penicilina e sensíveis à tetraciclina (NEIMARK et al., 2001).

Dentre as espécies de hemoplasmas descritas, *M. haemomuris* e *M. coccoides* são conhecidas por parasitarem roedores. Estudos recentes têm demonstrado que diferentes genótipos e, provavelmente, novas espécies, circulam em roedores silvestres e sinantrópicos no Brasil e Hungria (VIEIRA et al., 2009).

O estilo de vida epieritrocítico dos hemoplasmas favorece a transmissão por artrópodes sugadores de sangue (carrapatos, pulgas, piolhos, etc.). Porém, estudos experimentais objetivando investigar a competência vetorial de tais artrópodes são escassos (BIONDO et al., 2009).

O diagnóstico baseia-se na identificação do parasita em esfregaços sanguíneos e na amplificação de ácidos nucleicos (DNA), seja por meio da PCR convencional (cPCR) ou em tempo real (qPCR) (WILLI et al., 2007; SYKES, 2010).

1.9.2 *Babesia* sp.

A babesiose é uma doença cosmopolita e sua transmissão de animais infectados para o homem tem sido bem demonstrada, sendo atualmente considerada uma doença emergente (BRASSEUR e GORENFLOT, 1992). No Brasil, o primeiro registro de infecção humana por *Babesia* sp. foi no estado de Pernambuco, em paciente adulto com quadro clínico de malária benigna (ALECRIM et al., 1983). A ocorrência de *Babesia* sp. em roedores pereniza essa zoonose em diversas regiões do mundo (VAN PENEEN et al., 1977).

A Babesiose é uma doença causada por um protozoário e transmitida pelo carrapato *Rhipicephalus sanguineus* que é o parasita intermediário, que se aloja no hospedeiro definitivo e com a picada do carrapato (hospedeiro intermediário) é nesse momento inoculado no sangue do hospedeiro definitivo e invadem os glóbulos vermelhos se reproduzem e os destrói

(VIEIRA et al., 2013). Exceto *E. risticii*, a transmissão ocorre após contato com o carrapato. Moscas hematófagas, pulgas e mosquitos, são considerados possíveis vetores. Os reservatórios incluem roedores e outros mamíferos expostos ao contato com carrapato (MASSAD, 2004).

Animais selvagens podem apresentar manifestações clínicas de babesiose semelhantes àquelas observadas em animais domésticos quando mantidos em cativeiro. Infecção de animais selvagens mantidos em cativeiro com uma espécie de *Babesia* de animais domésticos pode ser fatal, uma vez que animais selvagens possuem suas próprias babesias, com variados graus de especificidade a hospedeiros e estabilidade endêmica geralmente previsível. Fatores estressantes, tais como captura e manutenção em cativeiro durante certo período de tempo, podem reagudizar uma babesiose clínica, causada por parasitas usualmente benignos para os animais selvagens (ANDRÉ, 2008).

A babesiose é uma das mais importantes infecções por hemoprotozoários e seu diagnóstico é de correto é fundamental. O diagnóstico é confirmado pela presença em esfregaços sanguíneos e pela realização de técnicas moleculares (PCR), que é valiosa para o estudo da babesiose em animais selvagens (PENZHORN, 2006).

1.9.3 *Bartonella* sp.

Bactérias do gênero *Bartonella* pertencem à Classe Alfa-Proteobacteria, Ordem Rhizobiales e Família Bartonellaceae. O gênero *Bartonella* foi proposto há mais de um século, quando em 1905, Alberto Barton identificou o agente etiológico da doença de Carrión observando esfregaços sanguíneos de pacientes com a febre de Oroya. Posteriormente, essa bactéria foi nomeada como *Bartonella bacilliformis* em sua homenagem (KUYKENDALL, 2006; MINNICK et al., 2014).

A transmissão das espécies de *Bartonella* entre seus hospedeiros é mediada, principalmente, por artrópodes vetores hematófagos. A competência vetorial na transmissão de *Bartonella* sp. tem sido demonstrada por várias espécies de ectoparasitas (CHOMEL, 2011).

O diagnóstico da infecção por *Bartonella* sp. podem ser feitos com a avaliação dos esfregaços sanguíneos corados, mas deve ser realizado preferencialmente pelo cultivo celular do organismo em meio pré-enriquecido, seguido de amplificação do DNA pela PCR a partir de amostras obtidas assepticamente (DUNCAN et al., 2007; BREITSCHWERDT et al., 2010; PULTORACK et al., 2013).

1.9.4 *Ehrlichia* sp.

A família Anaplasmataceae, pertencente à ordem Rickettsiales, e é composta por alfa-proteobactérias gram-negativas, compreendendo os gêneros *Anaplasma*, *Ehrlichia*, *Neorickettsia* e *Wolbachia* (DUMLER et al., 2001).

Tais agentes representam um risco crescente à saúde pública e animal, principalmente devido às mudanças ecológicas e climáticas que ocorrem no planeta. Visto que a dinâmica que mantém essas bactérias no ambiente é determinada principalmente pela interação entre carrapatos vetores com hospedeiros mamíferos, a mesma pode ser influenciada por fatores climáticos como temperatura, precipitação e umidade relativa (HARRUS e BANETH, 2005; RIZZOLI et al., 2014).

Quando infectados, animais e humanos podem apresentar desde infecção assintomática a doença fatal. O que pode variar dependendo de fatores relacionados ao hospedeiro, e isolado do agente em questão. A febre é o sinal clínico mais comumente observado. Achados laboratoriais como anemias, trombocitopenia e leucopenia, que ocorrem devido à multiplicação bacteriana, são parâmetros importantes no diagnóstico (ISMAIL et al., 2010; WOLDEHIWET et al., 2010).

A realização de uma PCR, amplificando DNA de todas as espécies de *Ehrlichia* sp., seguida por sequenciamento, é uma ferramenta útil para o estudo epidemiológico da infecção erliquial em carrapatos e vertebrados (INOKUMA et al., 2001). Sempre que possível fragmentos amplificados devem ser sequenciados para confirmar a validade dos resultados do exame, quando o ensaio está sendo feito para diferenciar espécies de *Ehrlichia*, particularmente quando a técnica molecular é aplicada a amostras derivadas de outros animais que não cães (HANCOCK et al., 2001; MASSUNG e SLATER, 2003).

1.10 HEMOGRAMA

A hematologia fornece informação para a identificação de possíveis alterações nos componentes celulares do sangue, o que permite o diagnóstico e avaliação de distúrbios que possam ocorrer no organismo (CAMPBELL, 1991). O hemograma pode fornecer, por exemplo, o diagnóstico final quando se trata de hemoparasitos, que podem ser encontrados durante um exame (JAIN, 1993).

É de extrema importância a realização de estudos e divulgação de resultados de valores dos parâmetros fisiológicos dos animais de experimentação e domésticos, levando em

consideração que podem existir variáveis que devem ser avaliadas nas pesquisas científica (LIMA et al., 2014).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHID, S. M. M. et al. Parasitismo por Phthiraptera em preás (*Galea spixii spixii*) cativos no semiárido do nordeste brasileiro. 2º Encontro Internacional da Conservação, Recife, PE. **Anais Recife: UFRPE**. 2009
- ALECRIM, I. et al. Registro do primeiro caso de infecção humana por *Babesia* spp. no Brasil. **Revista Patologia Tropical**, v. 12, p. 11-29, jan-abr. 1983.
- ALVES, A. R. E. Ecto e endoparasitas em animais de companhia: protocolos de desparasitação. **Repositório da UTAD**. Vila Real. 2017.
- ANDRADE, A. et al. Animais de Laboratório: criação e experimentação [online]. Rio de Janeiro: **Editora FIOCRUZ**, 2002.
- ANDRÉ, M. R. Detecção molecular e sorológica de *Ehrlichia canis* e *Babesia* em felídeos selvagens brasileiros mantidos em cativeiro. **Dissertação (mestrado)**. Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2008.
- BAKER, D. G. Flynn's parasites of laboratory animals. (2nd ed.). **Oxford: Blackwell Publishing**. 2007.
- BARBOSA, P. B. M. Efeito sobre a participação de roedores na cadeia de transmissão de *Leishmania infantum* (Protozoa: Trypanosomatidae) no Rio Grande do Norte. **Dissertação (Mestrado em Bioquímica)**, UFRN, Natal, 2005.
- BARLETT, P. C.; JUDGE, L. J. The role of epidemiology in public health. **Office International des Epizooties Scientific and Technical Review**, v. 16, n. 2, p. 331-336, 1997.
- BARROS-BATTESTI, D. M. et al. Parasitism by *Ixodes didelphidis* and *I. loricatus* (Acari: Ixodidae) on Small Wild Mammals from Atlantic Forest in the State of São Paulo, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v.37, n.6, p.820- 827, 2000.
- BEZERRA, A. M. R. Revisão Taxonômica do Gênero *Galea* Meyen, 1832 (Rodentia: Caviinae). **Tese de Doutorado em Biologia Animal**. Brasília, UNB, 2008. Disponível em:http://repositorio.unb.br/bitstream/10482/3719/1/2008_AlexandraMariaRamosBezerra.pdf. Acesso em: 10/02/2018.

BIONDO, A. W. et al. A review of the occurrence of hemoplasmas (hemotrophic mycoplasmas) in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v.18, n. 3, p. 1-7, 2009.

BONVICINO, C. R. et al. Small mammals of Chapada dos Veadeiros national park (Cerrado of central Brazil). Ecologic, karyologic and taxonomic considerations. **Brazilian Journal of Biology**, v. 65, p. 395-406. 2005.

BONVICINO, C. R. 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. Disponível em: <http://www.fiocruz.br/ioc/media/livro%20roedores.pdf>. Acesso em: 15/01/2018.

BRASIL. Fundação Nacional de Saúde. **Manual de controle de roedores**. Brasília, 2002.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis. Manual de vigilância, prevenção e controle de zoonoses: normas técnicas e operacionais [recurso eletrônico] / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis. – Brasília: **Ministério da Saúde**, 2016.

BRASSEUR, P.; GORENFLOT, A. Human babesiosis in Europe. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.87, p.131-132, 1992.

BREITSCHWERDT, E. B. et al. Bartonellosis: an emerging infectious disease of zoonotic importance to animals and human beings. **Journal of Veterinary Emergency and Critical Care**, San Antonio, v. 20, n. 1, p. 8-30, 2010.

CABRERA, A. Catalogo de los mamiferos de America del Sur. **Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernadino Rivadavia”**, Ciências Zoológicas, 4 (2), 1961.

CAMPBELL, T. W. Hematology of Exotic Animals. **The Compendium. Small Animal**. p. 950-957. 1991.

CHOMEL, B. B. Lack of transovarial transmission of *Bartonella* by rodent fleas. **Molecular Ecology**, Malden, v. 20, n. 13, p. 2660-2661, 2011.

CHOMEL, B.B. et al. Wildlife, exotic pets, and emerging zoonoses. **Emerg Infect Dis**. 2007.

COLE, D. Common Mites of Your Rabbit and Small Animal Part II: Cavy Lice. Rutgers **New Jersey Agricultural Experiment Station**, 2013, Disponível em: <https://njaes.rutgers.edu/pubs/fs1184/>. Acessado em: 10/02/2018.

CORRÊA, S. H. R.; PASSOS, E. C. Wild animals and public health. **Biology, medicine, and surgery of South American wild animals**. Ames: Iowa University Press, p. 493-499, 2001.

DUMLER, J. S. et al. Reorganization of genera in the families *Rickettsiaceae* and *Anaplasmataceae* in the order *Rickettsiales*: unification of some species of *Ehrlichia* with *Anaplasma*, *Cowdria* with *Ehrlichia* and *Ehrlichia* with *Neorickettsia*, descriptions of six new species combinations and designation of *Ehrlichia equi* and ‘HE agent’ as subjective synonyms of *Ehrlichia phagocytophila*. **Internal Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**. v. 51, p. 2145–2165, 2001.

DUNCAN, A. W. et al. A combined approach for the enhanced detection and isolation of *Bartonella* species in dog blood samples: Pre-enrichment liquid culture followed by PCR and subculture onto agar plates. **Journal of Microbiological Methods**, Amsterdam, v. 69, n. 2, p. 273-281, 2007.

FLECHTMANN, C. H. W. et al. Sobre três ácaros parasitos de animais de Laboratório. **Arquivos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro**, v. 4, p. 25-35, 1974.

FLYNN, R. J. Parasites of laboratory animals. Iowa. **State University Press**. p. 425-92. 1973.

FULLER, H. S. Veterinary and medical acarology. **Annual Review of Entomology**, v. I, p. 347-66. 1956.

GAAFAR, S. M. Pathogenesis of ectoparasites. In: SOUSBY, E.J.L., ed. **Biology of parasites – emphasis on veterinary parasites**. London, Academic Press, p.229-36. 1976.

HANCOCK, S. I. et al. Differentiation of *Ehrlichia platys* and *E. equi* infections in dogs by using 16S ribosomal DNA-based PCR. **Journal of Clinical Microbiology**, Washington, v. 39, n. 12, p. 4577-4578, 2001.

- HARRUS, S.; BANETH, G. Drivers for the emergence and re-emergence of vector-borne protozoal and bacterial diseases. **International Journal for Parasitology**, v. 35, p. 1309-1318, 2005.
- INOKUMA, H. et al. Molecular survey of Ehrlichia infection in ticks from animals in Yamaguchi prefecture, Japan. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 99, n. 4, p. 335-339, 2001.
- ISMAIL, N. et al. Human ehrlichiosis and anaplasmosis. **Clinics in Laboratory Medicine**. v. 30, p. 261–292, 2010.
- JAIN, N. C. Examination of the Blood and Bone Marrow. **Essentials of Veterinary Hematology**. Philadelphia. p. 1-18. 1993.
- JOHNSON, K. P.; CLAYTON, D. H. The biology, ecology, and evolution of chewing lice. Illinois **Natural History Survey Special Publication** 24. 501p. 2003.
- KUYKENDALL, L. D. Order VI. Rhizobiales ord. nov. Bergey's Manual of Systematic Bacteriology. **Springer, New York**, 529 (Eds.), vol. 2, p. 324, 2006.
- LARESCHI, M. et al. First report of mites (Gamasida: Laelapidae) parasite on wild rodents in Uruguay, with new host records. **Neotropical Entomology**, n. 35, v. 5, p. 596- 601, 2006.
- LIMA, C. M. et al. Valores de referencia hematológicos e bioquímicos de ratos (*Rattus norvegicus* linhagem Wistar) provenientes do biotério da Universidade Tiradentes. **Scientia Plena**. v. 10, n. 03. 2014.
- LIMA, M. C. et al. Glândula mamária de mocó (*Kerodon rupestris* – Wied Neuwied, 1820): aspectos morfológicos. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 45, p. 88-93, 2008.
- LINARDI, P. M. Os ectoparasitos de marsupiais brasileiros. Os marsupiais do Brasil: biologia, ecologia e evolução. **Campo Grande: Editora da Universidade Federal do Mato Grosso do Sul**, p. 37-52. 2006.
- LINARDI, P. M.; GUIMARÃES, L. R. Systematic review of genera and subgenera of Rhopalopsyllinae (Siphonaptera: Rhopalopsyllidae) by phonetic and cladistic methods. **Journal of medical Entomology**, v. 30, n. 1, p. 161-170, 1993.

MACDONALD, D. The Encyclopedia of Mammals. **New York: Facts on File**, v. 895 p. 1984.

MARTINS-HATANO, et al. Ectoparasitos de pequenos mamíferos na Restinga de Jurubatiba. **Pesquisa de longa duração na Restinga de Jurubatiba: ecologia historia natural e conservação**. São Carlos: RiMa. Cap 1, p. 231-241. 2004.

MARTINS-HATANO, F. et al. *Androlaelaps marmosops* (Acari: Laelapidae), a new species associated with mouse opossum *Marmosops incanus* (Lund, 1840) in the Atlantic forest of Rio de Janeiro state, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 61, n.4, p. 685- 688. 2000.

MARVULO, M. F. V. Zoonoses. In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL. **Tratado de animais selvagens**. São Paulo: Roca; p.1250-6. 2006.

MASSAD, C. L.; FONSECA, A. H. Carrapatos e doenças transmitidas comuns ao homem e aos animais. **A hora Veterinária**, v. 135: p. 15-233, 2004.

MASSUNG, R. F.; SLATER, K. Comparison of PCR assays for detection of the agent of human granulocytic ehrlichiosis, *Anaplasma phagocytophilum*. **Journal of Clinical Microbiology**, Washington, v. 41, n. 2, p. 717-722, 2003.

MASTROPAOLO, M. et al. The ticks (Acari: Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Bolivia. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v.5, p. 186-194, 2014.

MINNICK, M. F. et al. Oroya fever and verruga peruana: Bartonelloses unique to South America. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, San Francisco, v. 8, n. 7, 2014.

MONTICELLI, P. F. Comportamento e comunicação acústica em cobaias e preás. 2005. 161p. **Tese (Doutorado em Psicologia)**, Universidade de São Paulo, 2005.

MOOJEN, J. Os roedores do Brasil. **Ministério da Educação e Saúde, Instituto Nacional do Livro**, Rio de Janeiro. 214 p. 1952.

MULLER, G. et al. *Didelphis albiventris* Lund, 1841, parasitado por *Ixodes loricatus* Neumann, 1899, e *Amblyomma aureolatum* (Pallas, 1772) (Acari: Ixodidae) no Rio Grande do Sul. **Arquivo do Instituto de Biologia**, v. 72, n. 3, p. 319-324, 2005.

NEIMARK, H. et al. Proposal to transfer some members of the genera *Haemobartonella* and *Eperythrozoon* to the genus *Mycoplasma* with descriptions of ‘*Candidatus Mycoplasma haemofelis*’, ‘*Candidatus Mycoplasma haemomuris*’, ‘*Candidatus Mycoplasma haemosuis*’ and ‘*Candidatus Mycoplasma wenyonii*’. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, London, v. 51, n. 3, p. 891-899, 2001.

PENZHORN, B. L et al. Feline babesiosis: an endemic South African disease. **Japanese Journal of Veterinary Parasitology**, v. 5, n. 1, p. 1- 7, 2006.

PERCEQUILLO, A. R. et al. Mamíferos dos remanescentes florestais de João Pessoa, Paraíba. **Biologia Geral Experimental**, São Cristovão, SE, v. 7, n. 2, p. 17-31, dez, 2007.

PEREIRA, J. S. Ectoparasitos em preás (*Galea spixii* Wagler, 1831) cativos no semiárido do Rio Grande do Norte, Brasil. **Dissertação - UFERSA**. Mossoró, 2012.

PULTORACK, E. L. et al. Serial testing from a 3-day collection period by use of the *Bartonella* Alphaproteobacteria growth medium platform may enhance the sensitivity of *Bartonella* species detection in bacteremic human patients. **Journal Clinical Microbiology**, Washington, v. 51, n. 6, p. 1673-1677, 2013.

QUINTERO, M. M. T. et al. Presencia de *Chirodiscoides caviae* (Acari atopomelidae) em cuyes. **Veterinaria Mexico**, v. 7, p. 123-5, 1986.

REIS, et al. Sobre os Mamíferos do Brasil. In: REIS, N. R. **Mamíferos do Brasil**. Londrina, p. 23-29, 2011.

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, Supl. 1, p. 69-74. 2008.

RELFORD, R. L. et al. Effects of a commercial malathion Dip preparation on the cellular and humoral immune response of BALB/ c mice. **Laboratory Animal Science**, v.39, p.56-9, 1989.

RIZZOLI, A. et al. *Ixodes ricinus* and its transmitted pathogens in urban and peri-urban areas in Europe: new hazards and relevance for public health. **Frontiers in Public Health**. v. 2, p. 1-26, 2014.

- REY, L. Parasitologia. Rio de Janeiro: **Guanabara-Koogan**. 4 ed., p. 883, 2008.
- SERRA-FREIRE, N. M. da; MELLO, R. P. de. Entomologia e Acarologia na Medicina Veterinária. Rio de Janeiro: **L. F. Livros**, 2006.
- SILVA, J. C. R. Zoonoses e doenças transmitidas por animais silvestres. **Portal Educação**. 2008. Disponível em: <https://www.portaleducacao.com.br/conteudo/artigos/veterinaria/zoonoses-e-/2463>. Acesso em: 01/02/2018.
- SOLMSDORFF, K. Comments on the genus Galea Meyen 1833 with description of Galea monasteriensis n. sp. from Bolivia (Mamalia, Rodentia, Caviidae). **Senckenbergiana Biologica**, v. 84, p. 137-156. 2004.
- SOUSA, R. A. Caracterização do ritmo de atividade/repouso do mocó (*Kerodon rupestris*) em fotoperíodo artificial. **Tese (Doutorado em Psicobiologia)**, UFRN, Natal, 2006.
- SOUZA, M. J. One health: zoonoses in the exotic animal practice. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**. 2011.
- 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.
- SYKES, J. E. Feline hemotropic mycoplasmas. **Journal of Veterinary Emergency and Critical Care**, San Antonio, v. 20, n. 1, p. 62-69, 2010.
- TULLY J. G. et al. Revised Taxonomy of the Class Mollicutes: Proposed elevation of a monophyletic cluster of arthropod-associated Mollicutes to ordinal rank (Entomoplasmatales ord. nov.), with provision for familial rank to separate species with nonhelical morphology (Entomoplasmataceae fam. nov.) from helical species (Spiroplasmataceae), and emended descriptions of the Order Mycoplasmatales, Family Mycoplasmataceae. **International Journal of Systematic Bacteriology**, Londres, v. 43, n. 2, p. 378-385, 1993.
- VAN PEENEN, P. F. D. et al. Piroplasma from taiwanese rodents. **The Journal of Protozoology**, v.24, p.310-312, 1977.

VELOSO, I. M. F. Estudo de ectoparasitas no porquinho-da-índia e noutros pequenos roedores domésticos. Dissertação de Mestrado **Integrado em Medicina Veterinária**. Universidade de Lisboa. 2015.

VIEIRA, C. DA C. Lista remissiva dos mamíferos do Brasil. **Arquivo de Zoologia, São Paulo**, v. 8, p. 341-474. 1955.

VIEIRA, R. F. C. et al. Detection of a novel hemoplasma based on 16S rRNA gene DNA in captive and free-ranging capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*). **Veterinary Microbiology**, Filadélfia, v. 139, n. 3-4, p. 410-413, 2009.

VIEIRA, T. S. W. J. et al. Serosurvey of tickborne pathogens in dogs from urban and rural areas from Paraná State, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, 104-109. 2013.

WAGNER, J. E. et al. Chirodiscoides caviae infestation in guinea pigs. **Laboratory Animal Science**, v.22, p.750-2, 1972.

WAGNER, J. E.; MANNING, P. J. The biology of the guinea pig (ed.). **Academic Press Books, Inc.**, Orlando, Flo. 1976.

WALL, R.; SHEARER, D. Veterinary entomology. London: **Chapman & Hall**. 1997.

WERNECK, F. L. Sobre algumas espécies do Gênero *Gliricola*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. v. 37, p. 297-316, setembro, 1942.

WILLI, B. et al. From *Haemobartonella* to hemoplasma: molecular methods provide new insights. **Veterinary Microbiology**, Amsterdam, v. 125, n. 3-4, p. 197-209, 2007.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. Mammal Species of the world: A taxonomic and geographic reference. **Baltimore: Johns Hopkins University Press**, 2005.

WOLDEHIWET, Z. The natural history of *Anaplasma phagocytophilum*. **Veterinary Parasitology**. v. 167, p. 108–122, 2010.

WOODS, C. A. The history and classification of South American hystricognath rodents: reflections on the far away and long go. **In: Mammalian Biology in South America**.

Pennsylvania, Special Publication, Pymatuninh Laboratory of Ecology, University of Pittsburgh. p. 377-392, 1982.

ZAJAC, A. et al. Veterinary clinical parasitology. **Ames, Iowa: Wiley-Blackwell Pub.** 8 ed., 2012.

ZOGNO, M. A. et al. Analise bioquimica dos liquidos fetais e citologia do fluido amniotico da femea do mocó (*Kerodon rupestris*). **Brazilian Journal of Veterinary na Animal Science**, v. 41, p. 228-235, 2004.

CAPÍTULO 2

**Descrição parasitológica, epidemiológica e hematológica do *Galea spixii* (Wangler, 1831)
de vida livre no Estado da Paraíba, Brasil**

Descrição parasitológica, epidemiológica e hematológica do *Galea spixii* (Wangler, 1831) de vida livre no Estado da Paraíba, Brasil

GOMES, C. C. S.^a; VIEIRA, R. F. C.^b; VIEIRA, T. S. W. J.^c; BARBOZA, S. C. R.^d; SILVA, H. T. F. N. P.^e; GUERRA, R. R.^f

^aUniversidade Federal da Paraíba, Areia, Paraíba, Brasil – carlahcarolinne@gmail.com

^bUniversidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brasil – vieirarfc@gmail.com

^cUniversidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brasil – vieirarswj@gmail.com

^dUniversidade Federal da Paraíba, Areia, Paraíba, Brasil – samariinharibeiro@gmail.com

^eUniversidade Federal da Paraíba, Areia, Paraíba, Brasil – hugothyares1@hotmail.com

^fUniversidade Federal da Paraíba, Areia, Paraíba, Brasil – Ricardo@cca.ufpb.br

RESUMO

O Brasil é composto por grandes ecossistemas com vasta biodiversidade da fauna e flora. O desenvolvimento da agricultura e pecuária proporciona uma interação entre as populações humanas, de animais domésticos e as populações de animais silvestres, o que facilita a disseminação de agentes infecciosos e parasitários. Os roedores selvagens apresentam ampla diversidade ecológica, sendo necessário conhecer as espécies que servem como reservatórios de agentes patogênicos. O presente estudo objetivou identificar ecto e endoparasitos em *Galea spixii* (Wangler, 1831), agentes infecciosos e descrever seu perfil hematológico em espécimes de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. O trabalho foi realizado com 16 espécimes de ambos os sexos, adultos, capturados nas cidades de Remígio e Areia, Paraíba. Todos os preás apresentaram ectoparasitos, sendo eles *Gliricola quadrisetosa*, *Gyropus ovalis*, *Laelaps sp.* e *Chirodiscoides caviae*. e também para endoparasitos, identificados pela presença de ovos de nematóides, cestóides e oocistos de coccídeos nas fezes. Esse é o primeiro relato das espécies *Gyropus ovalis*, *Laelaps sp.* e *Chirodiscoides caviae*. No diagnóstico molecular de *Mycoplasma sp.*, *Babesia sp.*, *Ehrlichia sp.* e *Bartonella sp.* não houveram amostras positivas. Foi determinado pela primeira vez o perfil hematológico desses animais. Tais resultados servem de subsídios para futuras pesquisas com a espécie que podem ser utilizados como modelo animal em experimentos, na clínica em cativerios conservacionistas e científicos, e como norteador epidemiológico, uma vez que tal espécie é rotineiramente utilizada como fonte protéica por populações carentes da região Nordeste do Brasil, além da utilização como pet.

PALAVRAS-CHAVE: Roedor, preá, ectoparasitos, endoparasitos, hemoparasitos.

ABSTRACT

Brazil is composed of large ecosystems with vast biodiversity of fauna and flora. The development of agriculture and livestock provides an interaction between human populations, domestic animals and wild animal populations, which facilitates the spread of infectious and parasitic agents. Wild rodents exhibit wide ecological diversity, being necessary to know the species that serve as reservoirs of pathogens. The present study aimed to test some infectious agents in *Galea spixii*, to identify its ecto and endoparasites, and to describe its hematological profile in free - living specimens, in the State of Paraíba, BRA. The study was carried out with 16 adult male and female specimens captured in the cities of Remígio and Areia, Paraíba, BRA. PCR tests for *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. and *Bartonella* sp. were all negative. All the pretas presented positive charge for ectoparasites, being *Gliricola quadrisetosa*, *Gyropus ovalis*, *Laelaps* sp. and *Chirodiscoides caviae*. and positive charge also for endoparasites, identified by the presence of eggs of nematodes, cestodes and coccidia oocysts in feces. This is the first report on the species of *Gyropus ovalis*, *Laelaps* sp. and *Chirodiscoides caviae*. The hematological profile of these animals was first determined. These results serve as subsidies for future research with the species that can be used as an animal model in research, in the clinic in conservationist and scientific captives, and as an epidemiological guide, since this species is routinely used as a protein source by populations in need of the region Northeast of BRA, besides the use as pet.

KEY WORDS: Rodent, preá, ectoparasitos, endoparasitos, hemoparasitos.

INTRODUÇÃO

O crescimento urbano, industrial e os avanços agropecuários, permitem um contato mais amplo entre as populações de animais domésticos, humanos e os animais silvestres em seus habitats, favorecendo a difusão de agentes infecciosos e parasitários (CORRÊA e PASSOS, 2001). Os animais silvestres podem ser reservatórios de zoonoses de potencial significância na saúde pública, na economia e na conservação da vida silvestre, tanto em vida livre como em cativeiro (CLEAVELAND et al., 2001).

A ordem Rodentia contém mais de 2.000 espécies, formando a mais numerosa de mamíferos placentários. Os preás do Gênero *Galea*, são da família Caviidae e subfamília Caviinae. Com duas espécies distribuídas no Brasil: *Galea flavidens* e *Galea spixii* (BONVICINO, 2008). Na América do Sul, os preás (*Galea spixii*) são uma das principais espécies de roedores, que quando criados adequadamente pode ser utilizado, principalmente, como fonte econômica, com interesse comercial por seus produtos, como carne, couro e pêlos (LOPES et al., 2004).

A criação desses animais em cativeiro é comum em populações de regiões tropicais e subtropicais, e cada vez mais nota-se o aumento considerável da criação dos roedores silvestres em geral (VON RICHER, 1979; ALVES, 2012). Nas regiões semiáridas do Brasil, além da utilização na alimentação, são usados para fins artesanais, zoterápicos, criados como pets e em pesquisas científicas (ALVES, 2012).

São consumidos como fonte de proteína animal, principalmente em períodos de escassez pluviométrica pelas populações rurícolas, sendo encontrado próximos às propriedades rurais e periféricas na região Nordeste (BARBOSA, 2005). Mourão et al. (2006) destacam em seus estudo baseados na etnociência e etnobiologia que a carne de preá é considerada nutritiva e digestiva, além de ser utilizada para o tratamento de doenças.

Santos (2018) demonstrou em seu estudo que *G. spixii* foi indicado para diversas finalidades: alimentação (43%), criação (43%), zoterápico (9%) e fins artesanais (5%), o que reforça ainda mais a importância do conhecimento epidemiológico dessa espécie por ser próxima dos seres humanos.

Existem no Brasil importantes zoonoses parasitárias, que podem ser transmitidas através do consumo de produtos de origem animal. Se tratando da utilização como animais de companhia, a transmissão de doenças pode acontecer pelo contato direto com animais infectados e ocorrem devido à ausência de medidas simples de controle sanitário e populacional de animais (ROSSI, 2014). Cita-se que 75% das doenças infecciosas são

zoonoses e grande parte transmitida por vetores, isso torna evidente a necessidade de identificar e se conhecer a distribuição de agentes patogênicos e parasitários onde vivemos (BREITSCHWERDT, 2014).

Para um melhor conhecimento dos casos naturais, é imprescindível o estudo epidemiológico das zoonoses, definindo-se os fatores de risco em ecossistemas determinados, o fluxo dos agentes em animais silvestres e a importância local/regional/nacional das patologias, subvencionando atividades de saúde pública e a aplicação de serviços veterinários (BARBOSA et al., 2011).

Poucos estudos relacionados à epidemiologia, genética, biologia e ecologia dos patógenos em roedores selvagens e sinantrópicos são conduzidos no Brasil (GONÇALVES, 2016). Estão em destaques hemoparasitoses da realidade diária veterinária, na qual é escassa em termos de caracterização dos microrganismos e na definição da patogenia ocasionada, e para algumas espécies de roedores essas características são desconhecidas. Sendo assim, o atual estudo propõe verificar em preás de vida livre a identificação dos endo e ectoparasitas, presença de hemoparasitas e a determinação dos parâmetros hematológicos para essa espécie.

MATERIAL E MÉTODOS

Animais

Foram capturados 16 animais da espécie *Galea spixii*, durante o mês de dezembro de 2017, nos municípios de Areia e Remígio, Paraíba/Brasil, sob autorização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade – SISBIO, número: 59208-1 e Certidão da Comissão de Ética no uso de Animais (CEUA) número: 149/2017. Essas cidades estão localizadas na Região Geográfica Imediata de Campina Grande, o clima é ameno, temperatura média anual de 22 °C (BARBOSA et al., 2004). Essa região abriga matas serranas, consideradas como disjunção ecológica da Mata Atlântica, ilhadas pela vegetação de caatinga, condição que torna os remanescentes, áreas de elevada biodiversidade.

Utilizaram-se armadilhas tipo gaiola com atração por iscas (Tomahawk) e as espécies foram identificadas e classificadas com base em literatura especializada, descrita no Guia dos Roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres externos, escrita por Bonvicino (2008). Após a captura os animais foram encaminhados a Universidade Federal da Paraíba, Centro de Ciências Agrárias, Areia/Paraíba/Brasil, para coleta do material para pesquisa. Os preás estavam distribuídos em gaiolas, conforme seu peso e tamanho, evitando superlotação, proporcionando maior bem estar e comodidade, procurando sempre minimizar o

estresse dos mesmos. Foi ofertado alimento continuamente, os quais ficaram sob condições naturais de luminosidade, até o momento da coleta e posterior eutanásia.

Contenção química e Eutanásia

Para contenção química foi utilizado Xilazina 10% e Quetamina 5% na dose de 3mg/kg e 15mg/kg respectivamente, administrado via intramuscular, na região posterior da coxa. Depois de sedados, os espécimes capturados foram retirados das gaiolas e pesados em balança de precisão (PEREIRA et al., 2012). Avaliou-se peso, tamanho e sexo. Para eutanásia foi utilizado sobredosagem da associação de anestésicos dissociativos, após anestesia geral, e exsanguinação por punção cardíaca, para confirmação, método recomendado pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal – CONCEA.

Coleta de Ectoparasitas

Catação

Os animais foram submetidos à catação manual, para uma coleta mais precisa. Utilizou-se swab para retirada dos parasitas, o que ajudou na preservação dos mesmos e na transferência para lâmina de vidro. Os ectoparasitas encontrados passaram por clareamento com hidróxido de potássio a 10%, pelo tempo aproximado de 1 hora, foram analisados em microscópio de luz e identificados seguindo as especificações de Serra-Freire et al. (2006) em microscópio OLYMPUS BX53F® (Tokyo, Japão), acoplado a uma câmera fotográfica digital (OLYMPUS DP73®), com auxílio de software Image cellSens Dimension®.

Raspados Cutâneos

Os raspados foram feitos na parte posterior do dorso e a na área inferior da mandíbula. Utilizaram-se lâminas de bisturi para auxílio do raspado. O material coletado foi transferido para lâmina de vidro com a solução de hidróxido de potássio a 10%, durante 1 hora, aproximadamente, para descoloração (PEREIRA et al., 2012). Após esse período analisou-se o material em microscópio de luz OLYMPUS BX53F (Tokyo, Japão).

Swab do pavilhão auricular

A coleta do cerúmen foi realizada individualmente, com swab, nos pavilhões auriculares. O material foi transferido para lâmina de vidro, clareado com hidróxido de

potássio a 10%, em média por 1 hora e avaliado no microscópio de luz OLYMPUS BX53F (Tokyo, Japão).

Coleta de Endoparasitos

Fill Flotac e Mini Flotac

Fill-FLOTAC são dispositivos de amostragem descartáveis que fazem parte dos kits FLOTAC e mini-FLOTAC (CRINGOLI, 2013). Eles consistem-se de recipiente, um coletor e um filtro. Esses kits facilitam o desempenho das quatro primeiras etapas consecutivas das técnicas mini-FLOTAC, ou seja, coleta (incluindo pesagem), homogeneização, filtração e enchimento. O Mini-FLOTAC é muito útil para técnicas multivalentes que permitem o diagnóstico simultâneo de ovos, larvas, oocistos e cistos (MAURELLI et al., 2014). As amostras fecais foram coletadas e analisadas frescas. Para cada grama de fezes utilizou-se 9 ml da solução de saturada para diluição, e o processamento foi executado como descrito no manual de instruções do fabricante (Veterinary Parasitology and Parasitic Diseases/ Department of Veterinary Medicine and Animal Productions/ University of Naples Federico II, Via della Veterinaria, Naplesm Italy).

Coleta de Hemoparasitos

A pesquisa de parasitemia foi realizada através de análises de esfregaços sanguíneos, após desinfecção da região auricular com álcool iodado, foi feita a perfuração da pele com agulha estéril, e a gota de sangue era depositada em lâmina de vidro para a realização de esfregaço sanguíneo. Após a secagem as lâminas foram coradas com Panótico Rápido e analisadas por microscopia de luz, para avaliar a presença de protozoários. Distribuiu-se a amostra sanguínea de cada animal em duas partes, sendo a primeira utilizada para análise molecular de *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. e *Bartonella* sp., e a segunda acondicionada em tubos contendo EDTA para análise hematológica.

Coleta de amostras de sangue

A coleta de sangue foi realizada nos animais jovens e adultos, clinicamente saudáveis e de vida livre. Após a anestesia, os animais foram colocados em uma superfície plana e a coleta do sangue foi feita através de punção intracardíaca, sendo preconizada a obtenção de 1,0 a 2,0 mL de sangue, variando de acordo com o porte do animal e utilizou-se seringa e agulha descartáveis.

As amostras destinadas a análise molecular obtidas foram mantidas acondicionadas em tubos de vidro com EDTA (Ácido Etilenodiamino Tetra-Acético), congeladas em freezer - 80°C e encaminhadas para o Laboratório de Zoonoses e Epidemiologia Molecular e Laboratório de Doenças Transmitidas por Vetores, na Universidade Federal do Paraná (Paraná, Brasil). As amostras com destino para exame hematológico foram levadas ao Laboratório de Patologia Veterinária, da Universidade Federal da Paraíba (Paraíba, Brasil).

Extração de DNA e ensaios de PCR

Para a extração do DNA genômico foi usado 200 µL de sangue com anticoagulante (EDTA) e Kit comercial disponível (GE Healthcare, illustra™, Blood GenomicPrep Mini Spin Kit, Buckinghamshire, UK), seguindo as instruções do fabricante. Como controle negativo usou-se em água ultrapura para monitoramento de contaminação cruzada.

Foi realizada uma PCR para o gene de Gliceraldeído 3-fosfato desidrogenase (GAPDH), para garantir a eficiência da extração do Gene referência. As amostras foram testadas para *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp., e *Bartonella* sp., usando os primers e as condições térmicas descritas na Tabela 2. Amostras positivas de cada patógeno, já padronizadas no Laboratório de Zoonoses e Epidemiologia Molecular e Laboratório de Doenças Transmitidas por Vetores, da Universidade Federal do Paraná, foram usadas como controle positivo e água ultra pura como controle negativo.

A amplificação do DNA purificado foi realizada com 3 ou 5 µL de amostra em 25 µL de reação, contendo 1 x da reação de Buffer, a Platinum Taq DNA Polymerase (Invitrogen, SP, BRA), oligonucleotídeo iniciador, MgCl₂ e dNTPs, como descrita na Tabela 1.

Tabela 1. Protocolo das reações para detecção dos genes do *Mycoplasma* sp., *Babesia* sp., *Ehrlichia* sp. e *Bartonella* sp., pela reação em cadeia de polimerase (PCR), para reação final de 25 µl, em *Galea spixii* de vida livre, na Paraíba, Brasil.

| | GAPDH (housekeeping) | Mycoplasma | Mycoplasma (Master Mix QIAGEN) | Babesia | Ehrlichia | Bartonella |
|-------------------|-------------------------|------------|--------------------------------------|----------|-----------|------------|
| Buffer | | 2,5 µL | | 2,5 µL | 2,5 µL | 2,5 µL |
| MgCl ₂ | 3,75 µL | 0,75 µL | 12,5 µL | 0,75 µL | 1,25 µL | 1,25 µL |
| Dntp | | 0,5 µL | | 0,5 µL | 0,5 µL | 0,5 µL |
| Primer Forward | 0,5 µL | 1 µL | 1 µL | 0,5 µL | 0,5 µL | 0,75 µL |
| Primer Reverse | 0,5 µL | 1 µL | 1 µL | 0,5 µL | 0,5 µL | 0,75 µL |
| Taq | 0,2 µL | 0,2 µL | - | 0,2 µL | 0,25 µL | 0,14 µL |
| H ₂ O | 18,05 µL | 14,05 µL | 3 µL | 15,05 µL | 16,5 µL | 14,11 µL |
| Corante | - | - | 2,5 µL | - | - | - |
| DNA | 2 µL | 5 µL | 5 µL | 5 µL | 3 µL | 5 µL |

Os produtos de amplificação por PCR foram submetidos à eletroforese em gel de agarose a 1,5%, durante cinquenta minutos à 150V, com coloração de SYBR (5 µg / mL; SYBR® Safe DNA Gel Stain, Invitrogen, Carlsbad, California, USA) e foram visualizados sob um transiluminador de luz UV (Loccus Biotecnologias). Todas as etapas da PCR (extração de DNA, preparação da mistura da reação, amplificação e análise final do produto) foram conduzidas em áreas distintas fisicamente para evitar uma eventual contaminação.

Tabela 2. Sequências de oligonucleotídeos (primers) selecionados para a amplificação e parâmetros da PCR.

| Primes | Especificidade | Sequência dos primers (5' ---> 3') | Fragmento Amplificado | Condições Térmicas | Referências |
|--------------------------------|---|--|-----------------------|--|-----------------------------|
| GAPDH-F GAPDH-R | GAPDH | CCT TCA TTG ACC TCA ACT ACA T CCA AAG TTG TCA TGG ATG ACC | 400 pb | 94 °C por 3 minutos; 30 ciclos em 94°C, 56°C e 72°C por 45 segundos cada, respectivamente; e 72°C por 5 minutos. | BIRKENHEUER, 2003 |
| 16S HAEMO F 16S HAEMO R | <i>Mycoplasma</i> sp. | GGC CCA TAT TCC TRC GGG AAG ACR GGA TTA CTA GTA ATT CCA | 950 pb | 94°C por 3 minutos; 35 ciclos em 94°C por 45 segundos, 59°C por 45° segundos e 72°C por 1 minuto e 30 segundos; e 72°C por 10 minutos. | HOELZLE <i>et al</i> , 2011 |
| 16S HAEMO F Mt 2 R | <i>Mycoplasma</i> sp. <i>Mycoplasma turicensis</i> | GGC CCA TAT TCC TRC GGG AAG CGC TCC ATA TTT AAT TCC AA | 294 pb | 94°C por 3 minutos; 35 ciclos em 94°C por 30 segundos, 55°C por 30° segundos e 72°C por 1 minuto; e 72°C por 10 minutos. | Este artigo |
| BAB 2 143-167 BAB 2 694-667 | <i>Babesia</i> sp. | CCG TGC TAA TTG TAG GGC TAA TAC A GCT TGA AAC ACT CTA RTT TTC TCA AAG | 551 pb | 94°C por 1 minuto; 35 ciclos em 94°C por 30 segundos, 58°C por 30° segundos e 72°C por 1 minuto; e 72°C por 10 minutos. | ALMEIDA, 2011 |
| EHR16S F EHR16S R | <i>Ehrlichia</i> sp. | GGT ACC YAC AGA AGA AGT CC TAG CAC TCA TCG TTT ACA G | 345 pb | 94°C por 3 minutos; 35 ciclos em 94°C por 45 segundos, 55°C por 30° segundos e 72°C por 45 segundos; e 72°C por 5 minutos. | INOKUMA, 2011 |
| 325s F 1100s R | <i>Bartonella</i> sp. | CTT CAG ATG ATG ATC CCA AGC CTT YTG GCG GAA CCG ACG ACC CCC TGC TTG CAA AGC A | 600 pb | 94°C por 1 minuto; 35 ciclos em 94°C por 30 segundos, 64°C por 30 segundos e 72°C por 1 minuto; e 72°C por 1 minuto. | DINIZ, 2007 |

Hemograma

Todos os animais foram submetidos a exame físico e coletaram-se amostras de oito animais que apresentaram aparente estado de higidez ao exame clínico. Calcularam-se os valores médios e seus respectivos desvios padrão para os seguintes parâmetros hematológicos: hematimetria, hemoglobina, volume globular, VGM, PPT, CHCM, fibrinogênio, plaquetas, leucometria total, neutrófilo, eosinófilos, basófilos, linfócitos e monócitos.

Os exames hematológicos foram realizados no Laboratório de Patologia Clínica do Hospital Veterinário, da Universidade Federal da Paraíba. O volume globular (VG) foi determinado pelo método de microhematócrito. A hematimetria (Hm) foi determinada por contagem em câmara de Neubauer, em diluição em solução fisiológica de NaCl 0,9% (1:200). Para determinação da concentração de hemoglobina (Hb) foi realizado o método cianometahemoglobina modificado. O volume globular médio (VGM) e a concentração de hemoglobina globular média (CHGM) foram obtidos através de cálculos matemáticos. A leucometria global por contagem em câmara de Neubauer em diluição com líquido de Turk (1:20). A contagem diferencial de leucócitos foi realizada, contando-se 100 leucócitos em esfregaço sanguíneo. As plaquetas foram determinadas por contagem indireta do esfregaço sanguíneo. E as proteínas plasmáticas totais (PPT) e o fibrinogênio foram determinados por refratometria, na técnica de precipitação por calor.

Análise estatística

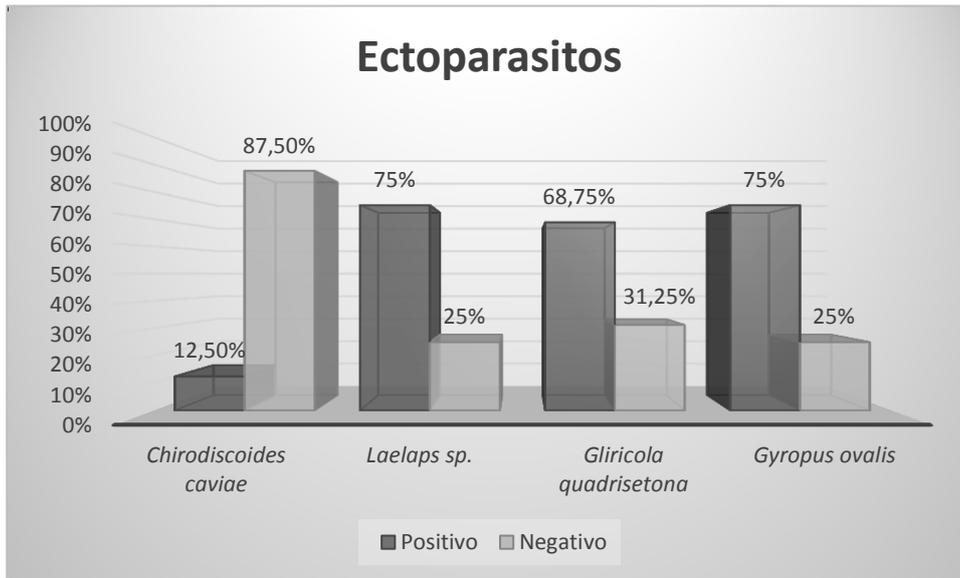
Na análise estatística realizou-se determinação dos valores médios e desvios padrão para todos os parâmetros hematológicos no programa Microsoft Excel®.

RESULTADOS E DISCUSSÕES

Ectoparasitos

Durante o estudo observou-se que todos os animais apresentaram infestação por ectoparasitos, sendo estes identificados como: *Gliricola quadrisetosa*, *Gyropus ovalis*, *Laelaps* sp. e *Chiroidiscoides caviae* (Gráfico 1).

Gráfico 1. Prevalências de ectoparasitos em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.



Foram identificadas duas espécies de piolhos pertencentes à família Gyropidae: *G. quadrisetosa* e *G. ovalis*, utilizando a chave de determinação de Costa Lima (1938), Ewing (1925), Carriker (1936), Serra-Freire (2006) e Werneck (1942).

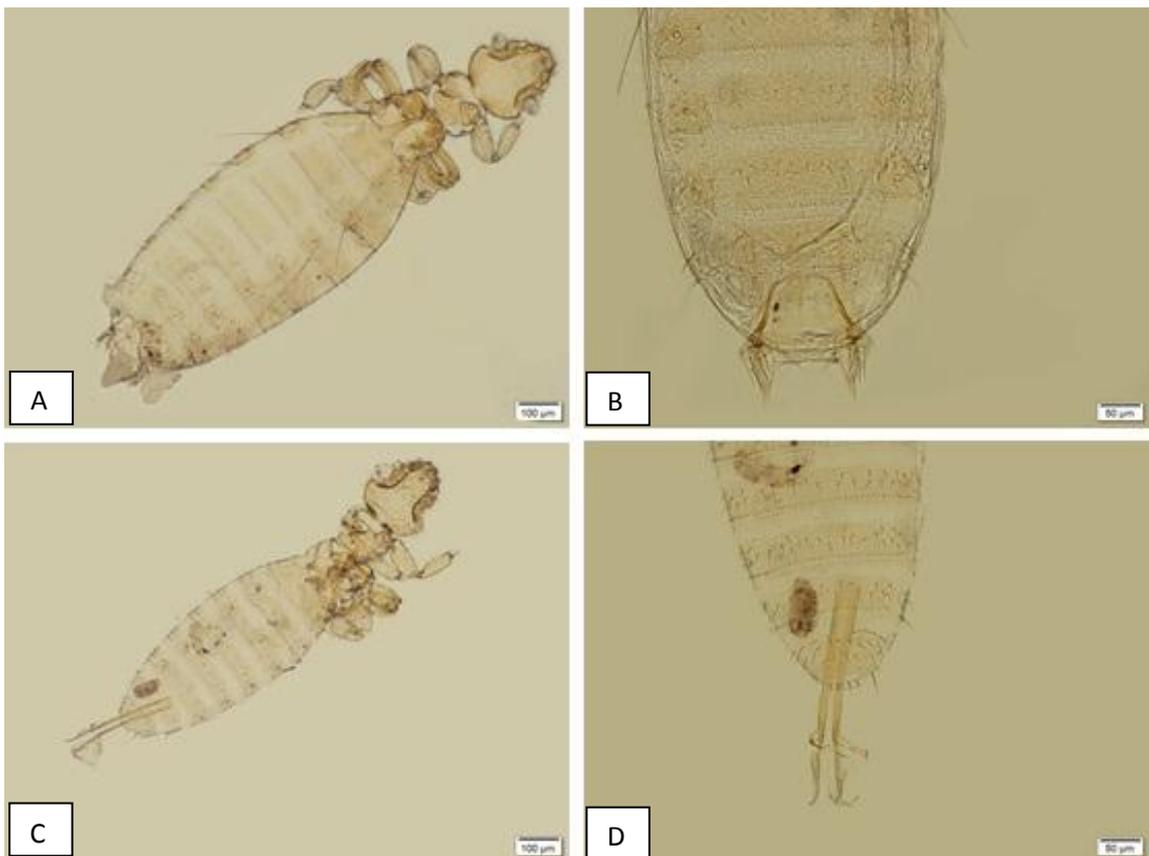


Figura 1. Fotomicrografias de fêmeas de *Gliricola quadrisetosa*, encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Vista Ventral (A); Região posterior destacando a genitália (B). Fotomicrografias de machos de *Gliricola quadrisetosa*: Vista Ventral (C); Região posterior destacando a genitália (D). Fonte: Carla Caroline.

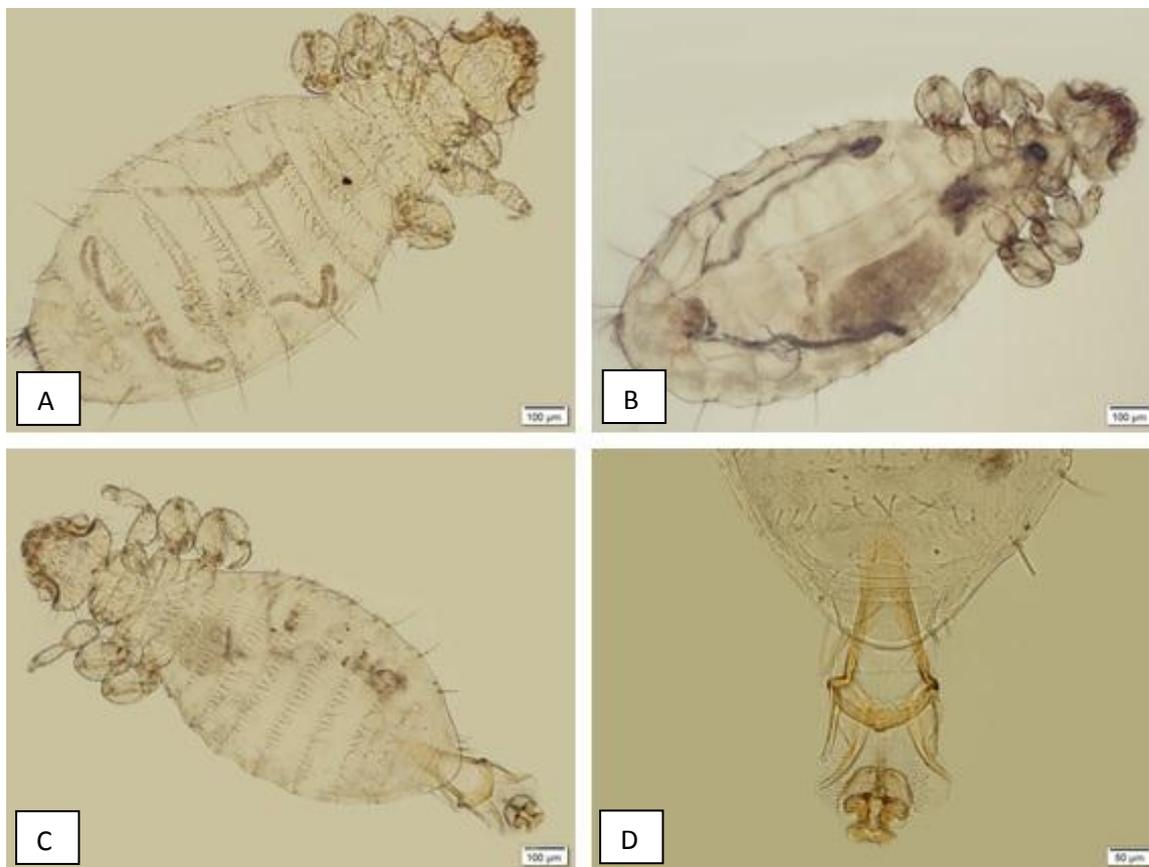


Figura 2. Fotomicrografias de fêmea de *Gyropus ovalis* encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Vista Dorsal (A); Vista Ventral (B). Fotomicrografias de machos de *Gyropus ovalis*: Vista Ventral (C); Região posterior destacando o aparelho reprodutor do macho (D). Fonte: Carla Caroline.

Os ácaros foram identificados como pertencentes à espécie e ao gênero *Laelaps* sp. (Figura 5) e *Chirodiscoides caviae* (Figura 6), baseando-se nas características morfológicas descritas por Hirst (1917) e no Guia para identificação de espécies e famílias de ácaros de importância veterinária de Taylor et al. (2010), e na chave dicotômica para identificação das famílias de Dermanyssoidae e características morfológicas descritas em Serra-Freire (2006), respectivamente.

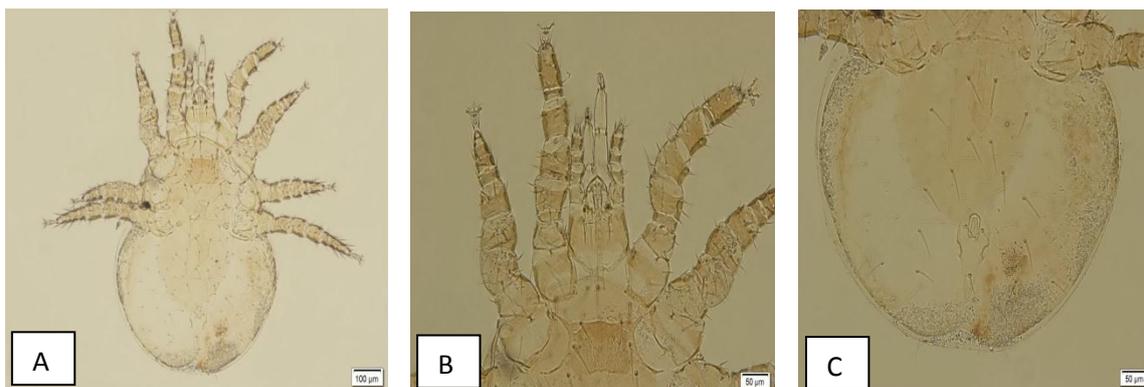


Figura 3. Fotomicrografias de vista ventral de macho de *Laelaps* sp., encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Fonte: Carla Caroline.

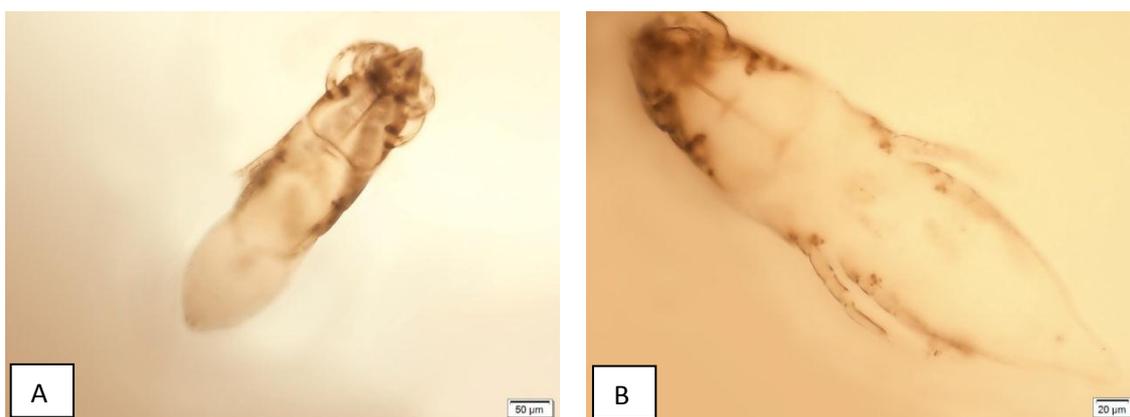


Figura 4. Fotomicrografias de *Chirodiscoides caviae*, encontrados em *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil. Vista Dorsal. Fêmea (A); Macho (B). Fonte: Carla Caroline.

Em relação à ectofauna para a espécie *G. spixii* de vida livre, este foi o primeiro registro de *Gyropus ovalis*, *Laelaps* sp. e *Chirodiscoides caviae*. O parasitismo de *G. quadrisetosa* já foi registrado por Werneck (1942), Ahid et al. (2009) e Pereira (2012), em *G. spixii*. Destuando deste estudo Werneck (1942) descreveu o *G. quadrisetosa* como único parasita de preás *Galea spixii*, citando ainda o mesmo em *Cavia porcellus* e *Cavia aperea*.

Pereira (2012) identificou em *G. spixii* criados em cativeiro, no Rio Grande do Norte, *Amblyomma* sp., *Demodex* sp., e *G. quadrisetosa*, como ectoparasitos naturais dessa espécie. Esses parasitas em grande quantidade causam intenso prurido, provocando feridas na pele do animal, proveniente da coceira e irritação, situação que pode desencadear infecções bacterianas (COSTA, 1938; LINARDI, 2001), características essas não encontradas nos animais estudados.

Tanto os piolhos como os ácaros são parasitas de roedores, comumente encontrados em cobaias do gênero *Cavia sp.* como descrito por Valim (2004), Pereira (2013), Linardi (1991, 1984, 1987), Emerson (1975), Guitton (1986) e Sánchez e Flores (2012).

Os ectoparasitos podem apresentar grande diversidade em diferentes regiões e essas variações podem ser oriundas das diferentes épocas de captura de cada trabalho (AHID, 2009). Entretanto Pereira (2012) descreve o período climático como não sendo um fator de influência na infrapopulação de *G. quadrisetosa*.

Os roedores são hospedeiros mais frequentemente parasitados por ácaros da família Laelapidae (FONSECA, 1957; BOTELHO, 1978), entretanto, na Região Nordeste do Brasil, foi registrado Laelapidae em *Monodelphis domestica*, sendo que no Estado de Pernambuco, o parasitismo por esses ácaros foi também registrado em *Monodelphis sp.* (FONSECA, 1957). Reis (2008) relatou em seu estudo que roedores e marsupiais apresentaram uma infestação de ácaros da família Laelapidae de 82% e 44%, respectivamente, e os ácaros da família Laelapidae ocorreram em 64% dos roedores analisados. Considerando somente os pequenos mamíferos infestados, verificou-se que 55% dos hospedeiros parasitados eram marsupiais e 45% roedores.

Chirodiscoides caviae é um dos principais, senão o principal ectoparasito em porquinhos-da-índia (*Cavia porcellus*) com 18,2 % (8/38) de parasitismo (D'OVÍDIO e SANTORO, 2014; MIRCEAN et al., 2009; VELOSO, 2015), contudo o presente estudo também registrou esse ácaro acometendo roedores *G. spixii* de vida livre. Os ácaros mais comumente encontrados em porquinhos-da-índia são *Trixacarus caviae* e o *Chirodiscoides caviae* (QUESENBERRY E CARPENTER, 2012).

Veloso (2015) ainda relatou que os piolhos encontrados nos roedores estudados (*C. porcellus*, *Chinchilla lanigera*, *R. norvegicus*, *R. musculus*, *Mesocricetus auratus* e *Meriones unguiculatus*) foram *G. porcelli* e *G. ovalis*, e as suas prevalências no total da amostra de porquinhos-da-índia foram de 13,2 % (5/38) e de 2,6 % (1/38) respectivamente, sendo *G. porcelli* o mais prevalente.

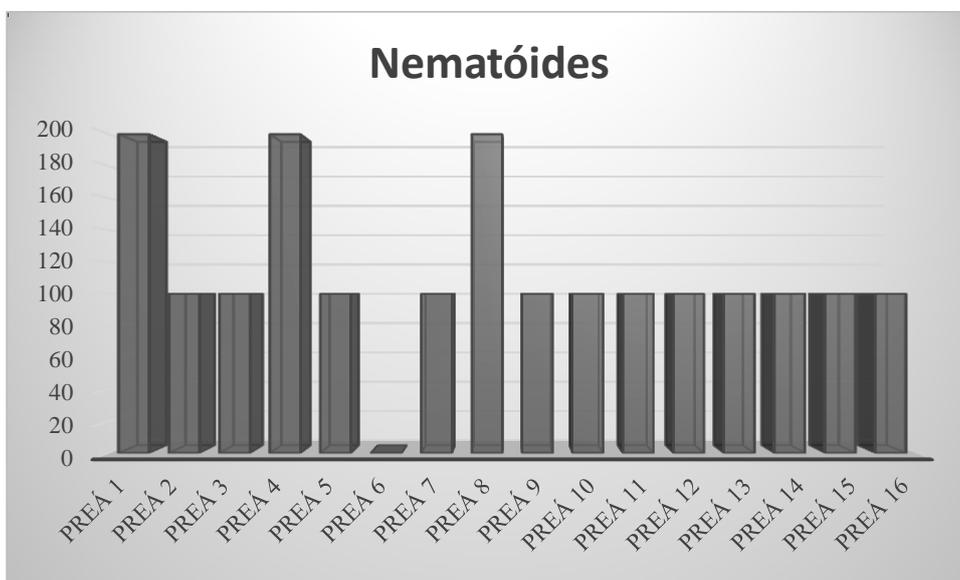
Endoparasitos

Nenhuma das amostras de esfregaços sanguíneos apresentou estruturas visíveis do tipo hemoparasitos. Observou-se análise através da técnica de Mini-Flotac e Fill Flotac, com exame direto do conteúdo intestinal, ovos dos seguintes endoparasitos: Nematóides, Cestóides e Coccídeos. Se tratando de exames coproparasitológicos, a identificação taxonômica dos

ovos é limitada, por não ser possível ter o espécime adulto disponível e por não ter descrição literária completa da morfologia dos ovos de endoparasitas em pequenos mamíferos.

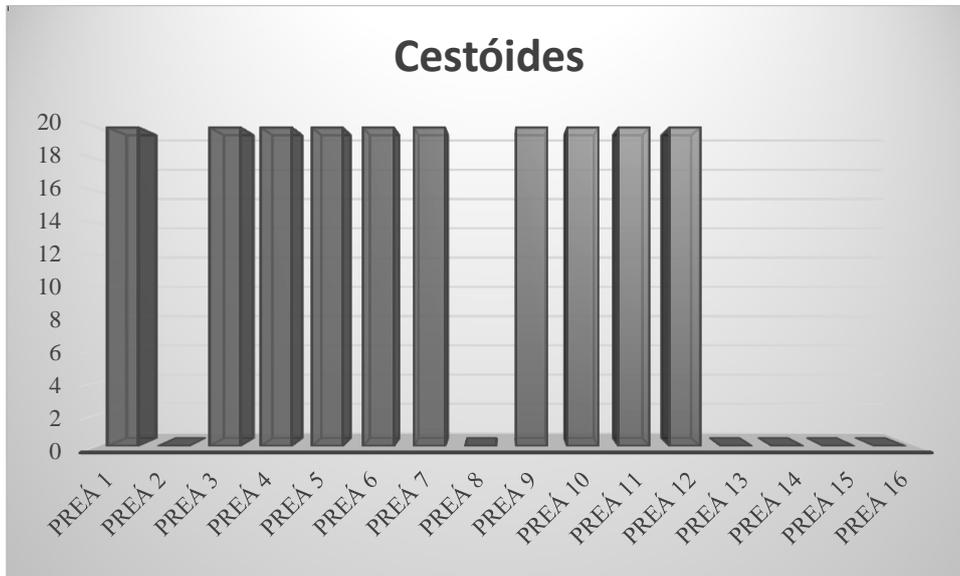
O intestino dos roedores contém pequenas quantidades de coccídios: menos de 5.000 oocistos por grama de fezes retiradas diretamente do intestino, sendo que algumas espécies não são patogênicas ou são pouco patogênicas (*Eimeria coecicola*, *E. perforasn*, *E. exígua* e *E. vejovsky*) (MORAILLON et al., 2013). Os coccídios podem se multiplicar de forma muito rápida, principalmente em animais jovens (MORAILLON et al., 2013), o que explica grande parte das infecções encontradas com grau considerado moderado e intenso nos animais do presente estudo (Gráficos 1/2/3).

Gráfico 2. Grau de infecção de nematóides detectada em exame coprológico em fezes de *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.



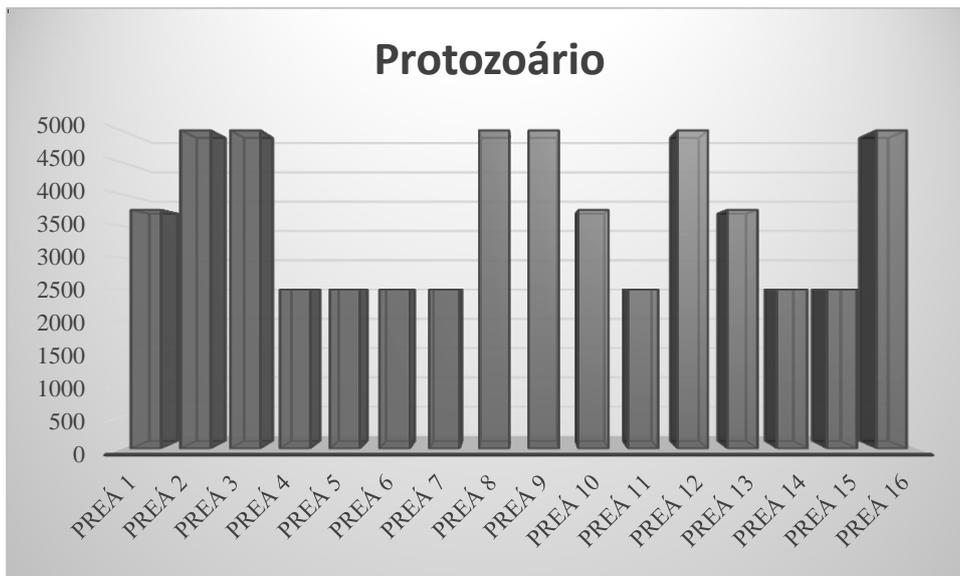
A infecção por nematóide foi classificada em: leve (<100 epg), moderada (100 a 400 epg), usando-se uma média de 200 epg para essa categoria e pesada (> 400 epg), segundo Queiroz (2016).

Gráfico 3. Grau de infecção de Cestóide detectada em exame coprológico em fezes de *Galea spixii* de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.



O grau de infecção para cestóides foi ausente (animais que não tiveram achados de ovos desse parasito) e leve (<20 epg).

Gráfico 4. Grau de infecção de protozoário detectada em exame coprológico em fezes de *Galea spixii*.



A infecção por protozoário foi classificada em: leve (<2.500 epg), moderada (2.500 a 5.000 epg), usando-se uma média de 3750 epg para essa categoria e intensa (> 5.000 epg), seguindo as intruções de Moraillon et al. (2013).

Estudos relatados sobre parasitos gastrointestinais em *G. spixii* são escassos. Vicente et al. (1997) descreveu no Brasil apenas o parasitismo de *Vianella lenti* Durette-Desset (1968) e *Hassalstrongylus zetta* Durette-Desset (1971). Posteriormente, foi relatado também o parasitismo por Ancylostomida em preás dessa espécie (QUEIROZ et al., 2016) e por *Catenotaenia mesovitellinica* (RÊGO, 1967)

Em cobaios (*Cavia porcellus*), *Eimeria caviae* (38%) já fora descrita (ALVES et al., 2007). Esse tipo de protozoário, como os oocistos encontrados nas fezes dos preás, podem não possuir valor zoonótico, porém pode causar colite hemorrágica, levando a diarreia e a morte do animal (HURLEY, 1995). Estudos posteriores poderão identificar e especificar o protozoário e também os nematóides e cestóides encontrados.

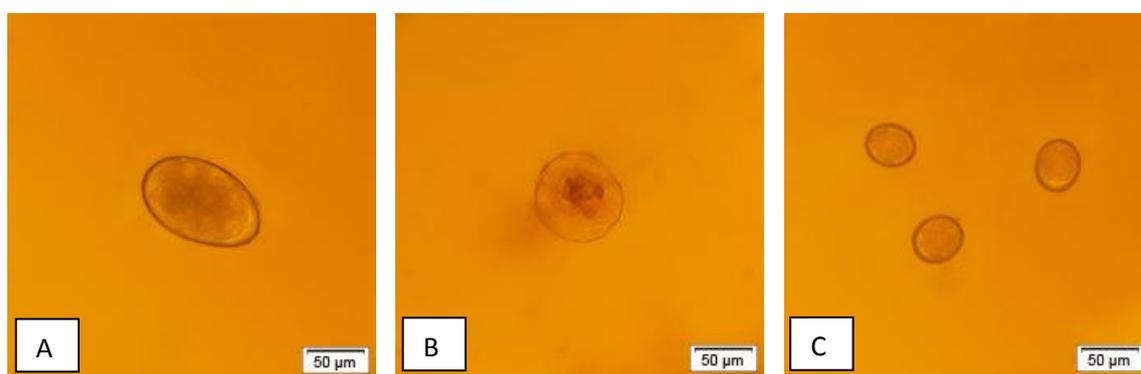


Figura 5. Achados no exame coprológico em *Galea spixii*, de vida livre, do estado da Paraíba, Brasil, pela técnica de Mini-FLOTAC. Ovos de Nematóides (A), Ovos de Cestóides (B) e Oocistos de coccídeos (C). Fonte: Carla Caroline.

Investigando helmintos em roedores Simões (2009) observou o *Rodentolepis akodontis*, com intensidade e abundância média nas espécies de roedores *Akodon* spp. e *O. Nigripes*.

No Irã, relatou-se a incidência de 38,8% para *Hymenolepis diminuta*, 2,5% *Hymenolepis nana*, 40,6% *Trichuris* sp., 3,1% *Mesocestoides* larva (tetrathyridium), 6,9% *Capillaria hepatica*, 11,3% *Moniliformis moniliformis*, 2,5% *Syphacia obvelata*, 0,6% *Taenia endothoracicus* larva, 0,6% *Physaloptera* sp., 0,6% *Dentostomella translucida*, 0,6% *Heligmosomum mixtum*, 0,6% *Strobilocercus fasciolaris*, e 0,6% *Aspiculuris tetrápteraem Meriones persicus* e *Microtus socialis* de vida livre (KIA et al., 2010).

Em duas cidades da região sul do Brasil foi estudado as seguintes espécies: *Akodon montensis*, *Euryoryzomys russotus*, *Oligoryzomys nigripes* e *Nectomys squamipes*. Na

primeira, Santo Amaro da Imperatriz, Santa Catarina, Brasil, encontraram-se: *A. montensis* (51%), *E. russatus* (62%), *O. nigripes* (53%) e *N. squamipes* (20%). Na segunda cidade, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil, encontraram-se: *A. montensis* (43%), *E. russatus* (59%), *O. nigripes* (30%) e *N. squamipes* (33%). Os parasitas encontrados fazem parte dos grupos: *Hymenolepis* sp., *Longistriata* sp., *Strongyloides*, *Ancilostomatidae*, *Trichuridae* sp., *Hassalstrongylus* sp., *Syphacia* sp., *Trychomonas* sp., Oxyuridae e Eucoccidiorida (KUHLEN et al., 2012).

A avaliação parasitológica em *R. rattus* e *M. musculus* detectou a presença do cestóide *Hymenolepis diminuta*, dos nematódeos *Aspiculuris tetraptera* e *Syphacia obvelata* e de cistos de *Entamoeba coli* em *R. rattus* (GUIMARÃES et al., 2014).

Em *Rattus rattus* encontrou-se prevalência de 0,5% de *H. diminuta*, em parque público de Campinas, São Paulo, Brasil (RONDON, 2010). Em roedores da Floresta Atlântica no Estado do Rio de Janeiro, GOMES et al. (2003) encontraram prevalência de 4% para *Syphacia obvelata*.

Foi dada a prevalência de endoparasitos em roedores sinantrópicos em Havana, Cuba. No total foram 78 roedores (*Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* e *Mus musculus*) e um total de 13 espécies de parasitas encontrados, sendo: Protozoa = 6, Nematoda = 5 e Cestoda = 2. Os de maior prevalência foram os nematóides *Nippostrongylus brasiliensis* e *Strongyloides ratti*, e o cestóide *Hymenolepis diminuta* (IBAÑEZ, 2016).

As doenças parasitárias têm distribuição universal e causa morbidade e mortalidade, principalmente, em regiões tropicais e subtropicais, em países subdesenvolvidos, e é um problema de saúde pública, social e econômica (PÉREZ et al., 2010). Rodriguez et al. (2009) alertaram para um caso de infecção por *H. diminuta* em criança, associado a presença de roedores dentro e fora das residências.

Segundo Poulin (1990) uma ou duas espécies não são detectadas quando menos de 40 hospedeiros são examinados, em função da baixa prevalência de helmintos em mamíferos, isso explica a baixa riqueza de ovos encontrados. A comunidade de helmintos que parasitam roedores tem maior composição de nematóides (KINSELLA, 1991; FUENTES et al., 2004).

É imprescindível investigar as doenças parasitárias de animais silvestres e sua interação com o hospedeiro, isso auxilia nos programas de conservação, preservação da biodiversidade e saúde pública, além de permitir interferências quanto ao potencial zoonótico decorrentes desse contato. (FIGUEIREDO et al., 2010; OLIVEIRA et al., 2015).

Ensaio de PCR

Todas as amostras amplificaram o gene GAPDH. Um total de 16 amostras foi analisado e em todas obtiveram resultados negativos para os primers testados (Figura 2).

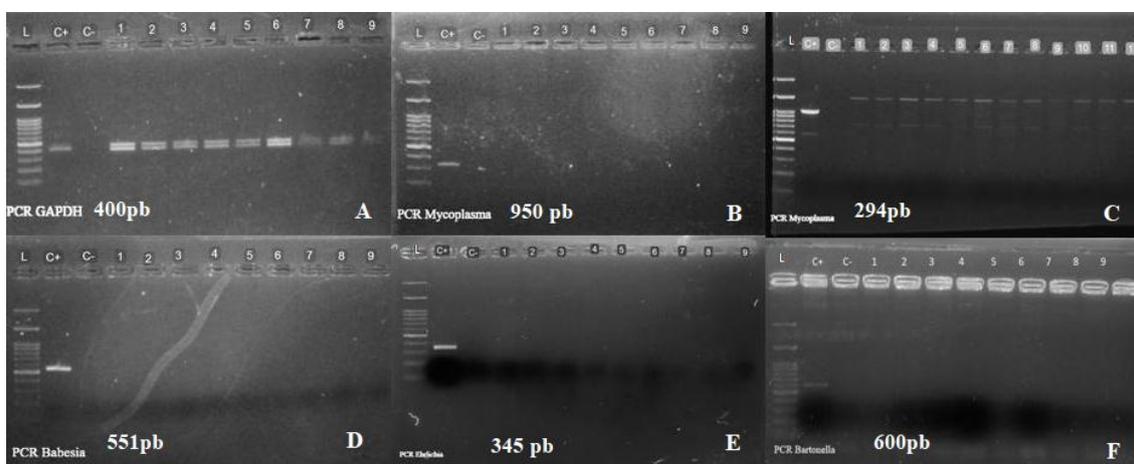


Figura 6. Análise Eletroforética em gel de agarose (1,5%), de 5 μ dos produtos amplificados de *Galea spixii* de vida livre, na Paraíba, BR. Resultados negativos da amplificação por PCR de GAPDH (A), *Mycoplasma* (B e C), *Babesia* (D), *Ehrlichia* (E) e *Bartonella* (F). Colunas da esquerda para direita; Linha 1: marcador molecular Ladder (L); Linha 2: Controle positivo (C+); Linha 3: Controle Negativo (C-); Linhas seguintes: Amostras testadas, negativas. Fonte: Carla Caroline.

O gene GAPDH foi detectado em quantidade similar em todos dos animais experimentais, com eficácia de amplificação (Figura 2A). Os animais estavam clinicamente saudáveis e não foi detectada infecção por nenhum dos agentes examinados.

Infecções por hemoplasmas e bactérias foram registrada em roedores anteriormente. Biondo (2015) analisou a ocorrência e identificou mycoplasma hemotrópico em *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769), capturados em dois zoológicos brasileiros e Sashida (2013) detectou mycoplasma em ratos da mesma espécie, capturados durante o controle de roedores em torno de um hospital de animais em Morioka, Japão. Vieira (2009) detectou no sul do Brasil, *Hydrochaeris hydrochaeris* (Linnaeus, 1766). Gonçalves (2016) caracterizou a ocorrência de *Mycoplasma* e *Bartonella* em 51 espécies de roedores, amostrados em 13 estados, distribuídos em cinco biomas brasileiros (Tabela 3).

Tabela 3. Ocorrência e quantificação absoluta de DNA de *Bartonella* sp. e *Mycoplasma* sp. entre os roedores capturados nos diferentes biomas brasileiros segundo Gonçalves (2016).

| Biomas | Ocorrência de <i>Bartonella spp.</i> | Ocorrência de <i>Mycoplasma spp.</i> |
|----------------|--------------------------------------|--------------------------------------|
| Amazônia | 3,2% (1/31) | 25,8% (8/31) |
| Mata Atlântica | 35,9% (52/145) | 26,2% (38/145) |
| Caatinga | 6,7% (5/75) | 9,3% (7/75) |
| Cerrado | 27,6% (48/174) | 24,7% (43/174) |
| Pantanal | 34,4% (11/32) | 12,5% (4/32) |
| Total | 25,6% (117/457) | 21,9% (100/457) |

Resultados em porcentagem e entre parênteses o número de animais positivos e o total de animais analisados, respectivamente.

Outros estudos com *Mycoplasma* em roedores mostram um impacto significativo da infecção por *M. pulmonis*, com interferência na interpretação dos resultados experimentais obtidos com animais infectados (TEDESCO, 2011).

Os roedores *Galea spixii* são similares aos do gênero *Cavia*, com potencial para experimentação, porque são animais de pequeno porte, dóceis, facilmente manipulados e alojados. Além disso, possuem um curto período de gestação, elevados índices reprodutivos, o que ajuda a diminuir os custos para as pesquisas (CARTER, 2007). Os estudos com preás são poucos, embora sejam de importância zoonótica devido a utilização dessa espécie como fonte protéica e até como pet por comunidades do Nordeste brasileiro (BARBOSA, 2005; SANTOS, 2018).

Desse modo, estudos com preás como modelo animal tem se tornado interessante ferramenta, pois além dos fatores já apontados o *G. spixii* representa um modelo viável para o estudo de processos trofoblásticos em humanos, dado poder de invasão do trofoblasto semelhante ao humano (MESS et al., 2007), podendo assim, se tornar inclusive modelo para pesquisas voltadas para utilização de células tronco e para o entendimento de afecções que acometem fetos no período pré-natal (CARTER, 2007). Tal espécie ainda poderia ser utilizada a fim de contribuir para o desenvolvimento científico de novas técnicas e ferramentas na biotecnologia da reprodução, inseminação artificial, fertilização *in vitro*, transferência de embriões e criopreservação de diversas espécies criadas em cativeiro (DOMINGOS e CALDAS-NUSSIÈRE, 2007; GUIMARAES et al., 2011; BINELLI, 2014).

Gazeta et al. (2004) demonstraram a ocorrência de *Babesia* sp. em pequenos roedores (*Rattus norvegicus* 50% (11/22) e *Oligoryzomys nigripes* 33,3% (1/3) no Brasil, com prevalência geral de infecção de 27,3%, confirmando estudos anteriores de Shih et al. (1997), que também detectaram infecção em roedores (*Rattus coxinga*) habitantes de zonas rurais em Taiwan, próximas de áreas populosas, chamando a atenção para o risco de aparecimento de

Babesiose humana, alertando para a emergência de pesquisas em espécies ainda com potencial reservatório de parasita e seus vetores desconhecidos (Tabela 4).

Tabela 4. Estudos que verificaram prevalência de infecção por alguma espécie de *Babesia*.

| Autores e Ano | Prevalência de <i>Babesia</i> sp. em roedores | Local |
|-----------------------------|---|----------------|
| Van Peen et al. (1977) | <i>Rattus coxinga</i> 74,9%; <i>Bandicota indica</i> 39,7% | Taiwan |
| Shih et al. (1997) | <i>Rattus coxinga</i> 66,7% | Taiwan |
| Morsy et al. (1994) | <i>Rattus rattus</i> , 34,5%, <i>R. norvegicus</i> , 33,3%, <i>Mus musculus</i> , 0%, <i>Meriones crassus</i> , 33,9%, <i>Jaculus jaculus</i> , 31,5%, <i>Gerbillus cheesmani</i> , 20% e <i>Acomys c. dimidiatus</i> , 28,6% | Arábia Saudita |
| Krampitz e Baumler (1978) | <i>Microtus agrestis</i> 38,9% com prevalência máxima ocorreu no início do verão (71%) e a mínima em janeiro (7%) | Alemanha |
| El-Kady et al. (1998) | <i>Acomys c. dimidiatus</i> e <i>Dipodillus d. dasyurus</i> 9,1% | Egito |
| Fichet-Calvet et al. (2000) | <i>Psammonys obesus</i> com prevalência de 26,4%, máxima de 48,8% no mês de agosto. | Tunísia |

O estudo epidemiológico dessas doenças dentre diversas zoonoses que podem acometer esses roedores é de vital importância para o conhecimento de focos naturais de patologias. Além disso, é necessário para que se estabeleça de forma concreta e segura fatores de risco existentes no ecossistema, a circulação de agentes em espécies silvestres e a importância do conhecimento dessas doenças nestes animais subsidiando as ações dos serviços de Saúde Pública Veterinária (SILVA, 2008). Por isso é de fundamental importância a detecção e identificação desses hemoparasitas em *G. spixii*, em função do potencial risco da introdução dessa espécie possivelmente infectados em zoológicos, meio urbano, residências, devido ao transporte, interação, manipulação, importação e transferência desses animais (ANDRÉ, 2008).

Hemograma

Após a realização das análises laboratoriais foram obtidos os seguintes valores médios e desvios padrão para determinação dos parâmetros hematológicos no *G. spixii* (Tabela 6).

Tabela 5. Valores médios e desvios padrão do parâmetro hematológico analisado em espécimes *Galea spixii*, de vida livre, no estado da Paraíba, Brasil.

| Parâmetros Hematológicos | Valores |
|--|----------------|
| Hematimetria (x10 ¹² /L) | 5,53 ± 1,47 |
| Hemoglobina (g/L) | 139,25 ± 12,74 |
| Volume globular (L/L) | 0,40 ± 0,02 |
| VGM (fL) | 77,79 ± 18,02 |
| CHGM (g/dL) | 34,12 ± 2,68 |
| PPT (g/dL) | 5,77 ± 0,93 |
| Fibrinogênio (g/dL) | 162,50 ± 74,40 |
| Plaquetas (x10 ⁹ /L) | 342,25±110,30 |
| Leucometria global (x10 ⁹ /L) | 1,82 ± 0,77 |
| N. segmentado (%) | 44,37 ± 14,47 |
| Eosinófilo (%) | 1,25 ± 0,88 |
| Basófilo (%) | 0,5 ± 0,75 |
| Linfócito (%) | 45,25 ± 15,89 |
| Monócito (%) | 8,62 ± 2,26 |
| N. segmentado (x10 ⁹ /L) | 0,78 ± 0,36 |
| Eosinófilo (x10 ⁹ /L) | 0,02 ± 0,031 |
| Basófilo (x10 ⁹ /L) | 0,006 ± 0,009 |
| Linfócito (x10 ⁹ /L) | 0,162 ±0,114 |
| Monócito (x10 ⁹ /L) | 0,162 ±0,114 |

VGM: volume globular médio; HCM: hemoglobina corpuscular média; CHCM: concentração de hemoglobina corpuscular média; PPT: proteínas plasmáticas totais.

Os valores de referência foram comparados com os de Brustolin (2015), Barbosa (2008) e Araújo (2010), utilizando-se valor relativo à mesma espécie *G. spixii*, criados em cativeiro, mas que tinham sido recentemente capturados em Mossoró, Rio Grande do Norte, Brasil e de *C. porcellus*, por se tratar de um gênero muito semelhante. As médias do hemograma dos animais permaneceram dentro da faixa de normalidade quando comparadas aos valores de referência para *G. spixii*. Já quando comparadas com os valores para *C. porcellus* apresentaram alterações consideráveis. Os valores médios encontrados para o número de plaquetas e leucócitos foram inferiores aos valores de referência encontrados por Brustolin (2015) e Araújo (2010), e verificou-se que o número de monócitos foi superior. A análise comparativa dos dados dos resultados hematológicos que apresentaram divergência com os descritos na literatura demonstram que existem variações entre gêneros diferentes, mesmo com características físicas muito semelhantes. Observaram-se ainda algumas diferenças pouco significativas entre espécies, sendo provavelmente causadas por diferenças de ambiente, manuseio do animal, metodologia de coleta utilizada e o parasitismo encontrado.

É necessário que essas alterações sejam consideradas durante a avaliação dessa espécie independente da finalidade (LIMA, 2015). Essas informações podem ser úteis para grupos de controle, mas não excluem novas determinações cada vez que animais são mantidos em condições experimentais particulares. Os resultados dos parâmetros hematológicos visam estabelecer valores para *G. spixii* de homeostasia normal, para comparação entre pesquisas realizadas com essa espécie em especial, em modificações induzidas por processos patológicos, em procedimento clínico padrão e em resultados adquiridos em procedimentos experimentais.

CONCLUSÃO

No decorrer desta pesquisa evidenciamos a presença de parasitas em roedores *Galea spixii* de vida livre, no Estado da Paraíba/Brasil, os animais apresentaram infestação por ectoparasitos identificados como: *Gliricola quadrisetosa*, *Gyropus ovalis*, *Laelaps sp.* e *Chirodiscoides caviae*. No exame coprológico foram detectados Ovos de Nematóides, Ovos de Cestóides e Oocistos de coccídeos. Não foi detectada em circulação nesses roedores a presença de *Mycoplasma sp.*, *Babesia sp.*, *Ehrlichia sp.* e *Bartonella sp.* Os resultados encontrados nos valores do hemograma demonstram semelhança ao valores usados como referência para a mesma espécie, confirmando a diferença existente em roedores de gêneros semelhantes. Os aspectos estudados são relevantes no que se refere a saúde da própria espécie, de outros animais e humana, identificando, descrevendo e prevenindo riscos a vida por meio de disseminação de patógenos. Por isso, a importância de estudos com espécies ainda pouco exploradas e que podem ser portadoras e reservatórios de parasitoses e zoonoses.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHID, S. M. M. et al. Parasitismo por Phthiraptera em preás (*Galea spixii spixii*) cativos no semiárido do nordeste brasileiro. **2º Encontro Internacional da Conservação**, Recife, PE. 2009.
- ALVES, L. C. et al. Endoparasitos em cobaias (*Cavia porcellus*) (Mammalia, Rodentia, Caviidae) provenientes de biotérios de criação e experimentação do município do Rio de Janeiro, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.37, n.5, p.1380-1386, set-out, 2007.
- ALVES, R. R. N. Relationships between fauna and people and the role of ethnozoology in animal conservation. **Ethnobiology and Conservation**, p.1-69. 2012.
- ANDRÉ, M. R. Detecção molecular e sorológica de *Ehrlichia canis* e *Babesia* em felídeos selvagens brasileiros mantidos em cativeiro. **Dissertação (mestrado)**. Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, 2008.
- ARAÚJO, S A. C. Anestesia em roedores. **Instituto de Ciências Biomédicas Abel Slazar**. Universidade do Porto. 2010.
- BARBOSA, A. D. et al. Zoonoses e Saúde Pública: Riscos da Proximidade Humana com a Fauna Silvestre. **Ciência veterinária tropical**, Recife-PE, v. 14, no 1/2/3, p. 1 - 9 - janeiro/dezembro, 2011.
- BARBOSA, M. R. DE V. Diversidade Florística na Mata do Pau-do-Ferro, Areia, Paraíba. **Embrapa Semiárido (CPATSA)**. cap. 8, p. 111. 2004.
- BARBOSA, P. B. B. M. et al. Parâmetros experimentais de infecção em *Galea spixii* (Rodentia: Caviidae) com *Leishmania infantum chagasi*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. vol.103, nº6. Rio de Janeiro, Set. 2008.
- BARBOSA, P. B. M. Efeito sobre a participação de roedores na cadeia de transmissão de *Leishmania infantum* (Protozoa: Trypanosomatidae) no Rio Grande do Norte. **Dissertação (Mestrado em Bioquímica)**, UFRN, Natal, 2005.
- BINELLI, M. O papel do proestro na fertilidade e na função pós-ovótica na vaca. **Animal Reproduction**, v.11 p. 246-253. 2014.

- BONVICINO, C. R., Guia dos Roedores do Brasil, com chaves para gêneros baseadas em caracteres. Rio de Janeiro: **Centro Pan-Americano de Febre Aftosa - OPAS/OMS**, 2008.
- BOTELHO, J. R. Ectoparasitos de Roedores Silvestres do Município de Caratinga, MG. 143f. **Dissertação (Mestrado)** – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 1978.
- FUNASA. Fundação Nacional de Saúde. Manual de controle de roedores. - Brasília: **Ministério da Saúde**, Fundação Nacional de Saúde, 2002.
- BREITSCHWERDT, E. B. Bartonellosis: One Health perspectives for an emerging infectious disease. **ILAR Journal**, Washington, v. 55, n. 1 p. 46-58, 2014.
- BRUSTOLIN, J. M. et al. Piometra em porquinho da índia (*Cavia porcellus*) – Relato de caso. **Science and animal health**. v.3, n. 2, p. 169-180, jun/dez. 2015.
- CARTER, A. M. Evolution of the placenta in eutherian mammals. **Placenta**, 28, p. 259-262. 2007.
- CLEAVELAND, S. et al. Diseases of humans and their domestic mammals: pathogen characteristics, host range and the risk of emergence. **Philosophical Transactions of the Royal Society Biological Sciences**, London, n. 356, p. 991–999, 2001.
- CORRÊA, S. H. R.; PASSOS, E. C. Wild animals and public health. In: FOWLER, M.E.; CUBAS, Z.S. Biology, medicine, and surgery of South American wild animals. **Ames: Iowa University Press**, p. 493-499, 2001.
- COSTA LIMA, A. Insetos do Brasil. Rio de Janeiro: **Escola Nacional de Agronomia**. 470 p. 1938.
- CRINGOLI, G. et al. Geospatial (s)tools: integration of advanced epidemiological sampling and novel diagnostics. **Health**, v. 7, p. 399-404, 2013
- DOMINGUES, S. F. S.; CALDAS-BUSSIÈRE, M. C. Fisiologia e biotécnicas da reprodução desenvolvidas em empresas de primatas neotropicais importantes para pesquisa biomédica. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 30 p. 57-71. 2007.
- D'OVÍDIO, D.; SANTORO, D. Prevalence of fur mites (*Chirodiscoides caviae*) in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*) in southern Italy. **Veterinary Dermatology**, v. 25, p. 135. 2014.

DUKE, B. A. et al. *Rattus norvegicus* como indicador da circulação de *Capillaria hepatica* e *Taenia taeniaeformis* na Plaza Minorista de Medellín, na Colômbia. **Biomédico**. 2012.

EL-KADY, G. A. et al. Rodents, their seasonal activity, ecto-and blood-parasites in Saint Catherine area, South Sinai Governorate. **Journal of the Egyptian Society of Parasitology**, v.28, p.815- 26, 1998.

EMERSON, K. C.; PRICE, R. D. Mallophaga of Venezuelan Mammals. **Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series**. v.20, n.3, p.1-77. 1975.

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

FAULKNER, C. B. et al. Gene expression and production of tumor necrosis factor alpha, interleukin 1, interleukin 6, and gamma interferon in C3H/HeN and C57BL/6N mice in acute *Mycoplasma pulmonis* disease. **Infection and Immunity**. p. 4084-4090, 1995.

FICHET-CALVET, E. et al. Patterns of infection of haemoparasites in the fat sand rat, *Psammomys obesus*, in Tunisia, and effect on the host. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v.94, p.55-68, 2000.

FIGUEIREDO, M. A. P. et al. Ectoparasitos de Animais Silvestres no Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 30, n. 11, p. 988-990, 2010.

FONSECA, F. O. R. Notas de Acarologia. XLIV. Inquérito sobre a fauna acarológica de parasitos no nordeste do Brasil. **Memórias do Instituto Butantan**, v. 28, p. 99-186, 1957.

GAZETA et al. Ocorrência de *Babesia sp* em pequenos roedores no Brasil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.56, n.6, p.741-744, 2004.

GOMES, D. C. et al. Nematode parasites of marsupials and small rodents from the Brazilian Atlantic Forest in the state of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 20, n. 4, p. 699-707, 2003.

GONÇALVES, L. R. Detecção e caracterização molecular de espécies de *Mycoplasma* e *Bartonella* em roedores silvestres e sinantrópicos no Brasil. **Repositório Institucional**

UNESP. 2016. Disponível em: <https://repositorio.unesp.br/handle/11449/141958>. Acesso: 19/12/2017 às 15h44min.

GONÇALVES, L. R. et al . Diversity and molecular characterization of novel hemoplasmas infecting wild rodents from different Brazilian biome. **Comparative Immunology, Microbiology e Infectious Diseases**. 2015.

GUIMARÃES, A. O. et al. Parasitic and fungal infections in synanthropic rodents in an area of urban expansion, Aracaju, Sergipe State, Brazil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**. V. 36, n.1. 2014.

GUIMARÃES, D. A. et al. Concentração plasmática de progesterona e 17-beta-estradiol de agouti com raposa negra (*Dasyprocta prymnolopha*) durante o ciclo estral. **Revista de Biologia Tropical**, v. 59 p. 29-35. 2011.

GUITTON, N. et al. Ectoparasitos de roedores e marsupiais no ambiente silvestre de Ilha Grande, estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, Vol. 81(2): 233-234, abr./jun. 1986.

HIRST, S. On three new parasitic acari. **Annals and Magazine of Natual History**, v.20, p.431-4, 1917.

HURLEY, R. J. et al. Diagnostic exercise: depression and anorexia in recently shipped guinea pigs. **Laboratory Animal Science**, Memphis, v.45, n.3, p.305-308, 1995.

IBAÑEZ, A. C. et al. Prevalencia de endoparásitos en roedores sinantrópicos (Rodentia: Muridae) en una localidad de La Habana, Cuba. **Revista Cubana de Medicina Tropical**. Cidade de Havana. V. 68, dez. 2016

KAMIYAMA, T. et al. Effects of *Mycoplasma pulmonis* infection and exposure to nitrogen dioxide on activities of natural killer cells and macrophages of the mouse. **Jikken Dobutsu** v. 40 p. 255-257, 1991

KIA, E. B. et al. Endoparasits of Rodents and Their Zoonotic Importance in Germi, Dasht-e-Mogan, Ardabil Province, Iran. **Iranian Journal of Parasitology**, v. 5, n. 4, p. 15-20, 2010.

KRAMBITZ, H. E.; BAUMLER, W. Occurrence, host range and seasonal prevalence of *Babesia microti* (Franca, 1912) in rodents of Southern Germany. **Zeitschrift Parasitenkunde**, v.58, p.15-33, 1978.

KUHNEN, V. V. et al. Differences in richness and composition of gastrointestinal parasites of small rodents (Cricetidae, Rodentia) in a continental and insular area of the Atlantic Forest in Santa Catarina state, Brasil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 72, n. 3, p. 563-567, 2012.

LAMBET, L. C. et al. *Mycoplasma pulmonis* inhibits electrogenic ion transport across murine tracheal epithelial cell monolayers. **Infection and Immunity**, v. 66, p. 272-279, 1998.

LIMA, C. M. et al. Valores de referencia hematológicos e bioquímicos de ratos (*Rattus norvegicus* linhagem Wistar) provenientes do biotério da Universidade Tiradentes. **Scientia Plena**. v. 10, n. 03. 2014.

LINARDI, P. M. et al. Ectoparasitos de pequenos mamíferos da Ilha de Maracá, Roreima, Brasil. I. Ectoparasitofauna, Registros Geográficos e de Hospedeiros. **Acta Amazonica**, 21 (único) p. 131-140. 1991.

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

LINARDI, P. M. Piolhos (Sugadores e Mastigadores). In: MARCONDES, C. B. **Entomologia médica e veterinária**. São Paulo: Atheneu, p. 183-238. 2001.

LINARDI, P.M. et al. Ectoparasitos de roedores da Região urbana de Belo Horizonte, MG. I. Interação entre ectoparasitos e hospedeiros. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 79, p. 239-247, abr./jun. 1984.

LOPES, J. B. et al. Desempenho de cutias (*Dasyprocta prymnolopha*) criadas em cativeiro do nascimento até o desmame em Teresina, Piauí. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.33, p.2318-2322, 2004.

MAURELLI, M. P. et al. FLOTAC e Mini-FLOTAC para diagnóstico uro-microscópico de *Capillaria plica* (sin. *Pearsonema plica*) em cães. **BMC Research Notes**. 2014.

MCDOLNARD, D. M. et al. Mycoplasma pulmonis infections cause long-lasting potentiation of neurogenic inflammation in the respiratory tract of the rat. **Journal of Clinical Investigation**, v. 87, p. 787-799, 1991.

MESS, A. The subplacenta in Octodon degus and Petromus typicus-two hystricognath rodents without significant placental lobulation. **Journal of Experimental Zoology Part B: Molecular and Developmental Evolution**, 308, 172-1238. 2007

MIRCEAN, V. et al. Research on the etiology of skin diseases in laboratory animals. **Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca, Veterinary Medicine**, 2009. Disponível em: <http://journals.usamvcluj.ro/index.php/veterinary/article/view/4157/3802>

MORAILLON, R. Manua Elsevier de Veterinária: diagnóstico e tratamento de cães, gatos e animais exóticos. Rio de Janeiro: **Elsevier Editora Ltda**. 7º Ed. 2013.

MORSY, T.A. et al. Babesia infection in rodents trapped in Riyadh Region, Saudi Arabia, with a general discussion. **Journal of the Egyptian Society of Parasitology**, v.24, p.177-185, 1994.

MOURÃO, J. S. et al. Erhnotaxonomy of mastofauna as practised by Hunters of the municipality of paulista, state of Paraíba-Brazil. **Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine**, v. 2, p. 1-7. 2006.

NORLANDER, T. et al. Effects of experimental Mycoplasma pulmonis infection on sensory neuropeptides and airway mucosa in the rat. **European Respiratory Journal**, v. 10, p. 2334-2342, 1997.

OLIVEIRA, R. S. DE. et al. Ocorrência de endoparasitos em ouriços-cacheiros (*Sphiggurus insidiosus*) e ouriço-preto (*Chaetomys subspinosus*) recolhidos após atropelamento na rodovia ES-060- Espírito Santo – Brasil. **Natureza on line**. v. 13 p. 229-233. 2015.

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

PEREIRA, J. S. et al. Parasitismo por *Gliricola porcelli* (Schrank, 1781) em *Cavia porcellus*, em Mossoró, Rio Grande do Norte, Brasil. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal** v.7, n.2, p. 250 – 257. 2013.

PÉREZ-MOLINA, J. A. et al. Tratamento de doenças causadas por parasitas. **Enfermidades Infecciosas e Microbiologia Clínica**, v. 28 p. 44-59. 2010

POULIN, R. Comparison of three estimators of species richness in parasite component communities. **The Journal of Parasitology**, v. 84, n. 3, p. 485 – 490, 1990.

QUEIROZ, J. P. A. F DE. Termograma de *Galea spixii*, infectada naturalmente com helmintos, tratada com extrato aquoso de alho (*Allium sativum*). **Pesquisa de Pecuária para o Desenvolvimento Rural**. v. 28. 2016.

QUESENBERRY, K.; CARPENTER, J. Ferrets, rabbits, and rodents: Clinical medicine and surgery. St. Louis, **Mo.: Saunders/Elsevier**. 2 ed. 2012.

RÊGO, A. A. Sobre alguns cestóides parasitos de roedores do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. Tomo 65. Fascículo 1. 1967.

REIS, F. S. 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**, 17, Supl. 1, p. 69-74. 2008.

RONDON, M. V. S. S. Biodiversidade de parasitas intestinais em mamíferos silvestres de duas localidades do estado de São Paulo. **Tese de Doutorado em Parasitologia**. Campinas: Universidade Estadual de Campinas. 2010.

ROSSI, G. A. M. et al. Zoonoses parasitárias veiculadas por alimentos de origem animal: revisão sobre a situação no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v.81, n.3, p. 290-298, 2014.

SÁNCHEZ, L.; FLORES, G. S. Aportes al conocimiento de parásitos del género *Cavia* en el Perú. **The Biologist**, v.2, p.1-5, 2012.

SANTOS, S. S. Conhecimento, uso e manejo de *gálea spixii* (WAGLER, 1831) e *kerodon rupestris* (WIED-NEUWIED, 1820) no semiárido do rio grande do norte, (nordeste do brasil). **Dissertação de Mestrado**. UFPB. 2018.

SASHIDA, H. et al. Detection of Hemotropic Mycoplasmas in Free-Living Brown Sewer Rats (*Rattus norvegicus*). **The Journal of Veterinary Medical Science**, v. 75 p. 979-83. 2013.

SERRA-FREIRE, N. M. DA, MELLO, R. P. DE. Entomologia e Acarologia na Medicina Veterinária. Rio de Janeiro: **L.F. Livros**, 2006.

SHIH, C.M. et al. Human babesiosis in Taiwan: asymptomatic infection with a Babesia microti - Like organism in taiwanese woman. **Journal of Clinical Microbiology**, v.35, p.450-454, 1997.

SILVA, J. C. R. Zoonoses e doenças transmitidas por animais silvestres. **Portal Educação**. 2008. Disponível em: <https://www.portaleducacao.com.br/conteudo/artigos/veterinaria/zoonoses-e-/2463>. Acesso em: 01/02/2018.

SIMEKA, J. W. et al. Mycoplasma diseases of animals. Mycoplasmas: molecular biology and pathogenesis. **ASM Press – American Society for Microbiology**, Washington. v.1, p.391-416. 1992.

SIMÕES, Raquel de Oliveira. Biodiversity of helminth parasites in the sympatric rodents *Oligoryzomys nigripes* and *Akodon* spp. (Rodentia: Sigmodontinae), in the Atlantic Forest, Teresópolis, **Dissertação (Mestrado em Parasitologia Veterinária)** - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2009.

STEFFEN, M. J.; EBERSOLE, J. L. Secretory immune responses to Mycoplasma pulmonis. **Infection and Immunity**, v. 60 p. 337-344, 1992.

SWING, S.P. et al. In vitro effects of Mycoplasma pulmonis on murine natural killer cell activity. **Laboratory Animal Science**, v. 45, p. 352-356, 1995.

TAYLOR, M. A. et al. Parasitologia Veterinária. Terceira Edição. Rio de Janeiro: **Guanabara Koogan**, 2010.

TEDESCO, J. T. G. et al. Infecção por *Mycoplasma pulmonis* em ratos wistar provenientes de biotério. **Revista de Patologia Tropical**, v. 40, p. 279-286. out.-dez. 2011.

TULLY, J.G.; RAZIN, S. Molecular and diagnostic procedures in mycoplasmaology: diagnostic procedures. **Academic Press Books – Elsevier**, San Diego. v. 2. p. 327-359. 1996.

VALIM, M. P. et al. Parasitism by Acari and Phthiraptera on guinea pigs [*Cavia porcellus* (Linnaeus, 1758)] from rural and urban environment in Silva Jardim and Duque de Caxias municipal districts, Rio de Janeiro state, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research Animal Science**, v. 41, n. 4, São Paulo, July/Aug. 2004.

VAN PEENEN, P.F.D. et al. Piroplasma from taiwanese rodents. **The Journal of Protozoology**, v.24, p.310-312, 1977.

VELOSO, I. M. F. Estudo de ectoparasitas no porquinho-da-índia e noutros pequenos roedores domésticos. **Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária**. Universidade de Lisboa. 2015. Disponível em: <https://www.repository.utl.pt/bitstream/10400.5/10143/1/Estudo%20de%20ectoparasitas%20no%20porquinhoda%20C3%8Dndia%20e%20noutros%20pequenos%20roedores%20dom%20%C3%A9sticos.pdf>. Acesso em: 02/01/2018.

VICENTE, J. J. et al. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 14, p. 1-452. 1997.

VIEIRA, R. F. C. Detection of a novel hemoplasma based on 16S rRNA gene DNA in captive and free-ranging capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*). **Veterinary Microbiology**. v. 139, p. 410-413. 2009.

VON RICHER, W. 1979. The utilization and management of wild animals. **Animal Research and Development**, v. 10, p. 93-103, 1979.

WERNECK, F. L. Contribuição ao conhecimento dos Mallophagos encontrados nos mamíferos sul-americanos. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 31. N. 3, 1936.

WERNECK, F. L. Sobre algumas espécies do Gênero Gliricola. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. v. 37, p. 297-316, setembro, 1942.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os animais podem ser portadores de doenças de grande importância à saúde pública, representando um risco para a vida humana e a própria espécie animal. Isso se agrava quando os animais estão em áreas adjacentes a zonas urbanas e de importância turística, dá-se então a importância de se estudar e prevenir contra a disseminação de patógenos.

Os roedores têm destaque especial por serem um grupo predominante em todo o mundo, por possuir o tamanho corporal pequeno, grande agilidade, elevado índices reprodutivos, alimentação diversificada, o que favorece a sua adaptabilidade. Os roedores além de fonte de alimento para famílias menos favorecidas, surgem como alternativa viável para o meio científico e a sua utilização em pesquisas como modelo experimental, principalmente.

Considerando a escassez de dados na literatura sobre a ectofauna, endofauna e agentes patogênicos que acometem o *Galea spixii*, aliados ao conhecimento que animais silvestres, tanto de vida livre como em cativeiro, podem ser reservatórios e portadores de zoonoses e animais contaminados podem interferir no resultado de pesquisas, na saúde e conservação das espécies, faz-se necessário cada vez mais, de forma aprofundada, pesquisas que identifiquem e descrevam os parasitas e patógenos que acometem esses animais.

ANEXOS

Anexo I - Autorização SISBIO



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

| | | |
|--|-----------------------------------|------------------------------------|
| Número: 59208-1 | Data da Emissão: 30/01/2018 17:19 | Data para Revalidação*: 01/03/2019 |
| * De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão. | | |

Dados do titular

| | |
|---|--------------------------|
| Nome: Carla Caroline Soares Gomes | CPF: 045.156.444-83 |
| Título do Projeto: Perfil sanitário em preás (<i>Galea spixii</i>) de vida livre, no estado da Paraíba. | |
| Nome da Instituição : UFPB - UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAIBA | CNPJ: 24.098.477/0001-10 |

Cronograma de atividades

| # | Descrição da atividade | Início (mês/ano) | Fim (mês/ano) |
|---|--|------------------|---------------|
| 1 | Captura dos animais | 07/2017 | 08/2017 |
| 2 | Coleta do Material | 08/2017 | 08/2017 |
| 3 | Processamento das amostras | 08/2017 | 08/2017 |
| 4 | Análises das amostras coletas | 09/2017 | 10/2017 |
| 5 | Análises e interpretação dos dados obtidos | 10/2017 | 02/2018 |

Observações e ressalvas

| | |
|---|--|
| 1 | As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia. |
| 2 | Esta autorização NÃO exige o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, possessor ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso. |
| 3 | Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior. |
| 4 | A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES). |
| 5 | O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição <i>In situ</i> . |
| 6 | O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor. |
| 7 | Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/gen . |
| 8 | Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade. |

Outras ressalvas

| | |
|---|---|
| 1 | As armadilhas utilizadas para captura de mamíferos deverão ser vistoriadas pelo menos duas vezes ao dia (matutino e vespertino) para minimizar a morte devido a hipotermia ou hipertermia. Não está autorizada a coleta, transporte de fêmeas grávidas ou em processo de amamentação |
| | No momento da submissão do relatório é necessário informar as espécies de ectoparasitas e de endoparasitas identificadas no estudo. Quando a solicitação for submetida novamente à análise, deverá ser realizada a inclusão da atividade "Coleta/transporte de espécimes <i>In situ</i> " (no item Taxon(s) X Atividades) para esses invertebrados. |

Equipe

| # | Nome | Função | CPF | Doc. Identidade | Nacionalidade |
|---|---------------------------------|-------------------------------|----------------|-----------------|---------------|
| 1 | Samara da Costa Ribeiro Barboza | Auxiliar de coleta e análises | 081.034.894-25 | 347719 SSP-PB | Brasileira |

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 53321244





Ministério do Meio Ambiente - MMA
Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

| | | |
|--|-----------------------------------|------------------------------------|
| Número: 59208-1 | Data da Emissão: 30/01/2018 17:19 | Data para Revalidação*: 01/03/2019 |
| * De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão. | | |

Dados do titular

| | |
|---|--------------------------|
| Nome: Carla Caroline Soates Gomes | CPF: 045.156.444-83 |
| Título do Projeto: Perfil sanitário em preás (<i>Galea spixii</i>) de vida livre, no estado da Paraíba. | |
| Nome da Instituição: UFPB - UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAIBA | CNPJ: 24.098.477/0001-10 |

Locais onde as atividades de campo serão executadas

| # | Município | UF | Descrição do local | Tipo |
|---|-----------|----|---------------------------------|-------------------|
| 1 | AREIA | PB | Universidade Federal da Paraíba | Foa de UC Federal |
| 2 | CURITIBA | PR | Universidade Federal do Paraná | Foa de UC Federal |
| 3 | AREIA | PB | Propriedades Privadas | Foa de UC Federal |
| 4 | REMÍGIO | PB | Propriedades Privadas | Foa de UC Federal |

Atividades X Táxons

| # | Atividade | Táxons |
|---|---|------------------|
| 1 | Captura de animais silvestres in situ | Galea |
| 2 | Coleta/transporte de amostras biológicas in situ | Galea |
| 3 | Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ | Galea (Qtde: 15) |
| 4 | Manutenção temporária (até 24 meses) de vertebrados silvestres em cativeiro | Galea |

* Quantidade de indivíduos por espécie, por localidade ou unidade de conservação, a serem coletados durante um ano.

Material e métodos

| | | |
|---|---|---|
| 1 | Amostras biológicas (Outros mamíferos) | Ectoparasita, Sangue, Fragmento de tecido/órgão, Fezes |
| 2 | Método de captura/coleta (Outros mamíferos) | Armadilha tipo gaiola com atração por iscas ("Box Trap/Tomahawk/Sherman") |
| 3 | Método de marcação (Outros mamíferos) | Tatuagem (tinta) |

Destino do material biológico coletado

| # | Nome local destino | Tipo Destino |
|---|--|--------------|
| 1 | UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ | |
| 2 | UFPB - UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAIBA | |

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 53321244



Página 2/3



Ministério do Meio Ambiente - MMA
Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

| | | |
|--|-----------------------------------|------------------------------------|
| Número: 59208-1 | Data da Emissão: 30/01/2018 17:19 | Data para Revalidação*: 01/03/2019 |
| * De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão. | | |

Dados do titular

| | |
|---|--------------------------|
| Nome: Carla Caroline Soares Gomes | CPF: 045.156.444-83 |
| Título do Projeto: Perfil sanitário em preas (Galea sp(xII)) de vida livre, no estado da Paraíba. | |
| Nome da Instituição : UFPB - UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAIBA | CNPJ: 24.098.477/0001-10 |

Registro de coleta imprevista de material biológico

De acordo com a Instrução Normativa nº 03/2014, a coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização ou na licença permanente deverá ser anotada na mesma, em campo específico, por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades. O transporte do material biológico ou do substrato deverá ser acompanhado da autorização ou da licença permanente com a devida anotação. O material biológico coletado de forma imprevista, deverá ser destinado à instituição científica e, depositado, preferencialmente, em coleção biológica científica registrada no Cadastro Nacional de Coleções Biológicas (CCBIO).

| Taxon* | Qtde. | Tipo de amostra | Qtde. | Data |
|--------|-------|-----------------|-------|------|
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |
| | | | | |

* Identificar o espécime no nível taxonômico possível.

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 53321244



Página 3/3