



Universidade Federal de Uberlândia



Instituto de Ciências Biomédicas



Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas

Prevalência de *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) e *T. lainsoni* (Naiff & Barrett, 2013) em roedores e marsupiais do bioma Cerrado e efeitos do parasitismo sobre a saúde de populações destes animais

Marco Miguel de Oliveira

Uberlândia – MG

Novembro/2022



Universidade Federal de Uberlândia



Instituto de Ciências Biomédicas



Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas

Prevalência de *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) e *T. lainsoni* (Naiff & Barrett, 2013) em roedores e marsupiais do bioma Cerrado e efeitos do parasitismo sobre a saúde de populações destes animais

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas como requisito para a obtenção do título de Doutor em Imunologia e Parasitologia Aplicadas.

Discente: Marco Miguel de Oliveira

Orientador: Professor Doutor José Roberto Mineo (Instituto de Ciências Biomédicas, ICBIM/UFU, Uberlândia)

Coorientadora: Professora Doutora Natália Oliveira Leiner (Instituto de Biologia, INBIO/UFU, Uberlândia)

Uberlândia – MG

Novembro/2022

Ficha Catalográfica Online do Sistema de Bibliotecas da UFU
com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).

O48
2022

Oliveira, Marco Miguel de, 1994-
Prevalência de *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) e *T. lainsoni* (Naiff & Barrett, 2013) em roedores e marsupiais do bioma Cerrado e efeitos do parasitismo sobre a saúde de populações destes animais [recurso eletrônico] / Marco Miguel de Oliveira. - 2022.

Orientador: José Roberto Mineo.

Coorientadora: Natália Oliveira Leiner.

Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Uberlândia,
Pós-graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas.

Modo de acesso: Internet.

Disponível em: <http://doi.org/10.14393/ufu.te.2022.642>

Inclui bibliografia.

1. Imunologia. I. Mineo, José Roberto, 1953-,
(Orient.). II. Leiner, Natália Oliveira, 1979-,
(Coorient.). III. Universidade Federal de Uberlândia.
Pós-graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas.
IV. Título.

CDU: 612.017

Bibliotecários responsáveis pela estrutura de acordo com o AACR2:
Gizele Cristine Nunes do Couto - CRB6/2091
Nelson Marcos Ferreira - CRB6/3074



UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
 Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia
 Aplicada

Av. Amazonas, s/n, Bloco 4C, Sala 4C218 - Bairro Umuarama, Uberlândia-MG, CEP 38400-902
 Telefone: (34) 3225-8672 - www.imunoparasito.ufu.br - coipa@ufu.br



ATA DE DEFESA - PÓS-GRADUAÇÃO

Programa de Pós-Graduação em:	Imunologia e Parasitologia Aplicadas				
Defesa de:	Tese de Doutorado nº 150				
Data:	30/11/2022	Hora de início:	08:19	Hora de encerramento:	12:22
Matrícula do Discente:	11823IPA001				
Nome do Discente:	Marco Miguel de Oliveira				
Título do Trabalho:	Prevalência de <i>Trypanosoma cruzi</i> (Chagas, 1909) e <i>T. lainsoni</i> (Naiff & Barrett, 2013) no sangue periférico de pequenos mamíferos não-voadores e seus efeitos sobre a saúde de populações animais				
Área de concentração:	Imunologia e Parasitologia Aplicadas				
Linha de pesquisa:	Biologia das interações entre patógenos e seus hospedeiros				
Projeto de Pesquisa de vinculação:	Ocorrência de <i>Leishmania</i> spp. e outros hemoparasitos em pequenos mamíferos não-voadores e efeito da fragmentação sobre a saúde de populações naturais				

No dia 30/11/ 2022, reuniu-se, por vídeo conferência, a Banca Examinadora, designada pelo Colegiado do Programa de Pós-graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas, assim composta pelo Presidente(a): José Roberto Mineo - ICBIM/UFU; e os Titulares: Ceres Luciana Alves - UFMG; Júlia Angélica Gonçalves da Silveira - UFMG; Natália Berne Pinheiro - ICBIM/UFU; Michelle Aparecida Ribeiro de Freitas - ICBIM/UFU.

Iniciando os trabalhos o presidente da mesa, Prof. Dr. José Roberto Mineo, apresentou a Comissão Examinadora e o candidata, agradeceu a presença do público, e concedeu ao Discente a palavra para a exposição do seu trabalho. A duração da apresentação do discente, e o tempo de arguição e resposta foram conforme as normas do Programa.

A seguir o senhor(a) presidente concedeu a palavra, pela ordem sucessivamente, aos(às) examinadores(as), que passaram a arguir o(a) candidato(a). Ultimada a arguição, que se desenvolveu dentro dos termos regimentais, a Banca, em sessão secreta, atribuiu o resultado final, considerando o(a) candidato(a):

APROVADO

Esta defesa faz parte dos requisitos necessários à obtenção do título de Doutor.

O competente diploma será expedido após cumprimento dos demais requisitos, conforme as normas do Programa, a legislação pertinente e a regulamentação interna da UFU.

Nada mais havendo a tratar foram encerrados os trabalhos. Foi lavrada a presente ata que após lida e achada conforme foi assinada pela Banca Examinadora.



Documento assinado eletronicamente por **José Roberto Mineo, Professor(a) do Magistério Superior**, em 30/11/2022, às 12:26, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Ceres Luciana Alves, Usuário Externo**, em 30/11/2022, às 12:27, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Natália Berne Pinheiro, Professor(a) do Magistério Superior**, em 30/11/2022, às 12:30, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Michelle Aparecida Ribeiro de Freitas, Professor(a) do Magistério Superior**, em 01/12/2022, às 13:27, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Julia Angelica Gonçalves da Silveira, Usuário Externo**, em 01/12/2022, às 16:49, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://www.sei.ufu.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **4098646** e o código CRC **E9DEAE14**.

DEDICATÓRIA

À memória do Professor Doutor Sydnei Magno da Silva e de minha avó Maria Morais de Oliveira.

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais, Ivone Anselmo de Oliveira e José Miguel de Oliveira, pelo amor, compreensão e apoio incondicional. Às minhas irmãs, Ana Luísa de Oliveira e Any Sofia de Oliveira, por fazerem parte da minha vida e torcerem por minha vitória. À minha avó, Maria Morais de Oliveira, que nos deixou um grande exemplo de ser humano a ser seguido. Ao meu namorado, Paulo Vitor Alves Ribeiro, por estar ao meu lado desde os tempos da graduação e por ser um exemplo de perseverança. Amo todas(os) vocês!

Agradeço ao Professor Doutor Sydney Magno da Silva, que nos deixou no ano de 2022. Obrigado por ter me apoiado em todos os passos da minha formação, por ter me orientado no primeiro ano do doutorado e, principalmente, por ser um exemplo de docente. À Professora Doutora Natália Oliveira Leiner, pela coorientação, apoio nas atividades de campo e nas análises estatísticas. Obrigado por abrir as portas do Laboratório de Ecologia de Mamíferos (LEMA) e me acolher no processo de doutoramento. Ao Professor Doutor José Roberto Mineo, por assumir minha orientação e me acolher no Laboratório de Imunoparasitologia. Aos Professores Doutores Tiago Wilson Patriaca Mineo (ICBIM/UFU), Márcia Cristina Cury (ICBIM/UFU) e Karine Rezende de Oliveira (Instituto de Ciências Exatas e Naturais do Pontal, UFU/Pontal), pelos conselhos e ensinamentos. Ao Professor Doutor Alexandre Reis Percequillo (Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz da Universidade de São Paulo, Piracicaba), por confirmar a identificação dos roedores. Ao Doutor César Gómez Hernández, por auxiliar nas análises de bioinformática.

À Claire Pauline Röpke Ferrando, que auxiliou em todos os campos e se tornou uma grande amiga. Você é um exemplo de resiliência e dedicação. Aos integrantes e amigas(os) do LEMA, em especial ao Rodrigo Cassimiro Rossi. À Luísa Queiroz Corrêa por auxiliar na leitura das extensões sanguíneas e contagem diferencial de leucócitos. Aos colegas e amigas(os) dos Laboratórios de Bioensaios em *Leishmania*, Sorologia e Biologia Molecular de Parasitos e Imunoparasitologia, em especial à Iasmin Aparecida Cunha Araújo, Karen Ferraz Faria e Douglas Alves Pereira, pela boa convivência, auxílio nos experimentos e força nos momentos difíceis. À técnica do Laboratório de Sorologia e Biologia Molecular de Parasitos, Juliana Silva Miranda, pelo auxílio na rotina laboratorial. Sem dúvidas, vocês todas(os) contribuíram para o meu desenvolvimento profissional e pessoal. Obrigado por todo o apoio!

Aos meus amigos da época da graduação, pela amizade e momentos de alegria. Aos meus colegas e amigas(os) da Universidade do Estado de Minas Gerais (UEMG), Unidade Ituiutaba, pela boa convivência e apoio no fim deste ciclo.

Ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas (PIPPA), pelos ensinamentos. Às secretárias do PPIPA, Lucélia da Costa Assis, Cláudia Lúcia Ribeiro da Silveira e ex-secretária Lucileide de Freitas Queiroz Damásio, pela prontidão em responder minhas dúvidas e resolver os processos burocráticos.

Aos órgãos de fomento à pesquisa – Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) –, pelo subsídio financeiro, bolsa e taxa de bancada. Ao Programa de Pesquisa Ecológica de Longa Duração (PELD) e INBIO, pelo subsídio financeiro para execução das atividades de campo. À Companhia Energética de Minas Gerais (CEMIG), por liberar nosso acesso à Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiros e disponibilizar o alojamento.

RESUMO

Pequenos mamíferos não-voadores são importantes hospedeiros e/ou reservatórios de parasitos do gênero *Trypanosoma*. Objetivando conhecer os tripanossomas destes animais no Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba (MG, Brasil), foram capturados 294 animais (117 *Rhipidomys macrurus*, 54 *Hylaeamys megacephalus*, 15 *Oecomys cleberi*, um *Rattus rattus*, 85 *Gracilinanus agilis* e 22 *Didelphis albiventris*). Foram preparados esfregaços sanguíneos para cada animal, sendo o sangue também acondicionado em papel filtro. O DNA extraído do sangue em papel filtro foi submetido à Nested-PCR com alvo para o gene 18S rRNA de *Trypanosoma* spp., sendo as amostras positivas sequenciadas. Adicionalmente, também buscou-se verificar os efeitos de *T. lainsoni* sobre a razão neutrófilo:linfócito (N:L) e condição corporal de populações de *G. agilis* (n=75) e *R. macrurus* (n=108). Para tal, dados de condição corporal, aferida pelo índice de massa escalonada, e razão N:L, obtida pela contagem diferencial de leucócitos nas extensões sanguíneas, foram utilizados na elaboração de modelos lineares generalizados. Foram considerados plausíveis modelos com valores de $AICc \gg 2$. Dos esfregaços sanguíneos, 7% (21/294) mostraram formas tripomastigotas, principalmente os de *G. agilis* (12/294, 4%), que também exibiram a maior parasitemia. Em relação à Nested-PCR, 32% (68/215) das amostras foram positivas, incluindo as de *R. macrurus*, *H. megacephalus*, *D. albiventris* e *G. agilis*. Das sequências obtidas, 82% (56/68) foram semelhantes a *T. lainsoni* e 10% (7/68) a *T. cruzi* TcI. Este é o primeiro relato de *T. lainsoni* parasitando *R. macrurus* e segundo para *H. megacephalus*, bem como a primeira descrição de *T. cruzi* TcI em *R. macrurus*. A análise de modelos sugere que a presença de *T. lainsoni* não influencia na condição corporal de *G. agilis* e *R. macrurus* ($AICc=4,99$ e $2,05$, respectivamente), não afetando também a razão N:L de *G. agilis* ($AICc=3,56$) e exibindo efeitos discretos sobre este parâmetro em *R. macrurus* ($AICc=2$). Com tais achados, concluiu-se que *T. lainsoni* é um parasito generalista não-patogênico e com distribuição mais ampla do que se conhecia. Além disso, a baixa diversidade de espécies e/ou abundância de reservatórios altamente competentes (como *D. albiventris*) contribuem para manutenção do ciclo silvestre de *T. cruzi* TcI.

Palavras-chave: *Trypanosoma lainsoni*; roedores; marsupiais; condição corporal; razão N:L; *T. cruzi*.

ABSTRACT

Non-volant small mammals are important hosts and/or reservoirs of parasites of the genus *Trypanosoma*. Aiming to know the trypanosomes of these animals in Triângulo Mineiro and Alto Paranaíba (MG, Brazil), 294 animals were captured (117 *Rhipidomys macrurus*, 54 *Hylaeamys megacephalus*, 15 *Oecomys cleberi*, one *Rattus rattus*, 85 *Gracilinanus agilis* and 22 *Didelphis albiventris*). Blood smears were prepared for each animal, and the blood was also placed on filter paper. The DNA extracted from blood on filter paper was submitted to Nested-PCR targeting the 18S rRNA gene of *Trypanosoma* spp., and the positive samples were sequenced. Additionally, we also sought to verify the effects of *T. lainsoni* on the neutrophil:lymphocyte ratio (N:L) and body condition of populations of *G. agilis* (n=75) and *R. macrurus* (n=108). For this, body condition data, measured by the scaled mass index, and the N:L ratio, obtained by the differential count of leukocytes in blood smears, were used in the elaboration of generalized linear models. Models with AICc >> 2 values were considered plausible. The blood smears showed 7% (21/294) of trypomastigotes forms, mainly those of *G. agilis* (12/294, 4%), which also exhibited the greatest parasitemia. Regarding Nested-PCR, 32% (68/215) of the samples were positive, including *R. macrurus*, *H. megacephalus*, *D. albiventris* and *G. agilis*. Of the sequences obtained, 82% (56/68) were similar to *T. lainsoni* and 10% (7/68) to *T. cruzi* TcI. This is the first report of *T. lainsoni* parasitizing *R. macrurus* and the second for *H. megacephalus*, as well as the first description of *T. cruzi* TcI in *R. macrurus*. Model analysis suggests that the presence of *T. lainsoni* does not influence the body condition of *G. agilis* and *R. macrurus* (AICc=4.99 and 2.05, respectively), also not affecting the N:L ratio of *G. agilis* (AICc=3.56) and showing discrete effects on this parameter in *R. macrurus* (AICc=2). With these findings, we concluded that *T. lainsoni* is a non-pathogenic generalist parasite with a wider distribution than previously known. Furthermore, the low species diversity and/or abundance of highly competent reservoirs (such as *D. albiventris*) contribute to the maintenance of the sylvatic cycle of *T. cruzi* TcI.

Keywords: *Trypanosoma lainsoni*; rodents; marsupials; body-condition; N:L ratio; *T. cruzi*.

FIGURAS

- Figura 1:** Indivíduos de roedores (*R. macrurus* [A] e *H. megacephalus* [B]) e marsupiais (*G. agilis* [C] e *D. albiventris* [D]). Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos – UFU.....16
- Figura 2:** Ciclo biológico do protozoário digenético *T. cruzi*. Ao realizar o repasto sanguíneo, o triatomíneo vetor elimina tripomastigotas metacíclicas junto a seus excrementos (1). Ao entrar em contato com a lesão, tais formas adentram a pele e chegam à corrente sanguínea (2). Após isso, as tripomastigotas penetram nas células da musculatura lisa do coração ou parede do trato gastrointestinal ou musculatura esquelética (3). No interior das células, as tripomastigotas modificam-se em amastigotas, que se multiplicam por divisão binária (4). Ocasionalmente, amastigotas diferenciam-se novamente em tripomastigotas, que ficam disponíveis na corrente sanguínea (5). O triatomíneo infecta-se ao ingerir sangue contaminado com tripomastigotas sanguíneas (6). Em seu intestino médio ocorre a diferenciação para epimastigota, que também se multiplicam por divisão binária (7). Após algumas semanas, as epimastigotas migram para as porções posteriores do intestino e diferenciam-se em formas tripomastigotas metacíclicas. Adaptado de Nabarro, Morris-Jones, Moore (2022).....25
- Figura 3:** Mapa das regiões geográficas do Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba (MG), representando as localidades onde as campanhas de captura dos pequenos mamíferos não-voadores foram realizadas35
- Figura 4:** Características da vegetação nos locais de captura dos pequenos mamíferos não-voadores. Trilha de acesso às matas da AGF (A); GAL (B); PAG (C); GLO (D); SJO (E); e entorno da GLO (F), evidenciando sua proximidade com o bairro Élisson Prieto (ponta de seta, antigo assentamento do Glória, Uberlândia). Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos - UFU36
- Figura 5:** Armadilhas dispostas em uma estação de captura (A). Armadilha grande disposta no solo (C) e pequena fixada em cipó (C) com fita adesiva. Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos - UFU.....38
- Figura 6:** Punção da veia caudal de roedor sob efeito do anestésico (A), formação da gota de sangue (ponta de seta, B), coleta em tubo capilar (C) e acondicionamento em papel filtro (D). Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos - UFU.....39
- Figura 7:** Formas tripomastigotas em extensões sanguíneas de *R. macrurus* (A e B), *G. agilis* (C) e *H. megacephalus* (d). Aumento 1.000x, barra 20µm43
- Figura 8:** Árvore obtida pelo método NJ com modelo de distribuição TN93 + G com as sequências do gene 18S rRNA de *T. cruzi*, sequências (18S rRNA) representativas de *T. lainsoni* e sequências (18S rRNA) de outros tripanosomas recuperadas do GenBank™. *Bootstrap* obtido a partir de 1000 replicatas. Sequências obtidas no presente estudo (●)47

TABELAS

Tabela 1: Detecção de <i>Trypanosoma</i> spp. em extensões sanguíneas de pequenos mamíferos não-voadores de acordo com as áreas de estudo.	44
Tabela 2: Detecção de <i>Trypanosoma</i> spp. por Nested-PCR no sangue de roedores (<i>R. macrurus</i> e <i>H. megacephalus</i>) e marsupiais (<i>D. albiventris</i> e <i>G. agilis</i>) de acordo com as áreas de estudo.....	46
Tabela 3: Resultado da seleção de GLMs que explicam a variação na condição corporal e razão N:L dos indivíduos de <i>G. agilis</i> e <i>R. macrurus</i>	54

QUADROS

Quadro 1: Coordenadas e características dos remanescentes de mata estacional semidecídua onde a captura dos pequenos mamíferos não-voadores ocorreu	34
Quadro 2: Descrição dos iniciadores descritos por Noyes et al. (1999), tamanhos dos produtos amplificados e condições da reação de Nested-PCR <i>Trypanosoma</i> spp	39
Quadro 3: Sequências recuperadas/depositadas no GenBank™	41
Quadro 4: Amostras de pequenos mamíferos não-voadores positivas na microscopia, parasitemia e identificação molecular das sequências amplificadas na Nested-PCR para <i>Trypanosoma</i> sp. de acordo com as áreas de estudo	45
Quadro 5: Dados de <i>G. agilis</i> utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo	49
Quadro 6: Dados de <i>R. macrurus</i> utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo.....	51

LISTA DE SIGLAS E ABREVIACÕES

μ L: microlitros;

μ M: micrometros;

AGF: Fazenda Água Fria;

AICc: critério de informação de Akaike's;

BLAST: *Basic Local Alignment Search Tool*;

CCC: cardiomiopatia chagásica crônica;

CEMIG: Companhia Energética de Minas Gerais;

CEUA: Comitê de Ética na Utilização de Animais;

cm: centímetros;

DALYs: *disability-adjusted life years* (anos de vida ajustados por incapacidade);

DC: doença de Chagas;

DCA: doença de Chagas Aguda;

DCC: doença de Chagas Crônica;

DNA: ácido desoxirribonucleico;

DIG: síndromes digestivas;

DTN: Doenças Tropicais Negligenciadas;

EDTA: ácido etilenodiamino tetraacético;

ESALQ: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz;

EUA: Estados Unidos da América;

F: *forward*;

g: gramas;

GAL: RPPN Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiros;

gGAPDH: gliceraldeído 3-fosfato desidrogenase glicossomal;

GLMs: modelos lineares generalizados;

GLO: Fazenda Experimental do Glória;

H': índice de diversidade de Shannon-Wiener;

IBAMA: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis;

IUPAC: *International Union of Pure and Applied Chemistry*;

kDNA: ácido desoxirribonucleico mitocondrial;

kg: quilogramas;

km: quilômetros;

LSRM: clado Lagarto/Serpente/Roedor/Marsupial;

mg: miligramas;

MG: Minas Gerais;

MHCT: microhematócrito;

min.: minutos;

mL: mililitro;

mm: milímetro;

mM: milimolar;

MOTUs: Unidades Taxonômicas Moleculares Operacionais;

N:L: razão neutrófilo: linfócito;

NIH: *National Institutes of Health*;

NJ: *Neighbor Joining*;

°C: graus Celsius;

OMS: Organização Mundial da Saúde;

OPAS: Organização Pan-Americana da Saúde;

PAG: RPPN Estação Ecológica do Panga;

pb: padrão de peso molecular;

PCR: Reação em Cadeia da Polimerase;

pmol: picomol;

R: *reverse*;

RIFI: imunofluorescência indireta;

RMA: *Reduced Major Axis Regression*;

RPPN: Reserva Particular do Patrimônio Natural;

rRNA: RNA ribossomal;

seg.: segundos;

SISBIO: Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade;

SJO: Fazenda São José;

SMI: índice de massa escalonada;

SSU: subunidade menor do RNA ribossômico;

TN93+G: Tamura-Nei com distribuição gama;

UFU: Universidade Federal de Uberlândia;

USP: Universidade de São Paulo;

VG: volume globular;

WHO: *World Health Organization* (Organização Mundial da Saúde);

YLD: *years lived with disability* (anos vividos com incapacidade);

YLL: *years of life lost* (anos de vida perdidos);

Z: zimodema.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
1.1. <i>Trypanosoma</i> spp. parasitos da vida silvestre e de animais domésticos	17
1.2. Patogenicidade de <i>Megatrypanum</i> e saúde animal.....	21
1.3. <i>T. cruzi</i> e a eco-epidemiologia da doença de Chagas	23
1.4. Metodologias para estudo da tripanossomíase em mamíferos de vida livre	29
2. JUSTIFICATIVA	32
3. OBJETIVOS	33
3.1. Objetivo Geral	33
3.2. Objetivos específicos	33
4. MATERIAL E MÉTODOS	34
4.1. Aspectos éticos	34
4.2. Áreas de trabalho	34
4.3. Captura dos pequenos mamíferos não-voadores, coleta de sangue e avaliação das extensões sanguíneas.....	36
4.4. Análises moleculares	39
4.4.1. Extração de DNA.....	39
4.4.2. Reação em cadeia da polimerase e eletroforese	39
4.4.3. Sequenciamento.....	40
4.5. Análises estatísticas	40
5. RESULTADOS	42
6. DISCUSSÃO	55
7. CONCLUSÃO	60
8. REFERÊNCIAS	61
ANEXO 01	110
ANEXO 02	112
ANEXO 03	113

1. INTRODUÇÃO

Conhecido por sua rica biodiversidade, o Brasil tem vivido retrocessos políticos e econômicos que contribuíram para o avanço da fronteira agrícola e urbana sobre as áreas naturais (BARBOSA; ALVES; GRELE, 2021; WINCK et al., 2022). O Cerrado brasileiro, por exemplo, é uma das savanas tropicais mais ameaçadas do mundo e, atualmente, restam menos de 20% de sua vegetação nativa (MYERS et al., 2000; SOARES-FILHO et al., 2014; STRASSBURG et al., 2017). Sabendo que o desmatamento, tráfico de animais, expansão das cidades e do agronegócio favorecem um maior contato entre as espécies silvestres com os seres humanos e animais domésticos (direta ou indiretamente), o controle da transmissão de agentes zoonóticos e antropozoonóticos desponta como um grande desafio (TAYLOR; LATHAM; WOOLHOUSE, 2001; KARESH et al., 2012; ALLEN et al., 2017; CUNNINGHAM; DASZAK; WOOD, 2017; AJUWON et al., 2022; WYATT et al., 2022). Aproximadamente 60% das moléstias que acometem seres humanos são de origem zoonótica e 71% dos agentes patogênicos apresentam origem na vida silvestre (DASZAK; CUNNINGHAM; HYATT, 2000; CUTLER; FOOKS; VAN DER POEL, 2010).

Considerando que perturbações nos ambientes naturais levam a alterações na composição das espécies envolvidas nos ciclos de transmissão de patógenos, não surpreende que 58% das infecções que acometem pessoas e animais estejam ligadas a estes distúrbios (PATZ et al., 2000; TAYLOR; LATHAM; WOOLHOUSE, 2001; FOLEY et al., 2005; PAGE et al., 2011). Assim, sabendo da relação entre saúde animal, humana e ecossistêmica, o conhecimento da biodiversidade de patógenos e a dinâmica envolvendo seus hospedeiros e/ou reservatórios animais tem sido estimulado, principalmente por ser capaz de prever o risco de infecções humanas (KARESH et al., 2012). Se por um lado o declínio de determinadas populações de hospedeiros e/ou reservatórios em função das perturbações pode atuar reduzindo taxas de parasitismo, em virtude das menores chances de transmissão-encontro, alguns parasitos geralmente tendem a experimentar uma explosão após tais eventos, isso em virtude da proliferação de espécies de hospedeiros e/ou reservatórios generalistas e potencialmente susceptíveis (YATES et al., 2002; KARESH et al., 2012; HOSSACK et al., 2013; KEESING; YOUNG, 2014; LADIN et al., 2016).

Embora os parasitos e vetores também sejam afetados por desequilíbrios ambientais, visto que tais distúrbios podem atuar como barreira ecológica, alguns têm demonstrado a capacidade de se adaptar a estrutura biótica e abiótica do peridomicílio e cidades, como já demonstrado para *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) e seus vetores (DE NOYA et al., 2010;

FOLEY et al., 2013; LEVY et al., 2014; NEIDERUD, 2015; KHATCHIKIAN et al., 2015; GASPE et al., 2020). Basicamente, frente a retirada das fontes naturais de alimento (sangue animal), os vetores generalistas de *T. cruzi* tendem a se aproximar de áreas peridomiciliares e domésticas em busca de alimento, podendo inclusive realizar hematofagia no ser humano (COURA; VIÑAS; JUNQUEIRA, 2014). Quanto aos potenciais reservatórios deste protozoário, populações de pequenos mamíferos não-voadores (roedores e marsupiais) sinantrópicos também tendem a atingir densidades altas em áreas antropizadas, atuando na manutenção do ciclo biológico de *T. cruzi* (REPERANT et al., 2009; NEIDERUD, 2015; BEZERRA-SANTOS et al., 2021).

Embora a discussão sobre a conceituação de hospedeiros e reservatórios ainda esteja em aberto, atualmente têm-se adotado que o primeiro termo esteja relacionado à espécie que abriga o parasito e pode ou não ter sua sobrevivência comprometida, enquanto o segundo corresponde a um sistema ecológico formado por uma ou mais espécies responsáveis por manter a circulação do parasito em um determinada escala espaço-temporal (ASHFORD, 2003; ROQUE; JANSEN, 2014a, 2014b). Além disso, para uma espécie ser categorizada como reservatório, ela deve preencher alguns requisitos, como: superpor-se geograficamente em um intervalo de tempo como o vetor e parasito, apresentar alta prevalência de infecção em distintas categorias demográficas (machos, fêmeas, adultos e jovens) e ter a capacidade de manter uma carga parasitária na pele ou no sangue em quantidade suficiente para infectar o vetor (SILVA et al., 2005; ROQUE; JANSEN, 2014a, 2014b). Vale ressaltar que em cada sistema ecológico o papel de cada componente do ciclo biológico do parasito é único, ou seja, o papel de uma mesma espécie pode diferir entre áreas.

Do ponto de vista sanitário, roedores (Ordem Rodentia, representados pelos ratos, ratazanas e camundongos) compreendem os mamíferos que mais frequentemente acompanharam o ser humano em sua dispersão global, carreando consigo patógenos que, por vezes, ocasionaram epidemias e epizootias (DAHMANA et al., 2020). São importantes hospedeiros e/ou reservatórios das tripanossomíases, leishmanioses [cutânea e visceral], toxoplasmose, neosporose, criptosporidiose, hepatozoonose e babesiose (TAYLOR et al., 2008; ROQUE; JANSEN, 2014a; BORDES; BLASDELL; MORAND, 2015; PERLES et al., 2019). Por comporem a base da cadeia trófica da maioria dos carnívoros neotropicais, atuam como hospedeiros intermediários ou paratênicos de alguns parasitos, transmitindo-os ao serem predados (HERRERA et al., 2011; DEMONER et al., 2016; DE SOUZA et al., 2017). Tais animais apresentam grande diversidade morfológica (podendo pesar de poucas gramas à 70kg, como no caso das capivaras) e ecológica, bem como elevada abundância e riqueza de

espécies, sendo que no Brasil são descritas 267 espécies (MUSSER; CARLETON, 2005; ABREU et al., 2021; CHELLAPPAN, 2021). *Hylaeamys megacephalus* (Figura 1), por exemplo, é um roedor pertencente à família Cricetidae e com hábito predominantemente terrestre (VOSS; LUNDE; SIMMONS, 2001; PATTON; PARDIÑAS; D'ELÍA, 2015). Essa espécie ocorre em formações florestais da Amazônia, Cerrado e Mata Atlântica, sendo também encontrado no Paraguai, Venezuela, Guiana e Trindade (MARES; ERNEST; GENTTIGER, 1986; OCHOA et al., 1993; VOSS et al., 2001). Em oposição, *Rhipidomys macrurus* (Cricetidae, Figura 1) é arborícola, sendo encontrado na Caatinga e, predominantemente, em formações florestais do Cerrado (FONSECA et al., 1996; COSTA et al., 2011; PATTON; PARDIÑAS; D'ELÍA, 2015). Registros de Sancha et al. (2011) também reportam a ocorrência de *R. macrurus* no Paraguai.

Embora menos diversos (67 espécies no Brasil), os marsupiais (Ordem Didelphimorphia, representada por gambás ou saruês e cuícas) também são animais sinantrópicos tidos como importantes hospedeiros e/ou reservatórios de doenças causadas por protozoários, como as leishmanioses (cutânea e visceral), hepatozoonose, toxoplasmose, neosporose, sarcocistose e criptosporidiose (POWER, 2010; DUBEY et al., 2015; ABREU et al., 2021; GONDIM et al., 2021; BITENCOURT; BEZERRA, 2022). O gênero *Didelphis* (família Didelphidae), foco de grande parte dos estudos de saúde animal, apresenta alta adaptabilidade a locais com elevado grau de antropização (comportamento que é potencializado pela perda de habitat), hábito alimentar onívoro e oportunista (JIMÉNEZ et al., 2011; CARREIRA et al., 2017; CRUZ-SALAZAR; RUIZ-MONTOYA, 2020). Gambás são frequentemente vistos nos quintais de residências situadas nas bordas das matas, visitando galinheiros e latas de lixo em busca de alimento e colonizando forros das casas ou tocas de outros animais (OLIFIERS; GENTILE; FISZON, 2005; CARREIRA et al., 2017). Com isso, estabelecem elos entre os ciclos de transmissão de patógenos entre os ambientes silvestres, periurbanos e urbanos (BEZERRA-SANTOS et al., 2021).

O gênero *Didelphis* é composto por seis espécies de marsupiais do Novo Mundo, sendo elas divididas em dois grandes grupos, com exceção de *D. virginiana*. São eles, o grupo *D. marsupialis* (*D. marsupialis* e *D. aurita*) e grupo *D. albiventris* (*D. albiventris*, *D. pernigra* e *D. imperfecta*) (GARDNER, 2008; BEZERRA-SANTOS et al., 2021). *D. albiventris* (Figura 1), em particular, é uma das espécies mais abundantes, estando distribuída na Argentina, Bolívia, Brasil, Paraguai e Uruguai, sendo popularmente conhecido como gambá-de-orelha-branca (GARDNER, 2008). No Brasil, esta espécie pode ser encontrada no Cerrado, Caatinga, Pampa e Mata Atlântica e pesar mais de 01kg (GARDNER, 2008; MELO;

SPONCHIADO, 2012). Outro didelfídeo que ocorre em formações florestais do Cerrado e Caatinga é *Gracilinanus agilis* (Figura 1), um pequeno marsupial generalista, que apresenta comportamento reprodutivo semélparo (espécie com um único evento reprodutivo), pesa entre 8 e 40 gramas e é popularmente conhecido como cuíca-graciosa (CÁCERES; PREVEDELLO; LORETTO, 2012; LOPES; LEINER, 2015). Basicamente, o ciclo de vida de *G. agilis* dura cerca de um ano e não apresenta sobreposição de gerações, visto que os machos morrem após a atividade reprodutiva e as fêmeas persistem somente até o desmame dos filhotes (LOPES; LEINER, 2015; ROSSI et al., 2020). Considerando os custos deste comportamento, tais animais tornam-se propensos a infectar-se por parasitos (STRONA; LEVENHAGEM, LEINER, 2015; HERNANDEZ et al., 2018), constituindo, portanto, interessantes modelos de estudo sobre saúde animal.



Figura 1: Indivíduos de roedores (*R. macrurus* [A] e *H. megacephalus* [B]) e marsupiais (*G. agilis* [C] e *D. albiventris* [D]). Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos – UFU.

Sabe-se que *T. cruzi* pode ser mantido por uma centena de espécies de mamíferos (~180 espécies), com destaque para Didelphimorphia, Primates, Chiroptera e Carnivora (HERRERA et al., 2004; NOIREAU; DIOSQUE; JANSEN, 2009; HAMILTON et al., 2012; OROZCO et al., 2013; GÜRTLER; CARDINAL, 2015; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2018). Dentre os pequenos mamíferos não-voadores, *Didelphis* sp. é considerado um bioacumulador competente de tripanossomas, como *T. cruzi* (JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2015, 2018; ROMAN et al., 2018a; NANTES et al., 2021). Embora estudos reportando roedores

infectados por *T. cruzi* sejam menos numerosos, a importância epidemiológica destes animais no ciclo biológico desse protozoário é pouco explorada, principalmente devido às baixas taxas de infecção (RADEMAKER et al., 2009; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2018).

T. lainsoni (Naiff & Barret, 2013), por sua vez, foi primeiramente isolado e descrito no roedor *Mesomys hispidus* procedente da Floresta Amazônica (Amazonas) (NAIFF; BARRETT, 2013). Além dessa espécie de roedor, *T. lainsoni* também já foi encontrado parasitando *Euryoryzomys russatus* [= *Oryzomys russatus*], *Calomys* sp. e *Hylaeamys megacephalus*, os marsupiais *G. agilis* e *D. albiventris*, os morcegos *Platyrrhinus lineatus* e *Artibeus planirostris* e o felino *Leopardus geoffroyi*, procedentes da Mata Atlântica (Espírito Santo e Paraíba), Cerrado (Goiás e Mato Grosso do Sul), Pantanal (Mato Grosso) e região do Chaco argentino, respectivamente (ORTIZ et al., 2018; RODRIGUES et al., 2019; DÍAZ et al., 2020; FERREIRA, 2020; NANTES et al., 2021). Entretanto, a distribuição de *T. lainsoni* pode ser ainda maior do que se conhece. Além disso, ainda não se sabe os seguintes aspectos relacionados à *T. lainsoni*: vetor(es) (i); ciclo biológico (ii); patogenicidade (iii); se pode infectar outros hospedeiros e/ou reservatórios (iv); se sua transmissão está restrita a algum estrato florestal (v); e se interfere na sorologia de *T. cruzi* (vi, DÍAZ et al., 2020).

1.1. *Trypanosoma* spp. parasitos da vida silvestre e de animais domésticos

Trypanosoma (Gruby, 1843) é um gênero monofilético de euglenozoários endoparasitos que possuem apenas um flagelo e pertencem à família Trypanosomatidae (Doflein, 1901) e ordem Trypanosomatida (Kent, 1880) (MEHLHORN, 2016). Atualmente, o gênero abrange cerca de 500 espécies de tripanosomas parasitos, aproximadamente 60% de toda a família (KOSTYGOV et al., 2021). Esses organismos possuem uma grande massa de ácido desoxirribonucleico mitocondrial (kDNA) e denominada cinetoplasto (BOGITSH; CARTER; OELTMANN, 2013; MEHLHORN, 2016). Apresentam ciclo biológico heteroxeno (com raras exceções), ou seja, requerem hospedeiros e/ou vetores invertebrados hematófagos (hirudíneos, carrapatos, moscas, mosquitos, flebotomíneos, pulgas, piolhos e barbeiros), hospedeiros e/ou reservatórios vertebrados (em sua maioria mamíferos) (HAMILTON; STEVENS, 2017; MASLOV et al., 2018). Embora possam apresentar variações em comprimento, largura e posição das estruturas celulares, em hospedeiros e/ou reservatórios vertebrados, *Trypanosoma* sp. é encontrado em duas morfologias básicas, tripomastigotas (forma flagelada com extensa membrana ondulante), amastigotas (forma com flagelo incipiente) e, raramente, como epimastigotas (BARRIAS; ZUMA; DE SOUZA, 2022). No

trato digestivo ou glândulas salivares dos hospedeiros invertebrados ou vetores, predominam as formas tripomastigotas e epimastigotas (formas flageladas alongadas com membrana ondulante incipiente) (BARRIAS; ZUMA; DE SOUZA, 2022). A posição do cinetoplasto pode variar conforme a espécie e forma evolutiva do tripanosoma.

Acerca do local de desenvolvimento no sistema digestivo dos invertebrados, os tripanosomas que possuem hospedeiros e/ou reservatórios mamíferos foram classicamente divididos em duas seções, Salivaria (derivado de saliva) e Stercoraria (derivado de esterco) (HOARE, 1972). A primeira seção engloba parasitos encontrados nas glândulas salivares do aparelho bucal, sendo disseminadas durante o repasto sanguíneo. São exemplos deste grupo: *T. (Duttonella) vivax* e *T. (Trypanozoon) evansi* na América do Sul (adaptados a transmissão mecânica), *T. (Pycnomonas) suis*, *T. (Trypanozoon) brucei*, *T. (Nannomonas) congolense*, *T. (Nannomonas) simiae* e *T. (Nannomonas) godfreyi* nas demais regiões (HAMILTON; STEVENS, 2017; KOSTYGOV et al., 2021). A exceção é *T. (Trypanozoon) equiperdum*, que apresenta transmissão direta (venérea) entre equinos, sendo um parasito monoxeno (GIZAW; MEGERSA. FAYERA, 2017). Na seção Stercoraria, os tripanosomas desenvolvem-se nas partes posteriores do trato digestivo, sendo transmitidos pelos excrementos liberados durante a hematofagia, como é o caso dos subgêneros *Schizotrypanum* (como *T. cruzi*) e *Megatrypanum* (por exemplo, *T. theileri* e *T. lainsoni*) (HAMILTON; STEVENS, 2017).

Em oposição à Salivaria, Stercoraria apresenta agrupamentos polifiléticos e pouco consistentes (STEVENS et al., 1999; DA SILVA et al., 2010; ORTIZ et al., 2018; EGAN et al., 2020; KOSTYGOV et al., 2021; BORGES; ENGSTLER; WOLF, 2021). Tais nomenclaturas, entretanto, continuam sendo utilizadas do ponto de vista prático, pois não correspondem à diversidade conhecida do gênero (VOTÝPKA et al., 2015). Com isso, os tripanosomas foram divididos em clados que agrupam espécies e/ou unidades taxonômicas que compartilham o mesmo ancestral. Anteriormente, as análises filogenéticas apoiavam os clados: *T. brucei*, aquático, crocodilianos, *T. theileri*, *T. pestanai*, aviário, *T. lewisi*, *T. irwnini*, lagarto/serpente/roedor/marsupial (LSRM) e *T. cruzi* (HAMILTON; STEVENS, 2017). Conforme novos alvos gênicos foram sequenciados, espécies de *Trypanosoma* sp. e genótipos foram descritos, tais agrupamentos tornaram-se mais complexos e, ainda hoje, são foco de discussões pela comunidade científica.

Em uma revisão recente, novos subgêneros foram cunhados na tentativa de conciliar aspectos filogenéticos e morfológicos. São eles: *Schizotrypanum* (clado *T. cruzi*), *Aneza* (criado a partir da divisão de *Herpetosoma*), *Herpetosoma* (integrantes restantes do clado *T. lewisi*), *Australotrypanum* (clado *T. pestanai*), *Avitrypanum*, *Trypanomorpha* (que junto a

Avitrypanum compunham o clado aviário), *Megatrypanum* (clado *T. theileri*, com exceção de algumas espécies que passaram a compor *Squammatrypanum*), *Ornithotrypanum*, *Pycnomonas* (representado por *T. suis*), *Nannomonas*, *Trypanozoon*, *Duttonella* (que junto a *Nannomonas* e *Trypanozoon* compõe o clado *T. brucei*), *Squammatrypanum* (clado LSRM), *Crocotrypanum* (clado crocodilianos), *Haematomonas* (subdivisão peixe/tartaruga do antigo clado aquático, que também inclui parasitos de outros répteis e ornitorrincos) e *Trypanosoma* (integrantes restantes do clado aquático, subgrupo anfíbios) (KOSTYGOV et al., 2021; BORGES; ENGSTLER; WOLF, 2021). Não se encontram associados a nenhum subgênero, até o momento, o clado *T. wauwau* (procedente de morcegos da América do Sul) e as espécies *T. noyesi* (encontrado em marsupiais australianos), *T. livingstonei* (parasita de morcegos australianos), *T. pestanai* (relatado em texugos na Europa), *T. terrestris* (descrito em antas no Brasil) e *T. irwnini* (descrito em coalas australianos) (KOSTYGOV et al., 2021).

Conforme a classificação de clados proposta por Hamilton e Stevens (2017) e amplamente utilizada, o clado *T. brucei* reúne *T. brucei* e seus isolados africanos patogênicos (*T. b. gambiense* e *T. b. rhodesiense*), *T. congolense*, *T. evansi*, *T. godfreyi*, *T. simiae*, *T. suis* e *T. vivax*, que infectam ungulados silvestres, domésticos e de produção bem como pessoas no continente africano (STEVENS; RAMBAUT, 2001; HAMILTON et al., 2004; HAMILTON et al., 2007; HAMILTON et al., 2009; BÜSCHER et al., 2017). Tais protozoários são comumente transmitidos biologicamente por vetores do gênero *Glossina* (como a mosca tsé-tsé) e mecanicamente por tabanídeos e outros muscídeos (por exemplo, *Stomoxys calcitrans* e *Haematobia irritans*) (BATISTA et al., 2007; OLIVEIRA et al., 2009; CUGLOVICI et al., 2010; VAN DEN BOSSCHE et al., 2010). Os clados aquático (composto pelos subclados anfíbios e peixe/tartaruga), crocodiliano (representado por *T. grayi*) e aviário (composto pelos subclados *T. avium* e *T. corvi*) agrupam parasitos de peixes, anfíbios, répteis (crocodilos, camaleões e tartarugas), aves e ornitorrincos, sendo disseminados por moscas e mosquitos hematófagos, bem como lesmas e sanguessugas nos ambientes aquáticos (STEVENS; GIBSON, 1999; VOTÝPKA; SVOBODOVÁ, 2004; VIOLA et al., 2009a; VOTÝPKA et al., 2012; FERREIRA et al., 2015; HAMILTON; STEVENS, 2017; SPODAREVA et al., 2018; FERMINO et al., 2019; GALEN et al., 2020).

O clado *T. pestanai* agrega parasitos de marsupiais australianos, texugos euroasiáticos e cães no Brasil (*T. caninum*), tendo como vetores pulgas e carrapatos (THEKIOSE et al., 2007; MADEIRA et al., 2009; PINTO et al., 2010; AUSTEN et al., 2011; MCINNES et al., 2011; LIZUNDIA et al., 2011; BARROS; TOMA; MADEIRA, 2015; AUSTEN et al., 2016). O clado *T. irwnini* contém parasitos de marsupiais australianos (coalas), falcões americanos e

primatas neotropicais (SATO et al., 2008; MCINNES et al., 2009; HAMILTON; STEVENS, 2017; KOSTYGOV et al., 2021). O clado *T. theileri* integra parasitos de sanguessugas terrestres, marsupiais e mamíferos placentários (bovinos, bubalinos, cervídeos, ovinos, antílopes e primatas), sendo transmitidos por carrapatos e moscas das famílias Tabanidae e Hippoboscidae (HOARE, 1972; RODRIGUES et al., 2005; GARCIA et al., 2011; KOSTYGOV et al., 2022). Por fim, parasitos do clado *T. lewisi* são comumente encontrados nas ordens Lagomorpha, Rodentia, Primates e Chiroptera, também apresentando como vetores pulgas e carrapatos (HOARE, 1972; LINARDI; BOTELHO, 2002; DA SILVA et al., 2010; HAMILTON; STEVENS, 2017; ORTIZ et al., 2018).

O clado LSRM agrupa parasitos de lagartos, lagartixas, serpentes, roedores e marsupiais, sendo *T. varani*, *T. cascavelli*, *T. serpentis*, *T. scelopori*, *Trypanosoma* sp. Gecko comumente transmitidos por flebotomíneos (AYALA 1970; PESSÔA; DE BIASI, 1972; MINTER-GOEDBLED et al., 1993; HAMILTON et al., 2004; VIOLA et al., 2009b; KOSTYGOV et al., 2021). Para *T. gennari*, *T. freitasi* e *T. lainsoni*, parasitos de roedores e marsupiais, os vetores ainda são desconhecidos (ROCHA E SILVA; PATTOLI; CAMARGO, 1976; NAIFF; BARRETT, 2013; FERREIRA et al., 2017; DÍAZ et al., 2020). *T. gennari*, em particular, foi isolado de *Monodelphis domestica* e *G. agilis* procedentes do Cerrado (no estado de Minas Gerais - MG) (FERREIRA et al., 2017). *T. freitasi* foi relatado em *D. azarae* (= *D. albiventris*) no estado de São Paulo (ROCHA E SILVA; PATTOLI; CAMARGO, 1976). Embora descrito como pertencente a *Megatrypanum*, Kostygov et al. (2021) propõe que *T. lainsoni* componha o subgênero *Squamatrypanum* junto aos tripanossomas do clado LSRM. Garcia et al. (2020), por sua vez propôs que *Megatrypanum* agrupe apenas parasitos de ruminantes. Aqui trataremos *T. lainsoni* como um megatripanosoma, conforme sua descrição por Naiff e Barrett (2013).

O clado *T. cruzi* agrupa tripanosomas pertencentes ao subgênero *Schizotrypanum* que são parasitos de mamíferos (CAVAZZANA et al., 2010; HAMILTON; STEVENS, 2017). São eles: *T. cruzi* e *T. rangeli* (capazes de infectar o ser humano, porém o segundo não é patogênico), parasitos de morcegos (*T. livingstonei*, *T. cruzi marinkellei*, *T. wauwau*, *T. erneyi*, *T. madeirae*, *T. dionisii*, *T. vespertilionis*, *Trypanosoma* spp. Neobats), ratos e primatas não humanos (*T. conorhini*), marsupiais do Novo Mundo (*T. janseni*) e Velho Mundo (HAMILTON et al., 2009; LIMA et al., 2012, 2013, 2015; CAVAZZANA JÚNIOR et al., 2010; HAMILTON; STEVENS, 2017; LOPES et al., 2018; DARIO et al., 2021; ALVES et al., 2021; KOSTYGOV et al., 2022). Seus vetores são em grande parte insetos hematófagos pertencentes à ordem Hemiptera (HAMILTON; STEVENS, 2017). No ciclo de

T. cruzi, por exemplo, é transmitido por triatomíneos (Reduviidae: Triatominae) em toda a região entre o sul dos Estados Unidos da América (EUA) ao norte da Argentina e Chile (PÉREZ-MOLINA; MOLINA, 2018).

Infecções humanas atípicas por tripanosomatídeos de origem animal tem sido cada vez mais reportadas. Elas envolvem principalmente *T. vivax*, *T. congolense*, *T. brucei*, *T. evansi*, *T. lewisi* ou *T. lewisi-like*, *T. rangeli* e *T. dionisii* bem como outros integrantes monoxenos da família Trypanosomatidae (D'ALESSANDRO; SARAVIA, 1992; COURA et al., 1996; TRUC et al., 2013; DARIO et al., 2016; IBRAHIM et al., 2021; BOUCINHA et al., 2022). Por mais que esses achados ainda sejam motivo de discussão na comunidade científica, eles rompem com certos paradigmas estabelecidos para Trypanosomatidae e nos alertam sobre a (re)emergência de patógenos com potencial zoonótico.

1.2. Patogenicidade de *Megatrypanum* e saúde animal

Embora os efeitos do parasitismo em espécies silvestres sejam em grande parte desconhecidos, sabe-se que essa interação apresenta diferentes gradientes de dependência metabólica ao longo do tempo (VANNIER-SANTOS; LENZI, 2005). Essa relação depende do agente etiológico (inóculo, cepa, virulência, patogenicidade etc.) e hospedeiro (história de vida, estado nutricional e sanitário, idade, sexo, condição reprodutiva, resposta imunológica etc.) (POULIN; COMBES, 1999; BORDES; MORAND, 2011; STRANDIN; BABAYAN; FORBES, 2018). Além disso, em um contexto de alterações ambientais, quando os hospedeiros são privados dos seus recursos, os parasitos tendem a influenciar sua aptidão negativamente (POULIN; COMBES, 1999; TOMPKINS et al., 2011).

Estudos sobre a influência de *Trypanosoma* sp. na saúde de mamíferos de vida livre são escassos, principalmente pelo fato de que estes enfocam principalmente as taxas de infecção e, raramente, trazem os efeitos do parasitismo sobre parâmetros hematológicos e bioquímicos, condição corporal e reprodutiva (REGLERO et al., 2007; BELDOMENICO et al., 2009; RADEMAKER et al., 2009; MONTEIRO; DIETZ; JANSEN, 2010; BOTTO-MAHAM et al., 2012; OLIFIERS et al., 2015; SANTOS et al., 2018; NANTES et al., 2019; SANTOS et al., 2022). De forma geral, o trabalho com tais animais é dispendioso e algumas dinâmicas podem ser imprevisíveis, dado que processos ecológicos em grande parte são estocásticos (POULIN, 2007). Além disso, ainda não há parâmetros hematológicos e bioquímicos estabelecidos para algumas espécies silvestres, sequer marcadores imunológicos de susceptibilidade ou resistência.

As medidas de condição corporal são parâmetros utilizados como indicadores da saúde animal, podendo ser baseadas em métricas moleculares, bioquímicas, morfológicas e fisiológicas (STEVENSON; WOODS, 2006). A condição corporal (métrica morfológica), por exemplo, reflete o estado nutricional e as reservas energéticas mantidas pelos indivíduos e que influenciam em sua aptidão (SCHULTE-HOSTEDDE et al., 2001; PEIG; GREEN, 2009). Dessa forma, animais com maiores reservas energéticas estão mais aptos a suportar períodos de escassez de recursos e apresentam maior capacidade de lidar com patógenos (SÁNCHEZ et al., 2018). Sabendo da influência negativa dos parasitos sobre a saúde dos seus hospedeiros, assume-se a existência de uma relação negativa entre a presença da infecção com a condição corporal (WATSON, 2013). Apesar de alguns estudos apontarem a ausência de relação entre essas variáveis, entendê-las é essencial para explicar a relação parasito-hospedeiro, prever a aptidão e viabilidade das populações infectadas (BELDOMENICO; BEGON, 2010).

Uma medida fisiológica que pode ser facilmente mensurada em extensões sanguíneas é o perfil leucocitário, especificamente a razão neutrófilo/linfócito (N:L), a qual tem sido amplamente empregada para se verificar o estresse crônico (dada sua relação tardia com os hormônios do estresse) e indicar a resposta frente a infecções (DAVIS; MANEY; MAERZ, 2008; DAVIS; MANEY, 2018). Basicamente, os organismos podem reagir a infecções com respostas inatas (neutrofilia e linfopenia, ou seja, elevação no quantitativo de neutrófilos e diminuição de linfócitos circulantes) ou investindo em respostas adaptativas (neutropenia e linfocitose, com prevalência de linfócitos em comparação a neutrófilos circulantes) (DAVIS; MANEY; MAERZ, 2008). Tal medida, entretanto, ainda tem sido pouco explorada para pequenos mamíferos não-voadores em condições de campo (GOSH; SAHU; MAITI, 1983; ZURI; GOTTREIRCH; TERKEL, 1998; VERA; ZENUTO; ANTENUCCI, 2008, 2011, 2012; DAVIS; MANEY, 2018).

Megatrypanum (Hoare, 1964) compreendem os grandes tripanosomas, que infectam artiodáctilos, morcegos, roedores, primatas e marsupiais (HOARE, 1972). O estudo desses parasitos por muito tempo esteve restrito à sua morfologia e morfometria. Apresentam tripomastigotas com até 100 μM , com a extremidade posterior pontiaguda e alongada, cinetoplasto perinuclear e distante da extremidade posterior do corpo celular, flagelo livre e longo, bem como multiplicação sendo realizada por formas epimastigotas, mesmo no hospedeiro vertebrado (NAIFF; BARRETT, 2013; KOSTYGOV et al., 2021). Geralmente são hospedeiro-específicos e não patogênicos (LAINSON; DA SILVA. FRANCO, 2008; COIMBRA et al., 2020). A espécie tipo, *T. theileri*, por exemplo, apresenta patogenicidade apenas quando os ruminantes hospedeiros se encontram sob estresse físico, má condição

nutricional, em gestação ou infectados por outros hemoparasitos, sendo a perda de peso e aborto os sinais clínicos mais comuns (HUSSAIN; BRODIE; OTT; MONTEALEDRE, 1985; DOHERTY et al., 1993; SEIFI, 1995; BRAUN et al., 2002; VILLA et al., 2008; JAIMES-DUEÑEZ et al., 2018; AMATO et al., 2019; SHARMA et al., 2022).

1.3. *T. cruzi* e a eco-epidemiologia da doença de Chagas

A Doença de Chagas (DC ou tripanossomíase americana) é, segundo a Organização Mundial da Saúde (OMS), uma das 20 doenças tropicais negligenciadas (DTN), constituindo um grave problema de saúde pública nas Américas (MONCAYO; SILVEIRA, 2017). Possui como agente etiológico *T. cruzi*, como já mencionado anteriormente. A transmissão ocorre principalmente de forma vetorial, ou seja, o ciclo biológico de *T. cruzi* conta com a participação de triatomíneos hematófagos que, após o repasto sanguíneo, defecam próximo ao local da picada (BOGITSH; CARTER; OELTMANN, 2013; MEHLHORN, 2016). Dada a essa proximidade, as tripomastigotas metacíclicas (forma infectante ao hospedeiro e/ou reservatório vertebrado) eliminadas junto aos excrementos podem adentrar a lesão e corrente sanguínea e, chegando aos tecidos, evoluem para amastigotas intracelulares (BARRIAS; ZUMA; DE SOUZA, 2022). As tripomastigotas sanguíneas (estágio não proliferativo) constituem as formas infectantes para os triatomíneos. No intestino do vetor, predominam as formas epimastigotas (intestino médio) e tripomastigotas (intestino posterior e reto) em processo de metaciclogênese (Figura 2) (BOGITSH; CARTER; OELTMANN, 2013; GONÇALVES et al., 2018). Além desta forma de transmissão vetorial, *T. cruzi* também pode infectar indivíduos por transfusão sanguínea, transplante de órgãos, pelas vias oral (ingestão de alimentos contaminados com excrementos de triatomíneos) e vertical (SÁNCHEZ; RAMIREZ, 2012; NOYA; GONZÁLEZ, 2015; VELÁSQUEZ-ORTIZ; RAMÍREZ, 2020). A via oral (predação do vetor), inclusive, configura a rota de transmissão trófica de *T. cruzi* em animais (MAYER, 1961; HERRERA et al., 2011; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2020).

São conhecidas 157 espécies de triatomíneos (popularmente conhecidos como barbeiros, sendo 154 espécies vivas e três fósseis) amplamente distribuídas nas Américas, menos de dez adaptadas para prosperar em ambientes domésticos e alimentar-se de sangue humano e menos de 20 capazes de transmitir eficientemente *T. cruzi* (GOURBIÈRE et al., 2012; GÜRTLER; FERNÁNDEZ; CARDINAL, 2021; COSTA et al., 2021). Basicamente, os gêneros *Triatoma*, *Rhodnius* e *Panstrongylus* figuram entre os principais vetores (GUHL; PINTO; AGUILERA, 2009; RASSI JUNIOR; RASSI; MARIN-NETO, 2010). Na Argentina,

Bolívia, Brasil, Chile, Paraguai, Uruguai e Peru, *T. cruzi* é em grande parte transmitido pelo *T. infestans*, enquanto *R. prolixus* predomina na Colômbia, Venezuela e América Central, *T. dimidiata* no Equador e América Central, *R. pallescens* no Panamá, bem como *T. gerstaeckeri*, *T. lenticularia* e *T. sanguisuga* no sul dos EUA (GARCIA et al., 2016; LINDANI et al., 2019). Das 15 espécies de triatomíneos encontrados no estado de MG, *P. megistus* tem sido a principal espécie capturada após a eliminação de *T. infestans*, sendo frequentemente encontrado no ambiente domiciliar, embora sua colonização seja no peridomicílio (FORATTINI, 1980; VILLELA et al., 2010). Curiosamente, foi no trato digestivo de *P. megistus* que Carlos Chagas observou *T. cruzi* pela primeira vez (CHAGAS, 1909).

Apesar da efetiva eliminação do *T. infestans*, certificada pela Organização Pan-Americana da Saúde (OPAS) em 2006, a transmissão do agente parasitário causador da DC persiste no Brasil (DE SOUZA et al., 2022). *T. infestans* ainda apresenta importantes focos na região do Chaco na Argentina, Bolívia, Paraguai e Brasil, mais precisamente em focos residuais na Bahia e Rio Grande do Sul (CECERE et al., 2006; DIAS, 2009; BRASIL, 2017; BACIGALUPO et al., 2010). O uso de inseticidas com ação residual apresenta excelente impacto nas populações de triatomíneos domésticos, porém é transitória para populações peridomésticas nativas, que podem invadir residências humanas sem colonizá-las, como o caso de *T. tibiamaculata* e *T. vitticeps* (CARCAVALHO et al., 1997; DIAS-LIMA; SHERLOCK, 2000; DOS SANTOS et al., 2006; DE SOUZA et al., 2008; DE SOUZA et al., 2022). Quando em associação com marsupiais e roedores, estas duas espécies podem apresentar taxas de infecção pelo *T. cruzi* superiores a 60% (DIAS-LIMA; SHERLOCK, 2000; DOS SANTOS et al., 2006; DE SOUZA et al., 2008). No Brasil, ainda chamam atenção os comportamentos de *T. pseudomaculata*, *T. sordida* e *T. brasiliensis*, que são frequentemente encontrados no domicílio e peridomicílio, bem como de *R. pictipes*, *R. robustus*, *R. neglectus*, *P. geniculatus* e *P. megistus* (FORATTINI et al., 1977; FORRATINI, 1980; DIOTAIUTI et al., 1993; BRITO et al., 2017). Em resumo, ambiente, clima, disponibilidade de recursos e presença de reservatórios influenciam consideravelmente em tal invasão (FORATTINI et al., 1977; BRITO et al., 2017; DE SOUZA et al., 2022).

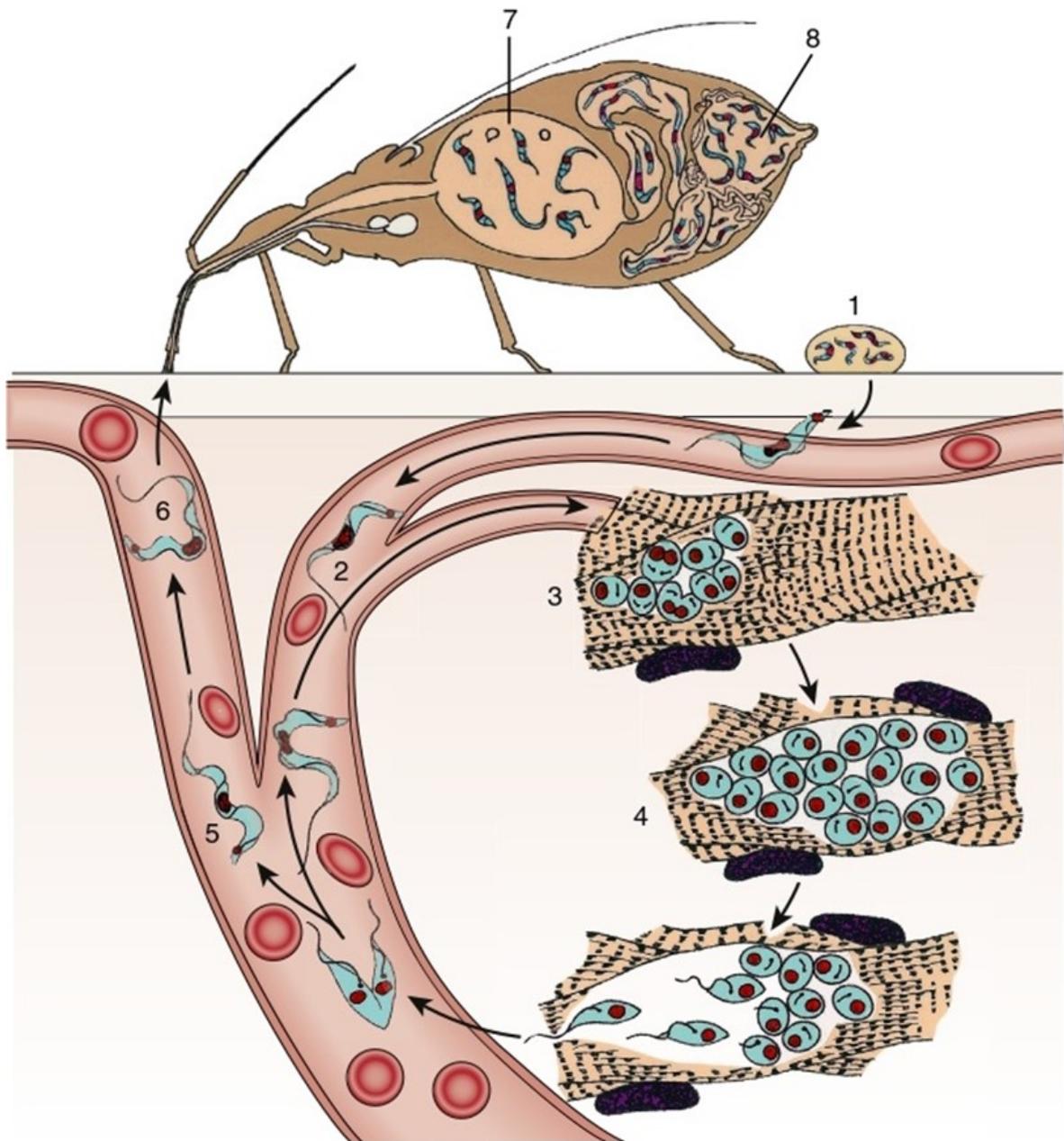


Figura 2: Ciclo biológico do protozoário digenético *T. cruzi*. Ao realizar o repasto sanguíneo, o triatomíneo vetor elimina tripomastigotas metacíclicas junto a seus excrementos (1). Ao entrar em contato com a lesão, tais formas adentram a pele e chegam à corrente sanguínea (2). Após isso, as tripomastigotas penetram nas células da musculatura lisa do coração ou parede do trato gastrointestinal ou musculatura esquelética (3). No interior das células, as tripomastigotas modificam-se em amastigotas, que se multiplicam por divisão binária (4). Ocasionalmente, amastigotas diferenciam-se novamente em tripomastigotas, que ficam disponíveis na corrente sanguínea (5). O triatomíneo infecta-se ao ingerir sangue contaminado com tripomastigotas sanguíneas (6). Em seu intestino médio ocorre a diferenciação para epimastigota, que também se multiplicam por divisão binária (7). Após algumas semanas, as epimastigotas migram para as porções posteriores do intestino e diferenciam-se em formas tripomastigotas metacíclicas. Adaptado de Nabarro, Morris-Jones, Moore (2022).

A DC como um todo é endêmica em 21 países latino-americanos, onde afeta cerca de 6-8 milhões de pessoas (70 milhões vivem em áreas de risco de infecção), sendo registrados em

média 50 mil óbitos e 30 mil novas infecções a cada ano (LINDANI et al., 2019; WORLD HEALTH ORGANIZATION - WHO, 2020). Anualmente, a DC gera um gasto de aproximadamente US\$627 milhões em todo o mundo (PÉREZ-MOLINA; MOLINA, 2018). Dado a migrações de pessoas infectadas para países não endêmicos, a DC tem se tornado uma doença emergente em regiões como Canadá, EUA, Europa, Austrália e Japão (RODRÍGUEZ et al., 2022; WHO, 2022). Globalmente foram perdidos cerca de 29 milhões de anos de vida ajustados por incapacidade (DALYs, *disability-adjusted life years*) (LEE et al., 2013). Embora o número de casos tenha diminuído nos últimos anos, devido ao controle vetorial, estima-se que no Brasil 1,2-4,6 milhões de pessoas estejam infectadas pelo *T. cruzi* (MARTINS-MELO et al., 2012; MARTINS-MELO et al., 2014; SANTOS et al., 2020). Somente em 2016, no Brasil foram perdidos 141 mil DALYs (MARTINS-MELO et al., 2019). Além disso, em uma estimativa de DALYs entre 2000 e 2010, a cardiomiopatia chagásica crônica (CCC) ocasionou cerca de 674 mil anos de vida perdidos (YLL, *years of life lost*) e 6 milhões de anos vividos com comorbidades (YLD, *years lived with disability*) (DA NÓBREGA; DE ARAÚJO. VASCONCELOS, 2014).

Para o ser humano, a infecção pelo *T. cruzi* apresenta três principais formas: aguda, indeterminada e crônica, as quais divergem em termos de morbidade e sintomatologia (BRASIL, 2017; BONNEY et al., 2019). A DC aguda (DCA) ocorre logo após a infecção, apresenta duração de quatro a oito semanas e o paciente desenvolve um quadro clínico oligosintomático (febre, anorexia e taquicardia, cefaleia, mialgia, linfadenite, hepatomegalia e esplenomegalia como principais sintomas, quando presentes), muitas vezes confundidos com infecções de etiologia viral (VELASCO; MORILLO, 2020; LINDANI et al., 2019). Caso *T. cruzi* não seja detectado, a doença evolui para a forma indeterminada (60-70% dos casos), que pode durar entre anos e décadas sem sintomas (VAGO et al., 2000; NUNES et al., 2013; PEREIRA; NAVARRO, 2013; BONEY et al., 2019). Cerca de 30-40% dos indivíduos evoluem para a fase crônica, desenvolvendo anormalidades cardíacas, quadros neurológicos, gastrointestinais (síndromes do megacólon e/ou megaesôfago) ou cardiodigestivos (VAGO et al., 2000; BONEY et al., 2019; LINDANI et al., 2019; BRASIL, 2020). A DC crônica (DCC) é considerada uma enfermidade incapacitante, sendo responsável pela maior morbidade e mortalidade dentre as afecções parasitárias (BONNEY, 2014). A CCC é a manifestação mais grave da DCC, sendo caracterizada por miocardite difusa, fibrose e anormalidade da movimentação da parede do coração (PRATA, 2001; MARIN-NETO et al., 2007; BONEY et al., 2019). As síndromes digestivas (DIG), por sua vez, decorrem da denervação do sistema

nervoso entérico, comprometendo suas funções motoras e levando a disfagia e constipação maciça (PINAZO et al., 2010; OLIVEIRA; DA SILVEIRA; LUQUETTI, 2019).

Em 2020, o Brasil registrou 146 casos de DCA (com 2% de letalidade), sendo a maioria dos casos concentrados no estado do Pará (1,49 casos/100 mil habitantes) (BRASIL, 2021). Estima-se que da média de casos de DCA registrados entre 2008 e 2012, 64% deram-se por transmissão oral, 10% pela via vetorial e 13% de forma não identificada (BRASIL, 2017). Em 2020, o Ministério da Saúde apontou que havia 819.351 pessoas na forma indeterminada da DC, 409.676 com CCC e 136.559 com DIG, em pessoas acima de 25 anos (BRASIL, 2020). Tais registros estavam distribuídos em todo o território nacional, concentrando-se em áreas urbanas, o que se justifica dado ao contingente expressivo de migrantes da zona rural para as cidades. Somente em três décadas, o êxodo rural foi responsável pelo deslocamento de 500 mil indivíduos infectados pelo *T. cruzi* (LEE et al., 2013). No estado de MG, em particular, de 2000 a 2019 foram registrados 30.046 óbitos (7,07 óbitos/100.000 habitantes) (MARTINS-MELO; CASTRO; WERNECK, 2021), estando o estado historicamente entre as áreas com altas taxas de soroprevalência e incidência de *T. infestans* (SILVEIRA et al., 2011; SILVEIRA; SILVA; PRATA, 2011).

Dado ao fato dos isolados de *T. cruzi* apresentarem características biológicas, ecológicas, imunológicas e clínicas distintas, ao longo dos anos algumas tentativas de classificação foram propostas. Anteriormente divididos em Biodeme I, II, III e, posteriormente, em zimodemas (Z1, Z2 e Z3), recentemente *T. cruzi* apresenta genótipos classificados em sete Unidades Discretas de Tipagem (DTUs, *Discrete Typing Units*), sendo elas: TcI à TcVI e TcBat (ANDRADE; CARVALHO; FIGUEIRA, 1970; ANDRADE; MAGALHÃES, 1997; MILES et al., 1977; ZINGALES et al., 2012; ZINGALES; BARTHOLOMEU, 2021). Há, entretanto, dois grupos principais, TcI (Z1) e TcII (Z2), sendo o primeiro classicamente atribuído a ciclos enzoóticos e o segundo a ciclos domésticos (ZINGALES et al., 1998; JANSEN; XAVIE; ROQUE, 2020). Atualmente sabe-se que ambos podem ocorrer na natureza, contando com a participação de mamíferos silvestres (LISBOA et al., 2015; JANSEN et al., 2015). TcI é, entretanto, o DTU mais difundido (seguido de TcII e TcIII), podendo ser detectado em todas as áreas de transmissão do parasito (JANSEN; XAVIE; ROQUE, 2020). Presume-se que TcIII e TcIV sejam menos encontradas devido a ocorrerem em taxas ínfimas e, provavelmente em parasitemias também baixas, o que dificulta sua detecção (BARROS et al., 2017; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2015).

A infecção por *T. cruzi* em mamíferos silvestres pode ocorrer em todos os biomas do Brasil. Alguns grupos, como as ordens Cingulata (tatus), Pilosa (tamanduás e preguiças) e

Didelphimorphia figuram entre os primeiros reservatórios de *T. cruzi* na América do Sul (NOIREAU; DIOSQUE; JANSEN, 2009). Didelfídeos são comumente encontrados parasitados pelas DTUs TcI e TcII, embora já tenham sido encontrados parasitados por TcIII, TcIV, TcV, TcVI, isoladamente ou associadas entre si ou a outros tripanosomas, principalmente do clado *T. cruzi* (JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2018; BRANDÃO et al., 2019; RODRIGUES et al., 2019). Curiosamente, algumas espécies de marsupiais podem exercer pressões seletivas distintas para subpopulações de *T. cruzi*, como demonstrado em infecções experimentais onde *D. aurita* foi capaz de controlar a parasitemia e eliminar isolados de *T. cruzi* TcII e, em oposição, *Philander opossum* manteve uma parasitemia alta e duradora da cepa Y (TcII) (JANSEN et al., 1991; JANSEN; MADEIRA; DEANE, 1994; LEGEY et al., 1999; LEGEY et al., 2003). Com isso, presume-se que esses animais desempenhem papéis diferentes na manutenção do ciclo de transmissão de *T. cruzi* nos ambientes naturais. O protagonismo, contudo, depende da composição faunística de cada área e da competência para atuar como reservatório (NOIREAU; DIOSQUE; JANSEN, 2009). Além destas espécies, já foram descritas parasitadas por *T. cruzi*: *M. domestica*, *Caluromys lanatus*, *Lutreolina crassicaudata*, *Marmosa* sp., *Metachiurus nudicaudatu* e *Monodelphis brevicaudata* (ROQUE et al., 2008; ROQUE; JANSEN, 2014b).

Jansen, Xavier e Roque (2018) apontam que no Cerrado as baixas taxas de infecção de roedores indicam que este grupo desempenha um papel secundário como reservatórios de *T. cruzi*, mesmo que estes tenham sido os animais mais capturados e examinados no bioma. O levantamento realizado pelos autores ainda destaca a infecção de *Akodon* sp. pela DTU TcI, *Calomys tener* e *Calomys* sp. por TcI, *Cerradomys subflavus* e *Cerradomys* sp. por TcI, *Oligoryzomys* sp. por TcII, bem como demonstra a positividade de *H. megacephalus*, *Oecomys bicolor*, *Rattus rattus* e *Rhipidomys* sp. por hemocultura e *Cerradomys marinhui*, *Necomys lasiurus*, *Necomys* sp., *Nectomys rattus*, *Oecomys* sp., *Oryzomys megacephalus* (= *H. megacephalus*), *O. scotti* (= *Cerradomys scotti*), *Oryzomys* sp., *Oxymycterus* sp., *Proechimys roberti*, *Proechimys* sp., *Thrichomys inermis* e *Thrichomys* sp. por reação de imunofluorescência indireta (RIFI). Tais animais também são capazes de abrigar múltiplas DTUs de *T. cruzi*, associadas ou individualmente (MARCILI et al., 2009; BARROS et al. 2017; PRONOVOST et al., 2018). Assim como demonstradas as pressões seletivas exercidas por marsupiais, *T. laurentius* e *T. fosteri* também exibem formas distintas de controlar a infecção por *T. cruzi* (ROQUE et al., 2005). Consequentemente, ambos apresentam papéis distintos na manutenção do ciclo biológico de *T. cruzi*, mesmo sendo espécies crípticas (HERRERA et al., 2005; RADEMAKER et al., 2009). Além destas espécies, já foram

descritas parasitadas por *T. cruzi* em outros ambientes: *Agouti paca*, *Calomys expulsus*, *Calomys callosus*, *Cavia sp.*, *Clyomys laticeps*, *Dasyprocta sp.*, *Echymis chrysurus*, *E. dasytrix*, *Galea spixii*, *Holochilus brasiliensis*, *Kerodon rupestris*, *Nectomys squamipes*, *Octodon degus*, *Octodontomys sp.*, *Oecomys mamorae*, *Oligoryzomys stramineus*, *O. capito*, *Sigmodon hispidus* e *Tylomys mirae* (ROQUE; JANSEN, 2014b).

1.4. Metodologias para estudo da tripanossomíase em mamíferos de vida livre

Dentre as ferramentas disponíveis para o diagnóstico da tripanossomíase animal, destacam-se a microscopia direta de esfregaços sanguíneos (frescos ou fixados e corados), a centrifugação de microhematócrito (MHCT, para observação de formas flageladas na camada leuco-plaquetária), inoculação em modelos experimentais (inoculação intraperitoneal de sangue em ratos, camundongos etc.), o xenodiagnóstico, a hemocultura, a sorologia e as análises moleculares (MOLYNEUX, 1975; DESQUESNES; DÁVILA 2002; DESQUESNES et al., 2022a, 2022b). Convém ressaltar, entretanto, que cada uma dessas metodologias apresenta vantagens e desvantagens, sobretudo em condições de campo, e variam em sensibilidade e especificidade (DESQUESNES et al., 2022a, 2022b). Por exemplo, a avaliação de esfregaços sanguíneos frescos e a observação de MHCT requerem o uso de microscópio e centrífuga em campo, porém a técnica de concentração apresenta maior sensibilidade (WOO 1970; DESQUESNES et al., 2011; CHAGAS et al., 2020).

Em laboratório, amostras de sangue coletadas em campo podem ser adicionadas a meios de cultura, possibilitando o crescimento de tripanosomas cultiváveis. Mesmo que seja uma metodologia de enriquecimento, a hemocultura apresenta baixa sensibilidade, exige meios de cultura específicos, infraestrutura dispendiosa e tempo (até meses) para obtenção dos resultados (RODRIGUES et al., 2019; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2020). Assim como a infecção em modelos experimentais, a hemocultura também tende a sujeitar os parasitos a pressões seletivas, minimizando a diversidade de espécies, bem como de DTUs de *T. cruzi* (JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2020). Jansen, Xavier e Roque (2020) ainda destacam que o trabalho em campo com hemoculturas mostra-se mais seguro do que o xenodiagnóstico, pois inclui um menor tempo de manipulação do animal e descarta a possibilidade da fuga de triatomíneos. O xenodiagnóstico, além de requerer a manutenção de triatomíneos em laboratório, em alguns casos demanda a contenção do animal até que o inseto esteja ingurgitado (MEISER; SCHAUB, 2011; STADLER; KARL; SHAUB, 2011). Após isso, os triatomíneos ainda são mantidos 30 dias em incubação, sendo posteriormente dissecados e/ou

tendo seu conteúdo retal analisado por microscopia (MEISER; SCHAUB, 2011; MEIS; CASTRO, 2017).

Dentre todas as técnicas, a análise de esfregaços sanguíneos fixados e corados é consideravelmente mais barata e fácil de executar, exigindo apenas a experiência do observador e possibilitando, inclusive, a identificação do parasito ao nível de subgênero (MEIS; CASTRO, 2017; DESQUESNES et al., 2022a). Sua sensibilidade, entretanto, depende do estágio da infecção, parasitemia e volume de sangue analisado. Desquesnes et al. (2022b) aponta que o limiar de positividade dos esfregaços sanguíneos corados e fixados é de 10^4 parasitos/mL de sangue. Dado ao fato de que na natureza a maioria das infecções por *T. cruzi* apresentam parasitemias subpatentes, a detecção desse parasito raramente é realizada pela extensão sanguínea e hemocultura (JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2018, 2020). Em detrimento disso, a sorologia desponta como possibilidade, mesmo que requeira adaptação e produção dos insumos, como anticorpos secundários (JANSEN et al., 1985; JANSEN et al., 1991). A especificidade e possibilidade de reação cruzada entre Trypanosomatidae, entretanto, deve ser cuidadosamente ponderada (DESQUESNES et al., 2022a).

O desenvolvimento das técnicas de biologia molecular – por exemplo, o uso de enzimas de restrição, reação em cadeia da polimerase (PCR) e sequenciamento de DNA –, contribuiu significativamente para o estudo de Trypanosomatidae, incluindo seu diagnóstico em amostras biológicas, caracterização em vários níveis taxonômicos, o estabelecimento das relações filogenéticas na família e em seus gêneros (DESQUESNES; DÁVILA 2002). Tais técnicas possibilitaram inclusive a descrição das biodemas, zimodemas, DTUs e de novas Unidades Taxonômicas Moleculares Operacionais (MOTUs). Além disso, a utilização de genes ribossômicos, bem como do gene da enzima gliceraldeído 3-fosfato desidrogenase glicossomal (gGAPDH) figuram entre os principais alvos em estudos que objetivam inferir a história evolutiva de Trypanosomatidae (BORGES et al., 2021). Ambos, gGAPDH e SSU rRNA (18S ou subunidade menor do RNA ribossomal) correspondem a sequências conservadas capazes de produzir relações filogenéticas semelhantes e com extraordinária harmonia (HAMILTON et al., 2004; HAMILTON; GIBSON; STEVENS, 2007; BORGES et al., 2021). Também podem ser utilizados os genes de microssatélites, região intergênica dos genes de mini-exon (SL-IR), kDNA, proteínas de choque térmico (HSP), subunidade 2 do citocromo C oxidase (COII), citocromo b (Cytb), glicosilfosfatidilinositol (GPI) e subunidades 24S α rDNA/rDNA (24S α) (VELASQUEZ-ORTIZ et al., 2022).

Assim, tendo em vista as dificuldades na coleta de amostras biológicas de pequenos mamíferos não-voadores em condições de campo, neste trabalho foi utilizado um método

parasitológico (esfregaços sanguíneos corados) e, em laboratório, a Nested-PCR (PCR de um produto previamente amplificado) para o alvo 18S rRNA conforme proposto por Noyes et al. (1999) e Smith et al. (2008).

2. JUSTIFICATIVA

A exploração predatória dos recursos naturais configura uma grande ameaça à persistência de populações animais. A perda de habitat e escassez de recursos faz com que algumas espécies silvestres busquem alimento e abrigo no peridomicílio e, em alguns casos, no domicílio. Assim, com o aumento de sua proximidade com o ser humano e seus animais domésticos e/ou de produção, a transmissão de agentes zoonóticos e/ou antropozoonóticos ganha grande importância na epidemiologia das doenças. Dessa forma, monitorar a presença de parasitos de importância na saúde pública animal é primordial para compreender seus padrões de transmissão, estabelecer o potencial de transmissibilidade para outros hospedeiros e/ou reservatórios, além de auxiliar na elaboração de estratégias de vigilância e controle.

Diversos estudos já reportaram mamíferos silvestres naturalmente infectados por *T. cruzi*, sendo o papel dos pequenos mamíferos (principalmente, morcegos e marsupiais) reconhecido e bem documentado. Entretanto, ainda há lacunas quanto a questões epidemiológicas, filogenéticas e ecológicas. Ademais, o interesse dos pesquisadores nas demais espécies de tripanosomas, que dado a uma visão antropocêntrica de Ciência por muito tempo foram vistas como “inferiores”, tem crescido conforme o avanço das ferramentas moleculares. Tal relevância se amplia conforme surgem evidências de que outros cinetoplastídeos, além de *Trypanosoma* sp. e *Leishmania* sp. podem parasitar mamíferos.

Em resumo, a descrição de novos genótipos de parasitos, hospedeiros e/ou reservatórios, atenta para a diversidade de áreas sob processo de degradação e ainda nos alerta sobre parasitos com potencial zoonótico ainda desconhecidos. Além disso, pouco conhecemos sobre as implicações do parasitismo sobre as populações de pequenos mamíferos não-voadores e, sequer, a patogenicidade de todos os tripanosomas. Dessa maneira, fora o avanço teórico alcançado ao responder tais perguntas, tais respostas também poderão futuramente auxiliar no desenvolvimento de estratégias de conservação das populações animais vulneráveis e alertar para novas cadeias de transmissão de patógenos para o homem.

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo Geral

Determinar a prevalência de *Trypanosoma* spp. em pequenos mamíferos não-voadores procedentes do Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba (MG), bem como os efeitos de *T. lainsoni* sobre a razão N:L e condição corporal de populações de roedores e marsupiais.

3.2. Objetivos específicos

- ✓ Estabelecer a prevalência de *Trypanosoma* spp. em diferentes espécies de roedores e marsupiais por meio da análise de extensões sanguíneas e Nested-PCR;
- ✓ Testar os efeitos do parasitismo por *T. lainsoni* sobre a razão N:L e condição corporal de populações de *G. agilis* e *R. macrurus*;
- ✓ Caracterizar o genótipo *T. cruzi* encontrado nos animais ao nível de DTU.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Aspectos éticos

Os procedimentos aqui descritos foram aprovados pelo Comitê de Ética na Utilização de Animais (CEUA) da UFU, sob número de protocolo 041/19 (Anexo 01). A licença para captura dos pequenos mamíferos não-voadores foi expedida pelo Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO), sob número de protocolo 22692-1 (Anexo 02). A autorização para condução do estudo na Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiros, propriedade da Companhia Energética de Minas Gerais (CEMIG), encontra-se no Ofício MG/TR – 02337/2018 (Anexo 03).

4.2. Áreas de trabalho

As campanhas de campo foram realizadas em quatro localidades no Triângulo Mineiro –RPPN Estação Ecológica do Panga (PAG), Fazenda Água Fria (AGF), Fazenda Experimental do Glória (GLO) e Fazenda São José (SJO) – e uma no Alto Paranaíba – RPPN Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiros (GAL) (Figura 3 e Quadro 1). Todas as áreas estão sob domínio do bioma Cerrado, cujo clima é do tipo Aw (sazonal com estações secas e chuvosas, segundo classificação de Köppen-Geiger) com pluviosidade e temperatura média anual de aproximadamente 1.500mm e 22°C, respectivamente (ROSA et al., 1991; KOTTEK et al., 2006).

A PAG e GLO pertencem à UFU, estando a primeira localizada à 30km do centro urbano e a segunda no limite da zona urbana de Uberlândia. A SJO é uma propriedade particular e possui entorno composto por pastagens, plantações e zona urbana (LOPES, 2010). AGF está localizada no distrito de Piracaíba, na região de Araguari (MG). Por fim, a GAL está localizada na zona rural do município de Perdizes (MG).

Quadro 1: Coordenadas e características dos remanescentes de mata estacional semidecídua onde a captura dos pequenos mamíferos não-voadores ocorreu.

Sigla	Município	Coordenadas	Tamanho (hectares)	Tipo de propriedade
EEP	Uberlândia	19°11'S - 48° 24'O	409,5	Área de reserva
AGF	Araguari	18°29'S - 48°22'O	200	Fazenda
GLO	Uberlândia	18°57'S - 48°12'O	30	Fazenda
SJO	Uberlândia	18° 51'S - 48° 03'O	20	Fazenda
GAL	Perdizes	19°14'S - 47°08'O	2.847	Área de reserva

EPP é constituída por distintas fitofisionomias do Cerrado, como: florestas (cerradão, matas de galeria e mata semidecídua, essa última com 30ha), savanas (cerrado *sensu stricto*, campo cerrado e campo sujo) e vegetações campestres (campos úmidos e veredas) (MORENO; SCHIAVINI, 2001; CARDOSO et al., 2009; GONÇALVES et al., 2021). AGF é composta principalmente por formações florestais (mata de galeria e florestas estacionais decidual e semidecidual) (VALE et al., 2009). SJO, por sua vez, possui um fragmento de vegetação nativa composto por floresta estacional semidecidual e floresta de galeria (LOPES, 2010). GLO contém formações naturais de floresta estacional semidecidual e floresta de galeria (LOPES, 2010). Por fim, GAL apresenta formações vegetacionais florestais (mata mesófila semidecídua, mata de galeria e cerradão) e savânicas (cerrado denso, cerrado típico, cerrado ralo e cerrado rupestre (SÁBATO et al., 2006). As campanhas de captura dos pequenos mamíferos não-voadores foram todas realizadas em florestas estacionais semidecíduais (Figura 4).

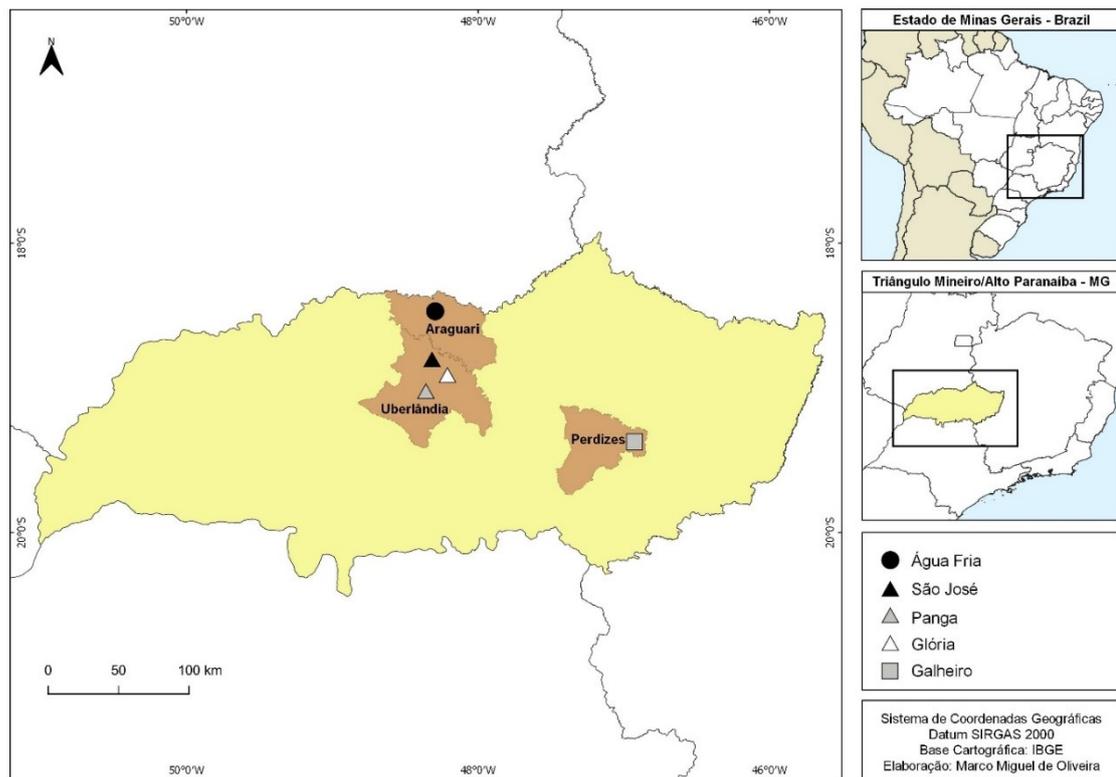


Figura 3: Mapa das regiões geográficas do Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba (MG), representando as localidades onde as campanhas de captura dos pequenos mamíferos não-voadores foram realizadas.

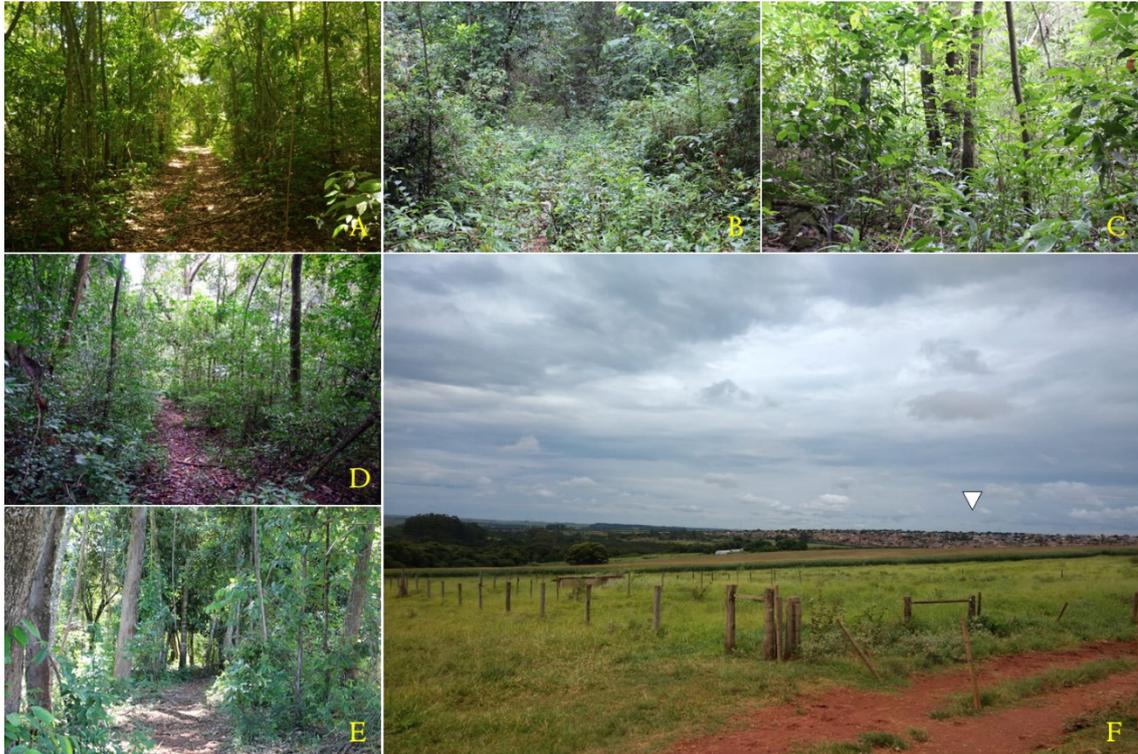


Figura 4: Características da vegetação nos locais de captura dos pequenos mamíferos não-voadores. Trilha de acesso às matas da AGF (A); GAL (B); PAG (C); GLO (D); SJO (E); e entorno da GLO (F), evidenciando sua proximidade com o bairro Élisson Prieto (ponta de seta, antigo assentamento do Glória, Uberlândia). Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos - UFU.

4.3. Captura dos pequenos mamíferos não-voadores, coleta de sangue e avaliação das extensões sanguíneas

A captura dos pequenos mamíferos não-voadores foi realizada entre os anos de 2019 e 2020 em duas campanhas durante a estação seca e duas na chuvosa em cada área. Para tal, foram utilizadas armadilhas do tipo Sherman (Figura 5) que foram dispostas ao longo de cinco transectos equidistantes 20 metros. Em cada transecto foram dispostos oito pontos de captura, também equidistantes 20 metros (total de 80 armadilhas). Em cada ponto de captura foram colocadas duas armadilhas: uma armadilha de tamanho menor ($25 \times 8 \times 9$ cm) afixada a 1.5-2 metros de altura, presa na árvore e outra no solo, onde foram intercaladas armadilhas médias ($31 \times 8 \times 9$ cm) e grandes ($43 \times 12,5 \times 14,5$ cm) ao longo do transecto. Para atrair os animais, foi utilizada uma isca composta de doce de amendoim (paçoca), banana e aveia, com reposição diária durante quatro noites (TEIXEIRA et al., 2014).

Os animais capturados foram retirados das armadilhas com auxílio de sacos e luvas de contenção, sendo anestesiados por via intraperitoneal com uma subdose de associação entre Cetamina (35 a 10 mg/kg) e Xilazina (15 a 5 mg/kg), calculada a depender do peso e táxon do animal (JANSEN, 2002; MARES-GUIA et al., 2014). Os indivíduos foram identificados ao

nível de espécie com base em seus caracteres morfológicos externos (BONVICINO, DE OLIVEIRA, D'ANDRADE, 2008). Para os roedores, um indivíduo de cada espécie foi eutanasiado com uma sobredose de Cetamina e Xilazina seguida de deslocamento cervical. Tais indivíduos foram posteriormente encaminhados para o Laboratório de Zoologia de Vertebrados da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz (ESALQ) da Universidade de São Paulo (USP), onde um taxonomista confirmou as identificações com base nas descrições de Weksler e Percequillo (2011), Costa et al. (2011), Patton, Pardiñas e D'Elía (2015). Posteriormente, foram registrados os pontos de captura e sexos dos animais. As massas corporais foram mensuradas com auxílio de dinamômetro de mão (Pesola[®]). A idade dos marsupiais foi estimada com base no padrão de erupções dos molares superiores (MACEDO et al., 2006), sendo os indivíduos categorizados em: “jovens”, “subadultos” e “adultos”. Os comprimentos das tíbias foram aferidos com paquímetro, sendo tal medida utilizada na avaliação da condição corporal por meio do índice de massa escalonada (SMI – relação alométrica entre massa corporal e tamanho do corpo).

O SMI produz valores de massa corporal padronizados pela média da medida de tamanho do corpo de todos os indivíduos da população (PEIG; GREEN, 2009). Conforme recomendado por Peig e Green (2009), o tamanho da tíbia apresenta alta correlação com massa corporal. Brevemente, o índice foi calculado pela fórmula: $SMI_i = M_i (TL_0/TL_i)^{bsMA}$, onde M_i é a massa corporal, TL_i o tamanho da tíbia, TL_0 a média aritmética do tamanho da tíbia para a população estudada e $bsMA$ a inclinação da reta de regressão entre massa corporal e tamanho da tíbia, valor que foi obtido no *software Reduced Major Axis Regression* (RMA – BOHONAK; VAN DER LINDE, 2004).

Para a coleta de sangue, após a antisepsia da cauda, realizou-se a punção da veia caudal e/ou tarsal (JOSLIN, 2009; PARASURAMAN, RAVEENDRAN, KESAVAN, 2010). A gota formada foi coletada com auxílio de um tubo capilar (Figura 6) e usada na confecção dos esfregaços sanguíneos, sendo o restante do sangue acondicionado em papel filtro. Para confecção dos esfregaços sanguíneos, o tubo capilar foi colocado sobre a lâmina e, após isso, outra lâmina foi colocada em um ângulo de 45° em relação a primeira, aproximada da gota e deslizada rapidamente em movimento uniforme (DE CARLI, 2001). As extensões foram feitas em triplicata, secas a temperatura ambiente e fixadas com metanol em campo. O papel filtro foi seco em campo e armazenado em sacos plásticos contendo sílica gel.

Finalizados os procedimentos, a cauda ou tarso foi limpa com algodão e levemente pressionadas. Por fim, os animais foram marcados com brincos de latão numerados e soltos no mesmo ponto de captura. A coleta de sangue não foi realizada em animais recapturados.



Figura 5: Armadilhas dispostas em uma estação de captura (A). Armadilha grande disposta no solo (C) e pequena fixada em cipó (C) com fita adesiva. Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos - UFU.

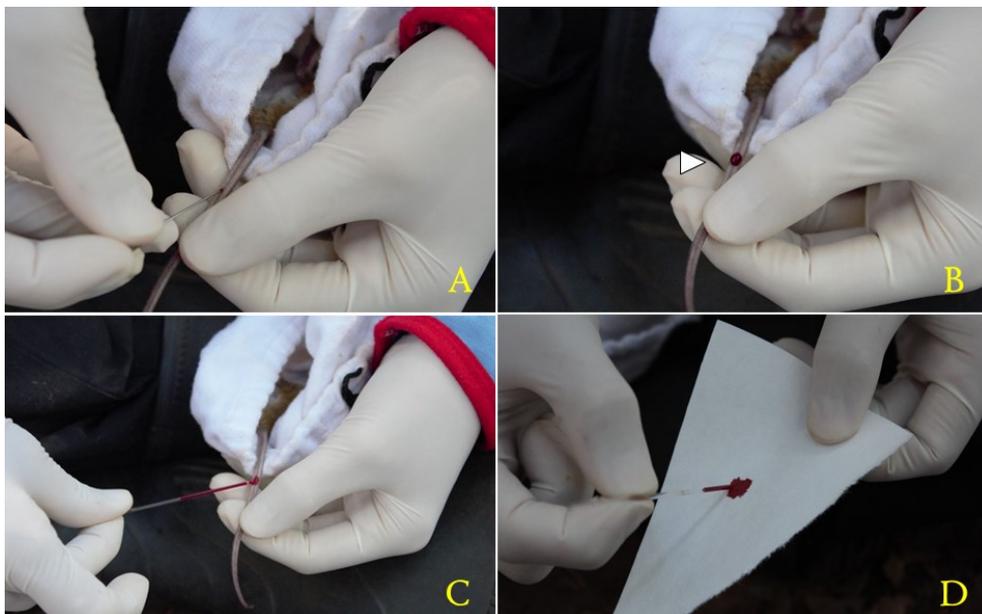


Figura 6: Punção da veia caudal de roedor sob efeito do anestésico (A), formação da gota de sangue (ponta de seta, B), coleta em tubo capilar (C) e acondicionamento em papel filtro (D). Fonte: acervo fotográfico do Laboratório de Ecologia de Mamíferos - UFU.

As lâminas fixadas foram encaminhadas para coloração no Laboratório de Bioensaios em *Leishmania* da UFU. A coloração foi realizada com Panótico Rápido[®] (Laborclin, Brasil) em cuba de coloração. As extensões sanguíneas foram analisadas em triplicata por dois examinadores para minimizar erros, sendo observados no mínimo 200 campos em objetiva de imersão. Para se estimar a parasitemia (parasitos por μL de sangue), as formas tripomastigotas foram quantificadas em 100 desses campos, sendo esse número posteriormente multiplicado por cinco, conforme Brasil (2009). Também foi realizada a contagem diferencial de 100 leucócitos para se estabelecer a razão N:L (quantidade total de neutrófilos/linfócitos), sendo

os tipos celulares identificados conforme Voigt e Swist (2000) e o cálculo realizado conforme Zuri, Gottreich e Terkel (1998). Por fim, fotomicrografias das formas tripomastigotas foram obtidas no microscópio óptico Leica DM500 (EUA) do Laboratório de Ecologia de Mamíferos, sendo os parâmetros morfológicos avaliados no *software ImageJ* (versão 1.6.0) conforme Hoare (1972).

4.4. Análises moleculares

4.4.1. Extração de DNA

Entre três e cinco fragmentos de papel filtro foram recortados com auxílio de um perfurador e submetidos a extração de DNA com o kit *Purelink® Genomic DNA* (Invitrogen, EUA), seguindo as instruções do fabricante. Após isso, o DNA extraído foi eluído em 50µL de água livre de nucleases, tendo sua qualidade e quantidade aferida por espectrofotometria (NanoDrop 1000 *Spectrophotometer*, Thermo Fischer Scientific, EUA). As amostras foram mantidas a -20°C até o momento das demais análises.

4.4.2. Reação em cadeia da polimerase e eletroforese

O DNA extraído foi submetido a análise molecular com os iniciadores listados no Quadro 2, que tem como alvo o gene 18S (SSU) do RNA ribossomal (rRNA) de *Trypanosoma* spp. (NOYES et al., 1999). As Nested-PCRs foram realizadas utilizando *GoTaq® Green Master Mix* (Promega, EUA) e 16pmol de cada iniciador, em um volume final de 25µL. As condições também se encontram descritas no Quadro 2. A segunda reação foi realizada com o produto amplificado da primeira reação diluído dez vezes (1:10) em água livre de nucleases (SMITH et al., 2008). O DNA de culturas axênicas de *T. cruzi* (cepa Y, TcI) foi usado como controle positivo e o DNA de sangue de camundongo (*Mus musculus*) não infectado como controle negativo.

Quadro 2: Descrição dos iniciadores descritos por Noyes et al. (1999), tamanhos dos produtos amplificados e condições da reação de Nested-PCR *Trypanosoma* spp.

Iniciadores	Sequências (<i>forward</i> e <i>reverse</i>)	Reação	Amplicon	Condições da reação
TRY927F	5'-GAAACAAGAAACACGGGAG-3'	1ª	~900pb	30 ciclos (94°C por 30seg, 55°C por 1min. e 72°C por 90seg).
TRY927R	5'-CTACTGGGCAGCTTGGA-3'			
SSU561F	5'-TGGGATAACAAAGGAGCA-3'	2ª	~700pb	
SSU561R	5'-CTGAGACTGTAACCTCAAAGC-3'			

Os produtos amplificados foram submetidos a eletroforese em gel de agarose 3%, juntamente com o padrão de peso molecular de 100 pares de bases (pb, Ludiwig Biotec, Brasil) e tampão TBE 1X (TRIS 89mM, Ácido Bórico 89mM e EDTA 2mM). Para visualização das bandas, os produtos amplificados foram corados com intercalante de DNA (*Safer Dye* - Kasvi, Brasil), de acordo com as especificações do fabricante. As bandas foram visualizadas sobre a incidência de luz ultravioleta em fotodocumentador.

4.4.3. Sequenciamento

Os produtos amplificados foram encaminhados para sequenciamento da fita *forward* na ATCGene Análises Moleculares (Brasil), conforme recomendações da empresa para amostras não purificadas. O percentual de identidade e E-valor das sequências obtidas foram analisadas na plataforma BLAST (*Basic Local Alignment Search Tool*, ALTSCHUL et al., 1990) do NIH (*National Institutes of Health*, EUA). Os cromatogramas foram analisados no *software Geneious Prime* (versão 2022.0.1), sendo as bases não identificadas corrigidas conforme a tabela da IUPAC (*International Union of Pure and Applied Chemistry*, EUA). O alinhamento, por sua vez, foi realizado com a ferramenta *Clustal Omega* (versão 1.2.2), usando as sequências obtidas e sequências recuperadas do GenBank™ do NIH (Quadro 3). No *software MEGA X* (versão 10.0.5, KUMAR et al., 2018) foram selecionados os modelos de substituição que melhor se adequavam aos dados, sendo também elaborada uma árvore pelo método *Neighbor-Joining* (NJ, SAITOU; NEI, 1987) usando o modelo Tamura-Nei (TAMURA; NEI, 1993) com distribuição gama (TN93+G) e com 1000 replicatas (*Bootstrap*, FELSENSTEIN, 1985).

4.5. Análises estatísticas

Os resultados das extensões sanguíneas e análises moleculares foram expressos por meio das prevalências de *Trypanosoma* sp. em cada espécie hospedeira. Para avaliar o papel da infecção por *T. lainsoni* na condição corporal e razão N:L de *G. agilis* e *R. macrurus* foram construídos modelos lineares generalizados (GLMs) para cada uma das populações estudadas. Condição corporal e razão N:L foram utilizados como variáveis resposta (em modelos separados para cada espécie e entre espécies), enquanto o sexo (macho x fêmea), idade (apenas para *G. agilis* – juvenil, subadulto e adulto), estação climática seca e chuvosa) e infecção por *T. lainsoni* foram incluídos como variáveis preditoras, assim como as interações entre estas. As análises foram realizadas no ambiente R, seguindo uma distribuição gaussiana.

A seleção de modelos foi baseada no Critério de Informação de Akaike's para amostras pequenas (AICc) usando o pacote *MuMIn* (versão 1.46.0). Assim, modelos que apresentaram valores de $AICc >> 2$ foram selecionados e considerados igualmente plausíveis.

Quadro 3: Sequências recuperadas/depositadas no GenBank™.

Identificação	Ordem do hospedeiro/reservatório/vetor	Hospedeiro/reservatório/vetor	Parasito	Código de acesso no GenBank™
EM1	Malpighiales	<i>Euphorbia pinea</i>	<i>Phytomonas</i> sp.	AF016322
Tc3014	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	AY785565
LBCE17685B	Didelphimorphia	<i>Marmosa paraguayana</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	MZ221940
Mogi	Hemiptera	<i>Panstrongylus megistus</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	KF788250
GLO01091966	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	OP183331
GLO30011921	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	OP183333
SJO09081925	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	OP183335
GLO03051841	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	OP183343
SJO12031917	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	OP183347
GLO140520128	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. cruzi</i> TcI	OP183344
LBCE 19675 ^a	Didelphimorphia	<i>Didelphis marsupialis</i>	<i>T. cruzi</i> TcII	MH411635
LBCE 19687	Didelphimorphia	<i>Philander</i> sp.	<i>T. cruzi</i> TcII	MH411636
EM 693	Chiroptera	<i>Carollia perspicillata</i>	<i>T. cruzi</i> TcIII	MH411642
EM 712	Chiroptera	<i>Artibeus lituratus</i>	<i>T. cruzi</i> TcIII	MH558661
PCE 384	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. cascavelli</i>	MH411653
PCE 395	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. cascavelli</i>	MH411655
V54	Squamata	<i>Varanus exanthematicus</i>	<i>T. varani</i>	AJ005279
Gecko	Squamata	<i>Tarentola annularis</i>	<i>T. sp.</i> Gecko	AJ620548
TCC09 (M-4591)	Didelphimorphia	<i>Monodelphis brevicaudata</i>	<i>T. freitasi</i>	MF401951
LBCE 18599	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	MH411673
LBCE 18614	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	MH411675
AGF17041933	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183336*
GAL22071907	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183337*
GLO04091973	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183338*
PAG09072025	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183339*
SJO07091046	Didelphimorphia	<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183340*
GAL12022014	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183329*
GLO30011919	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183332*
AGF12111801	Didelphimorphia	<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183330*
GLO31081964	Rodentia	<i>Hylaeamys megacephalus</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183334*
AGF17041923	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183341*
GLO01051925	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183342*
PAG28012011	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183345*
SJO1612011	Rodentia	<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>T. lainsoni</i>	OP183348*

*Sequências obtidas no presente estudo e depositadas no GenBank™.

5. RESULTADOS

Foram capturados um total de 294 pequenos mamíferos não-voadores nas 20 campanhas de campo realizadas, sendo estes pertencentes a quatro espécies de roedores (117 indivíduos de *R. macrurus*, 15 de *O. cf. cleberi*, 54 de *H. megacephalus* e um de *R. rattus*) e duas espécies de didelfídeos (22 indivíduos de *D. albiventris* e 85 de *G. agilis*). Ao todo, o esforço amostral foi de 1600 armadilha/noite/área. GAL (índice de diversidade de Shannon-Wiener [H'] = 1,1, cálculos realizados por Araújo L. M. G. e ainda não publicados) e SJO (H' = 0,9) apresentaram a menor riqueza de espécies, embora a primeira tenha apresentado um sucesso de captura baixo, enquanto a segunda foi dominada principalmente por duas espécies (*G. agilis* e *R. macrurus*). Por outro lado, PAG (H' = 1,7), AGF (H' = 1,3) e GLO (H' = 1,2) apresentaram maior riqueza e diversidade de espécies (Tabela 1).

Cerca de 7% (21/294) dos animais capturados apresentaram formas tripomastigotas nas extensões sanguíneas (Tabela 1 e Figura 7). As amostras de *G. agilis*, em particular, exibiram mais formas tripomastigotas do que as demais espécies positivas por microscopia óptica, sendo que um indivíduo procedente da AGF exibiu 25 parasitos/ μ L de sangue, a maior parasitemia observada entre todos os indivíduos (Quadro 4). Dentre as fotomicrografias das tripomastigotas obtidas, o comprimento médio do corpo celular, bem como sua largura foram de $35,6 \pm 1,8 \mu\text{M}$ e $5,8 \pm 0,5 \mu\text{M}$, respectivamente. O comprimento total incluindo o flagelo livre foi de $40,9 \pm 1,5 \mu\text{M}$. Os tamanhos médios do flagelo e seu segmento livre foram de $42 \pm 3,1 \mu\text{M}$ e $5,9 \pm 0,4 \mu\text{M}$. Não houve coinfeções entre *Trypanosoma* sp. e outros hemoparasitos.

Das amostras de *H. megacephalus* (somente amostras positivas por microscopia), *R. macrurus*, *G. agilis* e *D. albiventris* submetidas a Nested-PCR para *Trypanosoma* spp., 32 (68/215) foram positivas (Tabela 2). Nas análises obtidas do sequenciamento, sete destas sequências apresentaram percentuais de identidade semelhantes a *T. cruzi* (10%) e 56 a *T. lainsoni* (82%). As cinco sequências restantes não apresentaram identidade semelhante à *Trypanosoma* spp., embora tenham sido amplificadas na Nested-PCR. Destas sete sequências, todas foram agrupadas junto à DTU TcI de *T. cruzi*, sendo essas amostras provenientes de dois indivíduos de *D. albiventris* e dois de *R. macrurus* capturados em GLO, um *G. agilis* e dois *R. macrurus* capturados em SJO (Figura 8). As outras 56 sequências foram agrupadas junto a *T. lainsoni*, no clado LRSM, sendo cinco amostras provenientes de *D. albiventris*, 19 de *G. agilis*, 31 de *R. macrurus* e uma de *H. megacephalus* em diferentes áreas (Figura 8). As sequências representativas dos dados aqui relatados estão disponíveis no banco de dados GenBank™ sob os seguintes números de identificação: OP183331, OP183333, OP183335, OP183343, OP183344 e OP183347 para *T. cruzi* (TcI) e OP183336, OP183329, OP183330,

OP183332, OP383334, OP183337, OP18338, OP18338, OP18337, OP183337 OP183339, OP183340, OP183341, OP183342, OP183345 e OP183348 para *T. lainsoni* (Quadro 03, disponível na seção anterior).

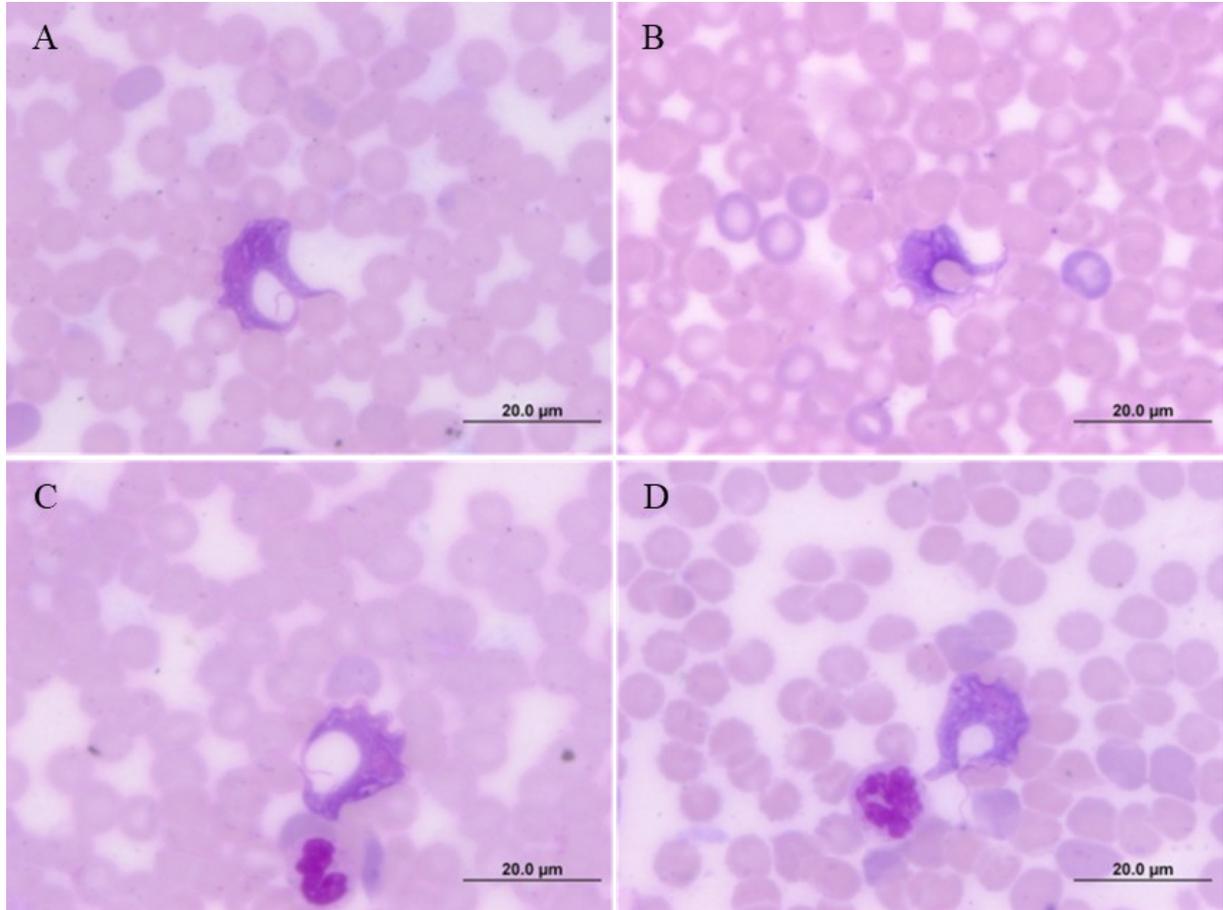


Figura 7: Formas tripomastigotas em extensões sanguíneas de *R. macrurus* (A e B), *G. agilis* (C) e *H. megacephalus* (d). Aumento 1.000x, barra 20μm.

Tabela 1: Detecção de *Trypanosoma* spp. em extensões sanguíneas de pequenos mamíferos não-voadores de acordo com as áreas de estudo.

Ordem	Espécie (Família)	Capturados/Positivos na microscopia (%)	Total/Positivos na microscopia (%)
Rodentia	<i>R. macrurus</i> (Cricetidae)	50/3 (6%) ^a	117/6 (5%)
		30/1 (3%) ^b	
		28/1 (4%) ^c	
		9/1 (11%) ^d	
	<i>O. cf. cleberi</i> (Cricetidae)	5/0 ^a	15/0
		2/0 ^b	
		4/0 ^d	
		4/0 ^c	
	<i>H. megacephalus</i> (Cricetidae)	46/2 (4%) ^a	54/3 (6%)
		4/1 (25%) ^b	
2/0 ^d			
2/0 ^c			
<i>R. rattus</i> (Muridae)	1/0 ^d	1/0	
Didelphimorphia	<i>D. albiventris</i> (Didelphidae)	11/0 ^a	22/0
		5/0 ^b	
		1/0 ^c	
		3/0 ^d	
	<i>G. agilis</i> (Didelphidae)	2/0 ^c	85/12 (14%)
		21/2 (10%) ^a	
		26/7 (27%) ^b	
		23/1 (4%) ^c	
		7/0 ^d	
		8/2 (25%) ^c	
		Total (%)	294/21 (7%)

^aGLO; ^bAGF; ^cSJO; ^dPAG; e ^eGAL.

Quadro 4: Amostras de pequenos mamíferos não-voadores positivas na microscopia, parasitemia e identificação molecular das sequências amplificadas na Nested-PCR para *Trypanosoma* sp. de acordo com as áreas de estudo.

Ordem	Família	Espécie	Parasitas/ μ L de sangue	Nested-PCR (18S rRNA)	Identificação molecular
Rodentia	Cricetidae	<i>R. macrurus</i> ^a	5/ μ L	-	-
		<i>R. macrurus</i> ^a	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>R. macrurus</i> ^a	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>R. macrurus</i> ^b	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>R. macrurus</i> ^c	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>R. macrurus</i> ^d	5/ μ L	-	-
		<i>H. megacephalus</i> ^a	5/ μ L	+	-
		<i>H. megacephalus</i> ^b	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
Didelphimorphia	Didelphidae	<i>H. megacephalus</i> ^b	5/ μ L	-	-
		<i>G. agilis</i> ^a	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>G. agilis</i> ^a	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>G. agilis</i> ^b	25/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>G. agilis</i> ^b	15/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>G. agilis</i> ^b	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>G. agilis</i> ^b	5/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
		<i>G. agilis</i> ^b	5/ μ L	-	-
		<i>G. agilis</i> ^b	5/ μ L	-	-
		<i>G. agilis</i> ^b	5/ μ L	-	-
		<i>G. agilis</i> ^c	20/ μ L	+	<i>T. lainsoni</i>
<i>G. agilis</i> ^e	5/ μ L	-	-		
<i>G. agilis</i> ^e	5/ μ L	-	-		

^aGLO; ^bAGF; ^cSJO; ^dPAG; ^eGAL.

Tabela 2: Detecção de *Trypanosoma* spp. por Nested-PCR no sangue de roedores (*R. macrurus* e *H. megacephalus*) e marsupiais (*D. albiventris* e *G. agilis*) de acordo com as áreas de estudo.

Ordem	Espécie (Família)	Analizados/Positivos na Nested-PCR (%)	Testados/Positivos na Nested-PCR (%)
Rodentia	<i>R. macrurus</i> (Cricetidae)	48/10 (21%) ^a	109/35 (32%)
		27/11 (41%) ^b	
		27/12 (44%) ^c	
		7/2 (29%) ^d	
Didelphimorphia	<i>H. megacephalus</i> (Cricetidae)	2/1 (50%) ^a	3 ^f /2 (67%)
		1/1 (100%) ^b	
Didelphimorphia	<i>D. albiventris</i> (Didelphidae)	11/3 (27%) ^a	22/7 (32%)
		5/2 (40%) ^a	
		1/0 ^c	
		3/0 ^d	
		2/2 (100%) ^e	
		19/3 (16%) ^a	
Didelphimorphia	<i>G. agilis</i> (Didelphidae)	26/9 (35%) ^b	81/24 (30%)
		21/6 (29%) ^c	
		7/1 (14%) ^d	
		8/5 (63%) ^e	
Total (%)			215/68 (32%)

^aGLO; ^bAGF; ^cSJO; ^dPAG; ^eGAL; e ^fPositivos na microscopia.

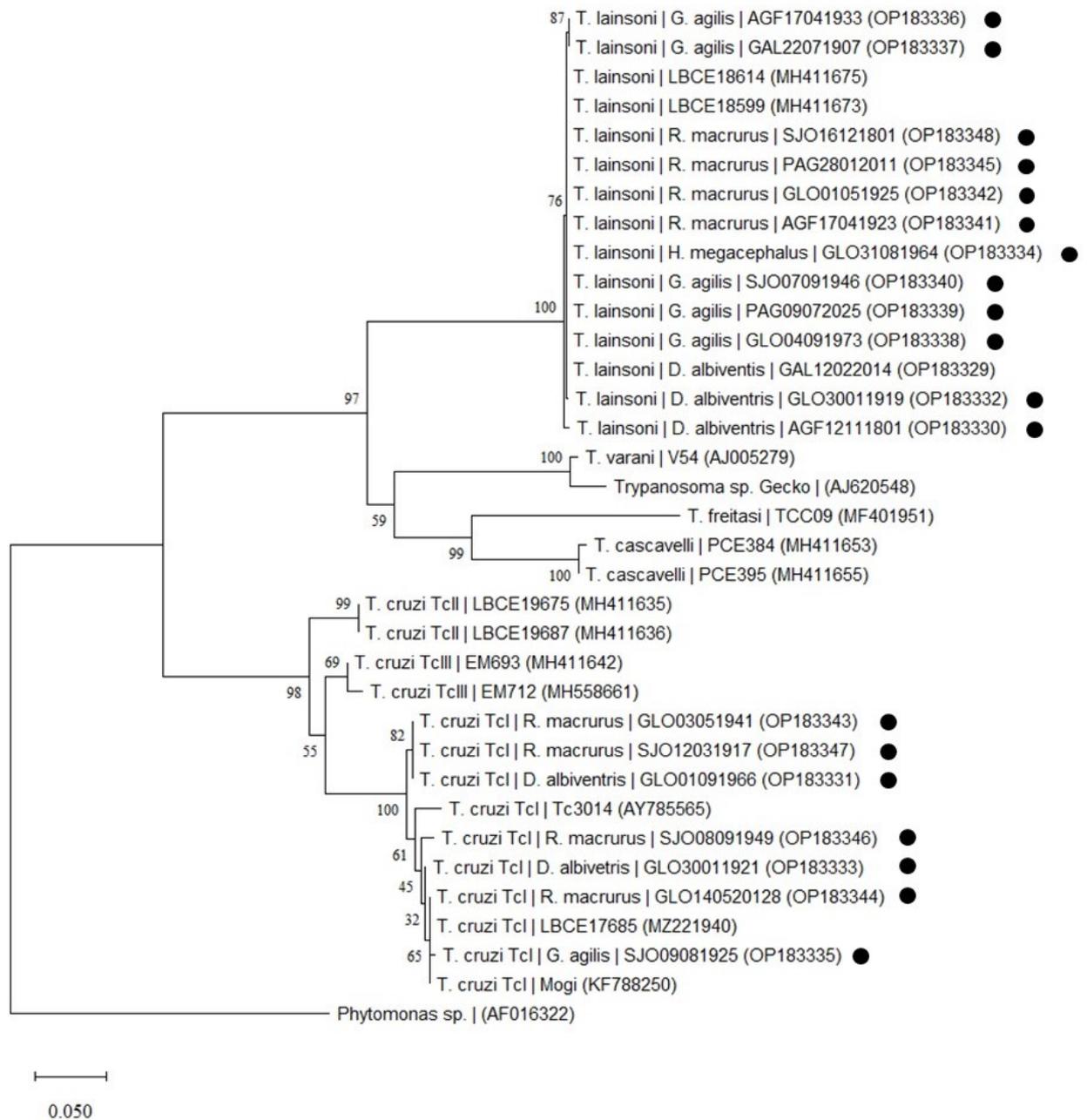


Figura 8: Árvore obtida pelo método NJ com modelo de distribuição TN93 + G com as sequências do gene 18S rRNA de *T. cruzi*, sequências (18S rRNA) representativas de *T. lainsoni* e sequências (18S rRNA) de outros tripanosomas recuperadas do GenBank™. *Boostrap* obtido a partir de 1000 replicatas. Sequências obtidas no presente estudo (●).

Para se verificar os efeitos de *T. lainsoni* sobre a saúde das populações de *G. agilis*, dados de 75 indivíduos (Quadro 5) foram usados na construção de sete modelos seguindo uma distribuição gaussiana (Tabela 3). Do total, foram usados dados de 23 indivíduos de *G. agilis* capturados na AGF, bem como 19 na SJO, 18 na GLO, oito na GLO e sete na PAG. Dentre todas as áreas de estudo, 70 indivíduos foram capturados na estação seca e cinco na chuvosa, destes 40 eram machos e 35 fêmeas, um indivíduo era jovem, 22 subadultos e 52 adultos. Do

total, 56 indivíduos foram negativos na Nested-PCR e 19 positivos, com sequências apresentando alta similaridade com *T. lainsoni*. Os dados de condição corporal e razão N:L para esta espécie de marsupial também são mostrados no Quadro 5.

Dados de 108 indivíduos de *R. macrurus* (Quadro 6) também foram usados para se verificar os efeitos de *T. lainsoni* sobre a saúde de populações destes animais, sendo construídos cinco modelos seguindo uma distribuição gaussiana (Tabela 3). Do total, foram utilizados dados de 48 indivíduos de *R. macrurus* procedentes da GLO, bem como 27 da AGF, 26 da SJO e sete da PAG. Dentre todas as áreas de estudo, 63 indivíduos foram capturados na estação chuvosa e 45 na seca. Do total, 61 eram machos e 47 fêmeas, 29 indivíduos foram negativos na Nested-PCR e 79 positivos, com sequências apresentando alta similaridade com *T. lainsoni*. Os dados de condição corporal e razão N:L para esta espécie de roedor também são mostrados no Quadro 6.

Os valores de AICc são apresentados na Tabela 3, evidenciando que *T. lainsoni* não apresenta efeitos sobre a condição corporal de ambas as espécies ou na razão N:L de *G. agilis*, porém apresenta efeitos discretos na razão N:L de *R. macrurus*.

Quadro 5: Dados de *G. agilis* utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo.

Área	Estação	Sexo	Idade	Razão N:L	Condição corporal	<i>T. lainsoni</i>	Código do indivíduo
AGF	Chuvosa	Fêmea	Adulto	0,32	23,73	Negativo	AGF13111805c
	Chuvosa	Fêmea	Jovem	0,19	18,57	Negativo	AGF15111817c
	Chuvosa	Fêmea	Adulto	0,52	21,50	Negativo	AGF16111825c
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,96	15,39	Positivo	AGF17041933s
	Seca	Macho	Subadulto	0,52	23,49	Negativo	AGF10071940s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,22	19,33	Negativo	AGF10071941s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,50	17,15	Positivo	AGF10071942s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,20	16,94	Negativo	AGF11071943s
	Seca	Macho	Subadulto	0,23	23,35	Positivo	AGF11071944s
	Seca	Macho	Subadulto	0,09	22,40	Negativo	AGF11071945s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,39	13,96	Negativo	AGF11071946s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,41	14,96	Negativo	AGF11071947s
	Seca	Macho	Subadulto	0,39	19,80	Negativo	AGF11071948s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,30	14,66	Negativo	AGF11071949s
	Seca	Macho	Subadulto	0,08	22,01	Positivo	AGF11071950s
	Seca	Macho	Subadulto	0,35	33,77	Negativo	AGF11071951s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,27	15,06	Negativo	AGF121071954s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,21	23,93	Negativo	AGF121071955s
	Seca	Macho	Subadulto	0,72	32,74	Positivo	AGF13071958s
	Seca	Macho	Subadulto	0,20	25,27	Positivo	AGF13071959s
Seca	Fêmea	Subadulto	0,06	17,10	Negativo	AGF13071960s	
Seca	Fêmea	Adulto	0,44	24,55	Negativo	AGF17111965s	
Seca	Fêmea	Adulto	0,85	24,74	Positivo	AGF19111975s	
SJO	Chuvosa	Fêmea	Adulto	0,98	54,01	Negativo	SJO18121804c
	Chuvosa	Fêmea	Subadulto	0,46	32,79	Positivo	SJO11031912c
	Seca	Macho	Adulto	0,61	54,63	Negativo	SJO09081926s
	Seca	Macho	Adulto	0,87	48,73	Negativo	SJO09081927s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,92	35,14	Negativo	SJO10081928s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,31	39,24	Negativo	SJO10081929s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,43	38,14	Negativo	SJO10081930s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,14	46,92	Negativo	SJO11081933s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,58	39,70	Negativo	SJO11081934s
	Seca	Macho	Adulto	0,24	62,41	Negativo	SJO11081935s
	Seca	Macho	Adulto	2,63	38,97	Negativo	SJO12081937s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,90	42,76	Negativo	SJO12081938s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,63	34,83	Positivo	SJO12081942s
	Seca	Macho	Adulto	0,43	57,55	Negativo	SJO13081943s
	Seca	Macho	Adulto	0,60	55,28	Negativo	SJO07091945s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,30	43,13	Positivo	SJO07091946s
	Seca	Macho	Adulto	0,46	56,43	Negativo	SJO08091950s
	Seca	Macho	Adulto	0,92	52,14	Positivo	SJO08091951s
Seca	Macho	Adulto	1,02	53,82	Negativo	SJO08091952s	

Continua na próxima página.

Quadro 5 (continuação): Dados de *G. agilis* utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo.

Área	Estação	Sexo	Idade	Razão N:L	Condição corporal	<i>T. lainsoni</i>	Código do indivíduo
GLO	Seca	Macho	Adulto	0,52	18,68	Negativo	GLO31081962s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,16	19,06	Positivo	GLO04091972s
	Seca	Macho	Adulto	1,00	21,71	Positivo	GLO04091973s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,27	15,41	Negativo	GLO120520104s
	Seca	Fêmea	Subadulto	0,79	22,10	Negativo	GLO130520105s
	Seca	Macho	Subadulto	0,61	17,88	Negativo	GLO130520106s
	Seca	Macho	Adulto	0,37	15,96	Negativo	GLO140520108s
	Seca	Macho	Adulto	0,69	19,43	Negativo	GLO150720133s
	Seca	Macho	Adulto	0,27	20,44	Negativo	GLO150720134s
	Seca	Macho	Adulto	0,19	17,09	Negativo	GLO150720135s
	Seca	Macho	Adulto	0,74	17,44	Negativo	GLO150720136s
	Seca	Macho	Adulto	0,48	19,85	Negativo	GLO160720137s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,30	13,85	Negativo	GLO160720138s
	Seca	Macho	Adulto	1,27	15,88	Negativo	GLO170720140s
	Seca	Macho	Adulto	1,50	26,14	Negativo	GLO170720141s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,65	19,63	Negativo	GLO180720142
	Seca	Macho	Adulto	0,43	18,17	Negativo	GLO180720143s
	Seca	Macho	Adulto	0,47	20,02	Negativo	GLO180720144s
GAL	Seca	Fêmea	Subadulto	0,30	18,08	Positivo	GAL20071902s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,94	23,10	Negativo	GAL21071905s
	Seca	Macho	Adulto	0,19	19,65	Negativo	GAL22071906s
	Seca	Macho	Adulto	0,09	20,67	Positivo	GAL22071907s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,18	14,89	Positivo	GAL22071908s
	Seca	Macho	Adulto	0,59	20,85	Negativo	GAL22071909s
	Seca	Macho	Adulto	0,49	18,02	Positivo	GAL23071912s
	Seca	Macho	Adulto	0,48	23,25	Positivo	GAL23071913s
PAG	Seca	Macho	Adulto	1,06	30,60	Negativo	PAG22091906s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,45	19,63	Negativo	PAG07072021s
	Seca	Macho	Adulto	0,46	27,01	Negativo	PAG08072024s
	Seca	Macho	Adulto	0,43	17,91	Positivo	PAG09072025s
	Seca	Fêmea	Adulto	0,43	15,22	Negativo	PAG09072026s
	Seca	Macho	Adulto	0,38	21,65	Negativo	PAG10072027s
	Seca	Macho	Adulto	0,56	22,02	Negativo	PAG11072029s

Quadro 6: Dados de *R. macrurus* utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo.

Área	Estação	Sexo	Razão N:L	Condição corporal	<i>T. lainsoni</i>	Código do indivíduo
AGF	Chuvosa	Fêmea	0,74	40,70	Positivo	AGF13111803c
	Chuvosa	Macho	0,43	54,69	Negativo	AGF13111804c
	Chuvosa	Macho	0,33	80,42	Negativo	AGF14111807c
	Chuvosa	Fêmea	0,27	93,31	Negativo	AGF15111814c
	Chuvosa	Fêmea	0,43	49,51	Negativo	AGF15111818c
	Chuvosa	Macho	0,12	36,18	Negativo	AGF16111821c
	Chuvosa	Fêmea	0,41	110,47	Negativo	AGF16111822c
	Chuvosa	Macho	0,10	71,03	Negativo	AGF16111963c
	Chuvosa	Macho	0,09	44,71	Positivo	AGF17111967c
	Chuvosa	Fêmea	0,23	66,66	Positivo	AGF17111968c
	Chuvosa	Macho	1,04	57,56	Negativo	AGF17111969c
	Chuvosa	Fêmea	0,32	70,55	Negativo	AGF18111970c
	Chuvosa	Fêmea	0,32	64,68	Negativo	AGF18111971c
	Chuvosa	Macho	0,43	62,37	Negativo	AGF19111972c
	Chuvosa	Fêmea	0,25	63,98	Positivo	AGF16111824c
	Chuvosa	Macho	0,18	74,96	Positivo	AGF16111826c
	Chuvosa	Macho	0,03	107,91	Negativo	AGF16111827c
	Chuvosa	Macho	0,21	54,60	Positivo	AGF16111828c
	Chuvosa	Fêmea	0,05	34,57	Negativo	AGF16111829c
	Chuvosa	Macho	0,06	55,78	Negativo	AGF16111831c
	Seca	Macho	0,39	110,46	Positivo	AGF17041923s
	Seca	Macho	0,56	80,27	Positivo	AGF21041935s
	Seca	Macho	0,19	46,84	Positivo	AGF10071936s
	Seca	Fêmea	0,43	116,68	Negativo	AGF21041937s
	Seca	Fêmea	0,48	45,88	Positivo	AGF09071939s
	Seca	Fêmea	0,23	62,90	Positivo	AGF11071952s
	Seca	Fêmea	0,54	63,60	Negativo	AGF13071962s
	SJO	Chuvosa	Macho	0,44	59,83	Negativo
Chuvosa		Fêmea	0,70	37,03	Negativo	SJO19121806c
Chuvosa		Macho	0,11	42,23	Negativo	SJO19121807c
Chuvosa		Macho	0,73	32,36	Positivo	SJO19121808c
Chuvosa		Fêmea	1,20	56,54	Positivo	SJO19121809c
Chuvosa		Macho	0,50	107,64	Positivo	SJO20121810c
Chuvosa		Macho	0,34	64,91	Negativo	SJO11031911c
Chuvosa		Macho	0,23	56,39	Negativo	SJO12031914c
Chuvosa		Fêmea	1,26	38,94	Positivo	SJO12031915c
Chuvosa		Macho	0,46	47,97	Negativo	SJO12031916c
Chuvosa		Macho	0,70	55,68	Negativo	SJO12031917c
Chuvosa		Macho	0,12	67,07	Negativo	SJO12031918c
Chuvosa		Macho	0,31	53,82	Negativo	SJO13031919c
Chuvosa		Fêmea	0,21	39,68	Positivo	SJO14031920c
Chuvosa		Macho	0,38	46,29	Negativo	SJO15031921c

Continua na próxima página.

Quadro 6 (continuação): Dados de *R. macrurus* utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo.

Área	Estação	Sexo	Razão N:L	Condição corporal	<i>T. lainsoni</i>	Código do indivíduo
SJO	Seca	Fêmea	0,22	41,90	Negativo	SJO11081936s
	Seca	Fêmea	1,39	50,04	Positivo	SJO12081941s
	Seca	Macho	0,60	49,29	Negativo	SJO13081944s
	Seca	Fêmea	0,09	58,08	Negativo	SJO07091948s
	Seca	Fêmea	0,34	76,82	Negativo	SJO08091949s
	Seca	Macho	1,64	42,37	Negativo	SJO09091953s
	Seca	Fêmea	1,50	51,93	Positivo	SJO09091954s
	Seca	Macho	0,40	47,19	Positivo	SJO10091955s
	Seca	Fêmea	1,33	53,64	Negativo	SJO10091956s
	Seca	Macho	0,46	47,85	Positivo	SJO11091958s
	Seca	Fêmea	0,55	47,69	Negativo	SJO11091959s
GLO	Chuvosa	Macho	1,45	47,23	Negativo	GLO28011904c
	Chuvosa	Fêmea	0,85	44,21	Negativo	GLO28011905c
	Chuvosa	Fêmea	0,15	69,34	Negativo	GLO28011906c
	Chuvosa	Fêmea	0,28	53,11	Negativo	GLO29011911c
	Chuvosa	Fêmea	0,83	47,76	Negativo	GLO30011917c
	Chuvosa	Fêmea	2,10	48,41	Negativo	GLO30011918c
	Chuvosa	Macho	1,17	35,71	Positivo	GLO02111978c
	Chuvosa	Macho	4,26	32,86	Negativo	GLO03111983c
	Chuvosa	Fêmea	1,09	76,69	Negativo	GLO03111984c
	Chuvosa	Macho	0,92	55,69	Negativo	GLO03111985c
	Chuvosa	Macho	1,18	58,25	Positivo	GLO03111986c
	Chuvosa	Fêmea	1,27	72,98	Negativo	GLO04111989c
	Chuvosa	Macho	0,59	61,73	Negativo	GLO04111990c
	Chuvosa	Macho	0,48	51,85	Negativo	GLO05111992c
	Seca	Macho	0,45	58,45	Negativo	GLO01051924s
	Seca	Macho	0,22	153,69	Positivo	GLO01051925s
	Seca	Fêmea	0,71	42,92	Negativo	GLO01051927s
	Seca	Fêmea	0,45	38,98	Negativo	GLO01051928s
	Seca	Macho	0,30	43,85	Negativo	GLO01051929s
	Seca	Macho	0,85	70,64	Negativo	GLO02051935s
	Seca	Fêmea	0,44	53,59	Negativo	GLO03051941s
	Seca	Macho	0,09	95,22	Negativo	GLO05051950s
	Seca	Macho	0,66	52,79	Negativo	GLO05051954s
	Seca	Macho	0,69	36,48	Negativo	GLO05051955s
	Seca	Macho	0,22	50,61	Negativo	GLO05051957s
	Seca	Fêmea	0,25	104,26	Negativo	GLO02091967s
	Seca	Macho	0,46	71,61	Negativo	GLO03091971s
	Seca	Fêmea	0,43	60,91	Negativo	GLO04091974s
	Seca	Macho	1,22	39,40	Negativo	GLO04091976s
	Seca	Macho	3,35	44,54	Negativo	GLO04091977s

Continua na próxima página.

Quadro 6 (continuação): Dados de *R. macrurus* utilizados para elaboração dos GLMs de acordo com as áreas de estudo.

Área	Estação	Sexo	Razão N:L	Condição corporal	<i>T. lainsoni</i>	Código do indivíduo
GLO	Chuvosa	Macho	0,85	65,03	Negativo	GLO05111993c
	Chuvosa	Macho	1,13	60,23	Negativo	GLO05111994c
	Chuvosa	Fêmea	1,94	52,14	Negativo	GLO05111995c
	Chuvosa	Fêmea	1,00	57,09	Positivo	GLO05111996c
	Chuvosa	Macho	2,63	33,66	Negativo	GLO05111997c
	Chuvosa	Macho	1,56	167,04	Negativo	GLO05119100c
	Chuvosa	Macho	0,75	64,48	Negativo	GLO05119101c
	Chuvosa	Fêmea	0,14	49,59	Negativo	GLO061119102c
	Chuvosa	Macho	0,52	52,66	Negativo	GLO061119103c
	Chuvosa	Macho	0,85	52,80	Negativo	GLO03091970c
	Seca	Fêmea	1,02	90,38	Positivo	GLO140520126s
	Seca	Fêmea	0,15	46,47	Negativo	GLO140520127s
	Seca	Fêmea	0,10	63,51	Negativo	GLO140520128s
	Seca	Fêmea	0,27	251,12	Negativo	GLO150720130s
	Seca	Macho	1,27	45,81	Negativo	GLO160720139s
	Seca	Macho	1,36	44,28	Negativo	GLO180720145s
	Seca	Fêmea	1,41	64,90	Positivo	GLO04111987s
	Seca	Macho	2,23	37,23	Positivo	GLO05111999s
PAG	Chuvosa	Fêmea	1,46	55,28	Positivo	PAG28012011c
	Chuvosa	Macho	0,57	39,84	Negativo	PAG30012012c
	Chuvosa	Macho	0,69	100,64	Negativo	PAG30012013c
	Chuvosa	Fêmea	0,20	68,14	Negativo	PAG30012014c
	Seca	Macho	1,50	37,58	Positivo	PAG19091901s
	Seca	Macho	1,17	31,39	Negativo	PAG21091904s
	Seca	Fêmea	2,19	67,20	Negativo	PAG22091907s

Tabela 3: Resultado da seleção de GLMs que explicam a variação na condição corporal e razão N:L dos indivíduos de *G. agilis* e *R. macrurus*.

<i>G. agilis</i> (n = 75)									
Razão N:L					Condição corporal				
Modelos	k	AICc	Δ	w	Modelos	k	AICc	Δ	w
Idade	4	70.9	0.00	0.42	Idade	4	596.8	0.00	0.58
Sexo	3	72.6	1.74	0.18	<i>T. lainsoni</i> *idade	6	600.0	3.21	0.12
Nulo	2	72.8	1.92	0.16	Nulo	2	600.1	3.35	0.11
<i>T. lainsoni</i> *idade	6	74.3	3.40	0.08	Sexo	3	600.5	3.70	0.09
<i>T. lainsoni</i>	3	74.5	3.56	0.07	<i>T. lainsoni</i>	3	601.8	4.99	0.05
Estação	3	74.9	4.05	0.06	Estação	3	602.0	5.20	0.04
<i>T. lainsoni</i> *sexo	5	75.6	4.68	0.04	<i>T. lainsoni</i> *sexo	5	604.2	7.41	0.01
<i>R. macrurus</i> (n = 108)									
Razão N:L					Condição corporal				
Modelos	k	AICc	Δ	w	Modelos	k	AICc	Δ	w
Nulo	2	230.1	0.00	0.42	Nulo	2	1041.7	0.00	0.40
Sexo	3	231.7	1.68	0.18	Estação	3	1043.3	1.55	0.19
Estação	3	231.9	1.88	0.16	Sexo	3	1043.3	1.56	0.18
<i>T. lainsoni</i>	3	232.1	2.00	0.15	<i>T. lainsoni</i>	3	1043.8	2.05	0.14
<i>T. lainsoni</i> *sexo	5	233.9	3.87	0.06	<i>T. lainsoni</i> *sexo	5	1045.6	3.87	0.06
<i>T. lainsoni</i> *estação	5	236.0	5.94	0.02	<i>T. lainsoni</i> *estação	5	1047.0	5.30	0.03

6. DISCUSSÃO

Na literatura, destacam-se entre os hospedeiros e/ou reservatórios animais de *T. cruzi*, em termos de número de amostras avaliadas, os grupos Didelphiomorpha, Carnivora, Rodentia, primatas não humanos, Chiroptera, Cingulata, Pilosa e Artiodactyla, respectivamente (VELASQUEZ-ORTIZ et al., 2022). Ainda conforme levantamento de Velasquez-Ortiz et al. (2022), o método mais utilizado para a identificação da infecção foi a PCR, sendo a identificação das DTUs realizada principalmente por metodologias eletroforéticas ou por sequenciamento. Além disso, em uma revisão sistemática que buscou verificar a distribuição de parasitos em pequenos mamíferos não-voadores nos biomas brasileiros, *T. cruzi* aparece como o protozoário com o maior número de hospedeiros e/ou reservatórios neste grupo (SANTOS; SANO, 2022). Tais apontamentos reafirmam a relevância de didelfídeos e roedores no ciclo biológico de *T. cruzi* e das técnicas de biologia molecular para sua detecção. Ademais, vale ressaltar que pequenos mamíferos não-voadores também são expressivos componentes dos ciclos biológicos de outras espécies de *Trypanosoma* sp., algumas das quais ainda desconhecemos a biologia. Conforme os resultados apresentados anteriormente, este é o primeiro encontro de *T. lainsoni* em amostras procedentes de *R. macrurus* e segundo em *H. megacephalus* (FERREIRA, 2020). É também a primeira descrição de *T. cruzi* TcI no sangue periférico de *R. macrurus*, sendo que indivíduos desta espécie já foram encontrados apresentando sorologia positiva para *T. cruzi* (JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2018). Os resultados também agregam informações sobre como dá-se a relação entre *T. lainsoni* e seus hospedeiros e/ou reservatórios.

O uso de coágulos sanguíneos de pequenos mamíferos não voadores foi proposto por Rodrigues et al. (2019), dado ao baixo volume de sangue obtido destes animais. O coágulo concentra as formas sanguíneas de *Trypanosoma* sp. na porção celular, sendo uma fonte rica de DNA de tripanossomas (FITZWATER et al., 2008; RODRIGUES et al., 2019). O peso total de adultos de *G. agilis*, por exemplo, não ultrapassa 30g, enquanto *R. macrurus* adultos também não ultrapassam 100g, conforme observações em campo. Destes animais, é possível obter entre 0,5mL e 1,0mL de sangue por via intracardíaca, entretanto, este tipo de coleta é um procedimento terminal (JOSLIN, 2009; PARASURAMAN, RAVEENDRAN, KESAVAN, 2010). Em oposição, o volume sanguíneo de *D. albiventris* é maior, visto que adultos podem chegar a pesar mais de 01kg (conforme observações em campo). O acesso venoso em gambás pode ser realizado pela veia marginal da cauda ou femoral sob plano anestésico (JANSEN, 2002). Porém, volumes maiores de sangue também só são obtidos pela punção intracardíaca. Assim, a coleta de sangue periférico em papel filtro mostrou-se viável

para o levantamento de tripanossomas. No geral, foram obtidos menos de 100 μ L de sangue periférico de cada animal. Assim, eliminou-se a necessidade de eutanásia de espécies silvestres e, além disso, o armazenamento da amostra a seco facilita o trabalho em campo e o torna menos dispendioso (SMITH; BURGOYNE, 2004; AHMED et al., 2011; HERBRETEAU; CHAVAL; MORAND, 2011; GULAS-WROBLEWSKI et al., 2021). O sequenciamento convencional (como o método de Sanger) detecta apenas os genótipos de *Trypanosoma* sp. dominantes na amostra sanguínea (PRONOVOST et al., 2020). Frente a isso, estudos sobre a diversidade de tripanossomas priorizam a clonagem das amostras positivas na PCR para posterior sequenciamento (RODRIGUES et al., 2019; PRONOVOST et al., 2020).

A descoberta de *T. lainsoni* em MG, sudeste do Brasil, amplia sua distribuição no Cerrado, visto que já foi relatado em Goiás, Mato Grosso do Sul e Mato Grosso, no centro-oeste (RODRIGUES et al., 2019; FERREIRA, 2020; NANTES et al., 2021). Sabendo que *H. megacephalus*, *G. agilis* e *D. albiventris* ocupam diferentes estratos florestais (PATTON; PARDIÑAS; D'ELÍA, 2015), *T. lainsoni* parece não apresentar especialização por estrato. A descrição de *T. lainsoni* em *P. lineatus* e *A. planirostris* também vai ao encontro desta afirmação (RODRIGUES et al., 2019), embora mais informações sobre sua ecologia sejam necessárias. Além dessas espécies, o parasito também já foi descrito em *M. hispidus*, *O. russatus*, *Calomys* sp., *H. megacephalus*, *D. albiventris* e *L. geoffroyi* (NAIFF; BARRETT, 2013; ORTIZ et al., 2018; DÍAZ et al., 2020; FERREIRA, 2020; NANTES et al., 2021), confirmando que *T. lainsoni* é generalista e pode apresentar uma lista de hospedeiros e/ou reservatórios ainda mais ampla do que se tem registro.

Ainda não se conhece o vetor de *T. lainsoni*, possivelmente sejam flebotomíneos, por serem vetores de outros componentes do clado LSRM (VIOLA et al., 2008). Informações sobre seu ciclo biológico, tropismo e consequências da infecção ainda são escassas. Sobre tropismo, é interessante destacar que *G. agilis* exibiu as maiores parasitemias nos esfregaços sanguíneos (5 a 25/ μ L de sangue), sendo os parâmetros morfométricos das formas tripomastigotas próximos aos descritos por Naiff e Barrett (2013) e algumas das amostras identificadas no sequenciamento como *T. lainsoni*. Naiff e Barrett (2013) demonstraram a presença de *T. lainsoni* no sangue periférico de camundongos (*M. musculus*) experimentalmente infectados com hemoculturas positivas. Rodrigues et al. (2019), por sua vez, demonstraram uma alta prevalência de *T. lainsoni* em *G. agilis* (70%, 23 amostras de 33) por PCR, mas utilizando sangue obtido por punção cardíaca (amostras coletadas por Rocha et al. [2012]). Ainda neste estudo, *G. agilis* foi a principal espécie parasitada por *T. lainsoni*,

entretanto, esses tripanossomas não foram detectados por hemocultura, o que pode ser um indicativo de baixo número de parasitos no sangue total (i); não adaptação ao meio de cultura (ii); ou cultivo inadequado (iii). Ferreira (2020), por outro lado, descreve o isolamento de *T. lainsoni* em hemoculturas (a forma de coleta do sangue não foi descrita), embora não tenha encontrado formas tripomastigotas no esfregaço sanguíneo de *H. megacephalus*. Dias et al. (2020) isolaram *T. lainsoni* de *L. geoffroyi* e *Calomys* sp. com sangue coletado por punção cardíaca do roedor e punção venosa do felino. Esses estudos indicam que *T. lainsoni* pode não ter um tropismo específico, embora tenha sido detectado na Nested-PCR realizada com sangue periférico obtido da veia caudal ou tarsal da maioria dos pequenos mamíferos não-voadores capturados (82%, 56/68).

Considerando que megatripanossomas são comumente não patogênicos (LAINSON; DA SILVA; FRANCO, 2008), embora não seja uma regra, ao avaliar os efeitos de *T. lainsoni* sobre a condição corporal e razão N:L de *G. agilis* e *R. macrurus*, percebe-se que o parasitismo não afeta tais parâmetros. *T. theileri* (espécie tipo de *Megatrypanum*), por exemplo, induz infecções crípticas, de longa duração e que não induzem resistência em seus hospedeiros (TOWNSEND; DUFFUS, 1982; BRAUN et al., 2002; RODRIGUES et al., 2010). Para *T. (Schizotrypanum) cruzi*, por outro lado, Nantes et al. (2019) demonstrou que o parasitismo em *D. albiventris* resulta em linfocitose e atua indiretamente reduzindo a condição corporal dos animais. Esse achado opõe-se ao consenso de que *T. cruzi* ocasione infecções subpatentes e assintomáticas em didelídeos (DEANE et al., 1986; CARREIRA et al., 1996). Há que se considerar, contudo, que a relação entre *Trypanosoma* sp., marsupiais e roedores (especialmente caviomorfos), é muito antiga e resultado de processos coevolutivos (FLYNN; WYSS, 1998; STEVENS; GIBSON, 1999; NOIREAU; DIOSQUE; JANSEN, 2009; ROQUE; JANSEN, 2014b). Assim, *T. lainsoni* pode ter desenvolvido mecanismos de evasão imune e não comprometa a saúde de seus hospedeiros e/ou reservatórios.

A soropositividade de *R. macrurus* para *T. cruzi* foi demonstrada na Caatinga e Cerrado por Jansen, Xavier e Roque (2018), e a infecção foi relatada por Brandão et al. (2019), embora a DTU não tenha sido identificada. Jansen, Xavier e Roque (2018) ainda apontam a baixa taxa de infecção de roedores por *T. cruzi* no Cerrado, atribuindo-lhes um papel secundário na transmissão do parasito. Entretanto, em áreas antropizadas e com baixa diversidade, estes animais parecem despontar como importantes componentes do ciclo biológico de *T. cruzi*. A diversidade de hospedeiros e/ou reservatórios já foi anteriormente associada a maior ou menor transmissão de agentes zoonóticos, sendo proposto o “efeito de diluição” (KEESING et al., 2010; YOUNG et al., 2013). Nesta hipótese, a perda na

diversidade de espécies explicaria o aumento na prevalência e abundância de patógenos, pois ocorreria a “diluição” do seu número nas espécies restantes (SCHMIDT; OSTFELD, 2001; DOBSON, 2004; KESSING; HOLT; OSTFELD, 2006; KESSING et al., 2010). Tal hipótese é sustentada pela variação na competência entre diferentes espécies de hospedeiros (i); dominância das espécies mais competente em casos em que há baixa diversidade (ii); probabilidade de encontro entre o vetor e hospedeiros, ou seja, transmissão dependente da densidade de espécies hospedeiras (iii) (DOBSON, 2004; RUDOLF; ANTONOVICS, 2005; KESSING; HOLT; OSTFELD, 2006; KESSING et al., 2010). Em adição, Noya e González (2015) apontaram que um pequeno e concentrado grupo de hospedeiros e/ou reservatórios competentes facilita a exposição e (re)infecção de vetores de *T. cruzi*. Embora contestado em alguns estudos, o “efeito de diluição” é apontado como um fenômeno local e dependente da escala temporal (FENOGLIO et al., 2012; RANDOLPH; DOBSON, 2012; WOOD; LAFFERTY, 2013; ODA; SOLAR; BOTTO-MAHAN, 2014).

Independentemente da diversidade de mamíferos, a ocorrência e abundância de hospedeiros e/ou reservatórios competentes podem ajudar na manutenção do ciclo biológico de *T. cruzi* (NOYA; GONZÁLEZ, 2015; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2020) e indiretamente contribuir em sua transmissão para outros hospedeiros e/ou reservatórios. Normalmente, *Didelphis* sp. é considerado altamente relevante no ciclo biológico de *T. cruzi*, principalmente em ambientes antropizados e peridomiciliares, sendo capaz de manter infecções de longa duração pela DTU TcI de *T. cruzi*, sem comprometimento de sua saúde a curta duração (JANSEN et al., 1991; JANSEN; XAVIER; ROQUE, 2020; BEZERRA-SANTOS et al., 2021). Gottdenker et al. (2012), por meio da determinação das fontes de alimentações de triatomíneos, comprovaram que em áreas peridomiciliares tais insetos alimentam-se principalmente do sangue de marsupiais, já em áreas mais conservadas preguiças são a fonte mais relevante de alimento. Desta forma, a ocorrência de *D. albiventris* e a alta abundância relativa desta espécie no GLO, podem contribuir para a positividade de *R. macrurus* para *T. cruzi* TcI. Basicamente, a dieta de ambos os pequenos mamíferos inclui artrópodes e frutas (NANTES et al., 2021; CLARO; HANNIBAL, 2022), apoiando assim a transmissão oral de *T. cruzi* pelo consumo de triatomíneos que anteriormente alimentaram-se do sangue de *D. albiventris* parasitado(s). Curiosamente, a presença de formas infectantes de *T. cruzi* nas glândulas odoríferas de *D. aurita* (URDANETA-MORALES; NIRONI, 1996) e a recente descoberta de tripomastigotas metacíclicas nessas mesmas estruturas de *P. opossum* (BARROS et al., 2020), sugere que tais marsupiais (assim como *D. albiventris*) possam atuar como vetores de *T. cruzi*. Basicamente, ao liberar secreções das glândulas próximo a

alimentos, esses didelfídeos podem contaminá-los (VELÁSQUEZ-ORTIZ; RAMÍREZ, 2020).

Dado ao curto ciclo de vida (LOPES; LEINER, 2015), *G. agilis* pode ser um indicador de transmissão recente em SJO. Dado aos comportamentos de *G. agilis*, a espécie é predisposta a infecção pelo *T. cruzi* aos vetores, isso por compartilhar refúgios e ninhos (construídos em buracos de árvores ou rochas) com triatomíneos e por sua dieta ser composta por artrópodes, frutos e flores (PIRES et al., 2010; LESSA; GEISE, 2014; VOSS; JANSA, 2021). Brandão et al. (2019) demonstraram por hemocultura que *G. agilis* infectado por *T. cruzi* exibia parasitemia patente, fato que indica sua competência para infectar vetores ou outros mamíferos (por meio da predação), tais como canídeos silvestres (*Cerdocyon thous*, *Chrysocyon brachyurus* e *Lycalopex vetulus*). O encontro de *T. cruzi* TcI no sangue periférico de *G. agilis*, corrobora com a afirmação de que esses animais atuam na transmissão do parasito aos triatomíneos. Assim como GLO, o remanescente florestal de SJO está particularmente próximo a um local de recente urbanização e desmatamento, sugerindo um potencial aumento no risco de transmissão vetorial de *T. cruzi* para humanos e animais. Somente na região de Uberlândia, já foram capturados *P. diasi*, *P. geniculatus*, *R. prolixus*, *P. megistus*, *R. neglectus* e *T. sordida*, sendo os três últimos registrados invadindo o intra e peridomicílio (MACÊDO; MARÇAL JÚNIOR, 2004; MENDES et al., 2008; DE PAULA et al., 2010). Até nosso último levantamento bibliográfico (novembro de 2022), não há levantamentos entomológicos para os municípios de Araguari e Perdizes.

Como anteriormente mencionado, *T. cruzi* TcI está amplamente distribuído no ambiente (ZINGALES et al., 2012; VELASQUEZ-ORTIZ et al., 2022). Devido a eventos de intercâmbio genético e introgressão, TcI exibe grande heterogeneidade em seus genótipos (ROMAN et al., 2018a; ROMAN et al., 2018b; SCHWABL et al., 2019; RUSMAN et al., 2020), como visto inclusive nas sequências obtidas. Ramírez e Hernández (2013) já havia sugerido anteriormente a subdivisão de TcI de acordo com seu ciclo de transmissão, sendo os genótipos agrupados em domésticos e silvestres. Somente no estado de MG, infecções humanas por *T. cruzi* TcI já foram reportadas por Luquetti et al. (1986), Murta et al. (1998), Teston et al. (2013), Llewellyn et al., (2015, infecção mista com TcII), Teston et al. (2016), Abegg et al. (2017), evidenciado sua relevância. Visto o risco de infecções humanas pelo *T. cruzi*, áreas periurbanas que estão em regiões de desmatamento recente ou muito próximas a remanescentes de florestas nativas representam um alto risco para o reemergência da DC.

7. CONCLUSÃO

Os resultados aqui apresentados permitem concluir que:

- ✓ Este é o primeiro relato de *T. lainsoni* em *R. macrurus* e segundo em *H. megacephalus*, o que nos permite inferir que este é um parasito generalista e com ampla distribuição nos biomas brasileiros;
- ✓ *T. lainsoni* não influencia a condição corporal de *G. agilis* e *R. macrurus*, não afetando também a razão N:L de *G. agilis* e exibindo efeitos discretos sobre este parâmetro de *R. macrurus*;
- ✓ Este é o primeiro relato de *T. cruzi* TcI em *R. macrurus*;
- ✓ O encontro de *T. cruzi* TcI em *D. albiventris*, *G. agilis* e *R. macrurus* indica a presença deste parasito em dois fragmentos de mata no município de Uberlândia (MG).

8. REFERÊNCIAS

- ABEGG, C. P.; DE ABREU, A. P.; DA SILVA, J. L.; DE ARAÚJO, S. M.; GOMES, M. L.; FERREIRA, E. C.; TOLEDO, M. J. O. Polymorphisms of blood forms and in vitro metacyclogenesis of *Trypanosoma cruzi* I, II, and IV. **Experimental Parasitology**, v. 176, p. 8-15, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2017.02.013>
- ABREU, E. F.; CASALI, D.; COSTA-ARAÚJO, R.; GARBINO, G. S. T.; LIBARDI, G. S.; LORETTO, D.; LOSS, A. C.; MARMONTEL, M.; MORAS, L. M.; NASCIMENTO, M. C.; OLIVEIRA, M. L.; PAVAN, S. E.; TIRELLI, F. P. Lista de Mamíferos do Brasil (2021-2). **Zenodo**, 2021. <https://doi.org/10.5281/zenodo.5802047>
- AHMED, H. A.; MACLEOD, E. T.; HIDE, G.; WELBURN, S. C.; PICOZZI, K. The best practice for preparation of samples from FTA[®] cards for diagnosis of blood borne infections using African trypanosomes as a model system. **Parasites and Vectors**, v. 4, p. 1-7, 2011. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-4-68>
- AJUWON, B. I.; ROPER, K.; RISHARDSON, A.; LIDBURY, B. A. One Health Approach: A Data-Driven Priority for Mitigating Outbreaks of Emerging and Re-Emerging Zoonotic Infectious Diseases. **Tropical Medicine and Infectious Disease**, v. 7, n. 1, p. 4, 2022. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed7010004>
- ALLEN, T.; MURRAY, K. A.; ZAMBRANA-TORRELIO, C.; MORSE, S. S.; RONDINI, C.; DI MARCO, M.; BREIT, N.; OLIVAL, K. J.; DASZAK, P. Global hotspots and correlates of emerging zoonotic diseases. **Nature communications**, v. 8, n. 1, p. 1124, 2017. <https://doi.org/10.1038/s41467-017-00923-8>
- ALTSCHUL, S. F.; GISH, W.; MILLER, W.; MYERS, E. W.; LIPMAN, D. J. Basic local alignment search tool. **Journal of molecular biology**, v. 215, n. 3, p. 403-410, 1990. [https://doi.org/10.1016/S0022-2836\(05\)80360-2](https://doi.org/10.1016/S0022-2836(05)80360-2)
- ALVES, F. M.; RANGEL, D. A.; VILAR, E. M.; PAVAN, M. G.; MORATELLI, R.; ROQUE, A. L. R.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma* spp. Neobats: Insights about those poorly known trypanosomatids. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 16, p. 145-152, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.09.003>

AMATO, B.; MIRA, F.; LO PRESTI, V. D. M.; GUERCIO, A.; RUSSOTTO, L.; GUCCIARDI, F.; VITALE, M.; LENA, A.; LORIA, G. R.; PULEIO, R.; CANNELLA, V. A case of bovine trypanosomiasis caused by *Trypanosoma theileri* in Sicily, Italy. **Parasitology Research**, v. 118, n. 9, p. 2723-2727, 2019. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06390-y>

ANDRADE, S. G.; CARVALHO, M. L.; FIGUEIRA, R. M. Caracterização morfo-biológica e histopatológica de diferentes cepas do *Trypanosoma cruzi*. **Gazeta Médica da Bahia**, v. 70, n. 1, p. 32-42, 1970.

ANDRADE, S. G.; MAGALHÃES, J. B. Biodemes and zymodemes of *Trypanosoma cruzi* strains: correlations with clinical data and experimental pathology. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 30, p. 27-35, 1997. <https://doi.org/10.1590/S0037-86821997000100006>

ASHFORD, R. W. When is a reservoir not a reservoir? **Emerging Infectious Diseases**, v. 9, n. 11, p. 1495, 2003. <https://doi.org/10.3201/eid0911.030088>

AUSTEN, J. M.; PAPANINI, A.; REID, S. A.; FRIEND, J. A.; DITCHAM, W. G. F.; RYAN, U. Molecular characterization of native Australian trypanosomes in quokka (*Setonix brachyurus*) populations from Western Australia. **Parasitology International**, v. 65, n. 3, p. 205-208, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2015.12.005>

AUSTEN, J. M.; RYAN, U. M.; FRIEND, J. A.; DITCHAM, W. G. F.; REID, S. A. Vector of *Trypanosoma copemani* identified as *Ixodes* sp. **Parasitology**, v. 138, n. 7, p. 866-872, 2011. <https://doi.org/10.1017/S0031182011000497>

AYALA, S. C. Two new trypanosomes from California toads and lizards. **The Journal of Protozoology**, v. 17, n. 3, p. 370-373, 1970. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.1970.tb04696.x>

BACIGALUPO, A.; TORRES-PÉREZ, F.; SEGOVIA, V.; GARCÍA, A.; CORREA, J. P.; MORENO, L.; ARROYO, P.; CATTAN, P. E. Sylvatic foci of the Chagas disease vector *Triatoma infestans* in Chile: description of a new focus and challenges for control

programs. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 105, p. 633-641, 2010.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02762010000500006>

BARBOSA, L. G.; ALVES, M. A. S.; GRELE, C. E. V. Actions against sustainability: Dismantling of the environmental policies in Brazil. **Land Use Policy**, v. 104, p. 105384, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2021.105384>

BARRIAS, E.; ZUMA, A.; DE SOUZA, W. Life Cycle of Pathogenic Protists: *Trypanosoma cruzi*. In: DE SOUZA, W. (Ed.). **Lifecycles of Pathogenic Protists in Humans**. Springer, 2022.

BARROS, F. N. L.; SAMPAIO JÚNIOR, F. D.; COSTA, S. M.; DE FARIAS, D. M.; MOURA, M. A. O.; BEZERRA JÚNIOR, P. S.; GÓES-CAVALCANTE, G.; SCOFIELD, A. First report of natural infection by *Trypanosoma cruzi* in secretions of the scent glands and myocardium of *Philander opossum* (Marsupialia: Didelphidae): Parasitological and clinicopathological findings. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 22, p. 100463, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2020.100463>

BARROS, J. H. S.; TOMA, H. K.; MADEIRA, M. F. Molecular study of *Trypanosoma caninum* isolates based on different genetic markers. **Parasitology Research**, v. 114, n. 2, p. 777-783, 2015. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-4291-0>

BARROS, J. H. S.; XAVIER, S. C. C.; BILAC, D.; LIMA, V. S.; DARIO, M. A.; JANSEN, A. M. Identification of novel mammalian hosts and Brazilian biome geographic distribution of *Trypanosoma cruzi* TcIII and TcIV. **Acta Tropica**, v. 172, p. 173-179, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.05.003>

BARROS, J. H. S.; XAVIER, S. C. C.; BILAC, D.; LIMA, V. S.; DARIO, M. A.; JANSEN, A. M. Identification of novel mammalian hosts and Brazilian biome geographic distribution of *Trypanosoma cruzi* TcIII and TcIV. **Acta Tropica**, v. 172, p. 173-179, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.05.003>

BATISTA, J. S.; RIET-CORREA, F.; TEIXEIRA, M. M. G.; MADRUGA, C. R.; SIMÕES, S. D. V.; MAIA, T. F. Trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in cattle in the Brazilian

semi-arid: description of an outbreak and lesions in the nervous system. **Veterinary Parasitology**, v. 143, n. 2, p. 174-181, 2007. <http://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.08.017>

BELDOMENICO, P. M.; BEGON, M. Disease spread, susceptibility and infection intensity: vicious circles? **Trends in Ecology & Evolution**, v. 25, n. 1, p. 21-27, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2009.06.015>

BELDOMENICO, P. M.; TELFER, S.; GEBERT, S.; LUKOMSKI, L.; BENNETT, M.; BEGON, M. The vicious circle and infection intensity: the case of *Trypanosoma microti* in field vole populations. **Epidemics**, v. 1, n. 3, p. 162-167, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.epidem.2009.05.002>

BEZERRA-SANTOS, M. A.; RAMOS, R. A. N.; CAMPOS, A. K.; DANTAS-TORRES, F.; OTRANTO, D. *Didelphis* spp. opossums and their parasites in the Americas: A One Health perspective. **Parasitology Research**, v. 120, n. 12, p. 4091-4111, 2021. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07072-4>

BITENCOURT, M. M.; BEZERRA, A. M. R. Infection agents of Didelphidae (Didelphimorphia) of Brazil: an underestimated matter in zoonoses research. **Mammalia**, v. 86, n. 2, p. 105-122, 2022. <https://doi.org/10.1515/mammalia-2021-0134>

BOGITSH, B. J.; CARTER, C. E.; OELTMANN, T. N. Blood and Tissue Protozoa I: Hemoflagellates. In: BOGITSH, B. J.; CARTER, C. E.; OELTMANN, T. N. **Human Parasitology**. Elsevier, 4. ed., 2013.

BOHONAK, A. J.; VAN DER LINDE, K. **RMA**: software for reduced major axis regression, Java version. 2004.

BONNEY, K. M. Chagas disease in the 21st century: a public health success or an emerging threat? **Parasite**, v. 21, 2014. <https://doi.org/10.1051/parasite/2014012>

BONNEY, K. M.; LUTHRINGER, D. J.; KIM, S. A.; GARG, N. J.; ENGMAN, D. M. Pathology and pathogenesis of Chagas heart disease. **Annual Review of Pathology**, v. 14, p. 421, 2019. <https://doi.org/10.1146/annurev-pathol-020117-043711>

BONVICINO, C. R.; DE OLIVEIRA, J. A.; D'ANDREA, P. S. **Guia dos Roedores do Brasil, com chave para gêneros baseadas em caracteres externos**. Centro Pan-Americano de Febre Aftosa – OPAS/OMS: Rio de Janeiro, p. 120, 2008.

BORDES, F.; BLASDELL, K.; MORAND, S. Transmission ecology of rodent - borne diseases: new frontiers. **Integrative Zoology**, v. 10, n. 5, p. 424-435, 2015.

<https://doi.org/10.1111/1749-4877.12149>

BORDES, F.; MORAND, S. The impact of multiple infections on wild animal hosts: a review. **Infection Ecology & Epidemiology**, v. 1, n. 1, p. 7346, 2011.

<https://doi.org/10.3402/iee.v1i0.7346>

BORGES, A. R.; ENGSTLER, M.; WOLF, M. 18S rRNA gene sequence-structure phylogeny of the Trypanosomatida (Kinetoplastea, Euglenozoa) with special reference to *Trypanosoma*. **European Journal of Protistology**, v. 81, p. 125824, 2021.

<https://doi.org/10.1016/j.ejop.2021.125824>

BOTTO-MAHAN, C.; BACIGALUPO, A.; CORREA, J. P.; ODA, E.; SOLARI, A. Field assessment of *Trypanosoma cruzi* infection and host survival in the native rodent *Octodon degus*. **Acta Tropica**, v. 122, n. 1, p. 164-167, 2012.

<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2011.12.003>

BOUCINHA, C.; ANDRADE-NETO, V. V.; ENNES-VIDAL, V.; BRANQUINHA, M. H.; DOS DANTOS, A. L. S.; TORRES-SANTOS, E. C.; D'AVILA-LEVY, C. M. A Stroll Through the History of Monoxenous Trypanosomatids Infection in Vertebrate Hosts. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 12, 2022.

<https://doi.org/10.3389/fcimb.2022.804707>

BRANDÃO, E. M. V.; XAVIER, S. C. C.; CARVALHAES, J. G.; D'ANDREA, P. S.; LEMOS, F. G.; AZEVEDO, F. C.; CÁSSIA-PIRES, R.; JANSEN, A. M.; ROQUE, A. L. R. Trypanosomatids in small mammals of an agroecosystem in central Brazil: Another piece in the puzzle of parasite transmission in an anthropogenic landscape. **Pathogens**, v. 8, n. 4, p. 190, 2019.

<https://doi.org/10.3390/pathogens8040190>

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Coordenação-Geral de Desenvolvimento da Epidemiologia em Serviços. **Guia de Vigilância em Saúde**. Brasília: Ministério da Saúde, v. 3, 2017. Disponível em: <https://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/guia_Vigilancia_saude_volume_3.pdf>. Acesso em 18 de set. de 2022.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Imunização e Doenças Transmissíveis. **Boletim Epidemiológico**. Doença de Chagas, 14 de abril – Dia Mundial. 2020. Disponível em: <<http://chagas.fiocruz.br/wp-content/uploads/2021/11/Boletim-epidemiologico-2020.pdf>>. Acesso em 18 de set. de 2022.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Imunização e Doenças Transmissíveis. **Boletim Epidemiológico**. Doença de Chagas, 14 de abril | Dia mundial. 2021. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/centrais-de-conteudo/publicacoes/boletins/epidemiologicos/especiais/2021/boletim_especial_chagas_14abr21_b.pdf>. Acesso em 18 de set. de 2022.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. **Manual de diagnóstico laboratorial da malária**. Brasília: Ministério da Saúde, 2 ed., 2009. Disponível em: <https://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/manual_diagnostico_laboratorial_malaria_2ed.pdf>. Acesso em 22 de set. de 2022.

BRAUN, U.; ROGG, E.; WALSER, M.; NEHRBASS, D.; GUSCENTTI, F.; MATHIS, A.; DEPLAZES, P. *Trypanosoma theileri* in the cerebrospinal fluid and brain of a heifer with suppurative meningoencephalitis. **The Veterinary Record**, v. 150, n. 1, p. 18-19, 2002. <https://doi.org/10.1136/vr.150.1.18>

BRITO, R. N.; GORLA, D. E.; DIOTAIUTI, L.; GOMES, A. C. F.; SOUZA, R. C. M.; ABAD-FRANCH, F. Drivers of house invasion by sylvatic Chagas disease vectors in the Amazon-Cerrado transition: A multi-year, state-wide assessment of municipality-aggregated surveillance data. **PLoS neglected tropical diseases**, v. 11, n. 11, p. e0006035, 2017. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006035>

BÜSCHER, P.; CECCHI, G.; JAMONNEAU, V.; PRIOTTO, G. Human african trypanosomiasis. **The Lancet**, v. 390, n. 10110, p. 2397-2409, 2017.

[https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(17\)31510-6](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(17)31510-6)

CÁCERES, N. C.; PREVEDELLO, J. A.; LORETTO, D. Uso do espaço por marsupiais: fatores influentes sobre área de vida, seleção de habitat e movimentos. In: CÁCERES, N. C. (Org.). **Os marsupiais do Brasil: Biologia, Ecologia e Conservação**. Campo Grande: Editora UFMS, p. 95-112, 2012.

CLARO, H. W. P.; HANNIBAL, W. Diet of small mammals in semi-deciduous forest fragments in Central Brazil. **Austral Ecology**, v. 47, p. 770-774, 2022.

<https://doi.org/10.1111/aec.13169>

CARCAVALLO, R. U.; DE CASAS, S. I. C.; SHERLOCK, I. A.; GIRÓN, I. G.; JURBERG, J.; GALVÃO, C.; SEGURA, C. A. M.; NOIREAU, F. Geographical distribution and altitudinal dispersion. In: CARCAVALLO, R. U.; GIRÓN, I. G.; JURBERG, J.; LENT, H. (Eds.). **Atlas of Chagas disease vectors in the Americas**. Rio de Janeiro: FIOCRUZ, v. 3, p. 747-92, 1997.

CARDOSO, E.; MORENO, M. I. C.; BRUNA, E. M.; VASCONCELOS, H. L. Mudanças fitofisionômicas no Cerrado: 18 anos de sucessão ecológica na Estação Ecológica do Panga, Uberlândia-MG. **Caminhos de Geografia**, v. 10, n. 32, 2009.

CARREIRA, J. C. A.; MAGALHÃES, M. A. F. M.; BRAZIL, R. P.; DA SILVA, A. V. M. *Leishmania* in marsupials—an overview of infection records in the Americas and Australia. **Open Journal of Animal Sciences**, v. 7, n. 03, p. 315, 2017.

<https://doi.org/10.4236/ojas.2017.73025>

CARREIRA, J. C. A.; JANSEN, A. M.; LENZI, H. L. Histopathological study of experimental and natural infections by *Trypanosoma cruzi* in *Didelphis marsupialis*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, p. 609-618, 1996.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02761996000500012>

CAVAZZANA JUNIOR, M.; MARCILI, A.; LIMA, L.; DA SILVA, F. M.; JUNQUEIRA, A. C. V.; VELUDO, H. H.; VIOLA, L. B.; CAMPANER, M.; NUNES, V. L. B.; PAIVA, F.; COURA, J. R.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogeographical, ecological and biological patterns shown by nuclear (ssrRNA and gGAPDH) and mitochondrial (Cyt b) genes of trypanosomes of the subgenus *Schizotrypanum* parasitic in Brazilian bats. **International Journal for Parasitology**, v. 40, n. 3, p. 345-355, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.08.015>

CAVAZZANA JUNIOR, M.; MARCILI, A.; LIMA, L.; DA SILVA, F. M.; JUNQUEIRA, A. C. V.; VELUDO, H. H.; VIOLA, L. B.; CAMPANER, M.; NUNES, V. L. B.; PAIVA, F.; COURA, J. R.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogeographical, ecological and biological patterns shown by nuclear (ssrRNA and gGAPDH) and mitochondrial (Cyt b) genes of trypanosomes of the subgenus *Schizotrypanum* parasitic in Brazilian bats. **International Journal for Parasitology**, v. 40, n. 3, p. 345-355, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.08.015>

CECERE, M. C.; VAZQUEZ-PROKOPEC, G. M.; GÜRTLER, R. E.; KITRON, U. Reinfestation sources for Chagas disease vector, *Triatoma infestans*, Argentina. **Emerging Infectious Diseases**, v. 12, n. 7, p. 1096, 2006. <https://doi.org/10.3201/eid1207.051445>

CHAGAS, C. Nova tripanossomíase humana: estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo do *Schizotrypanum cruzi* n. gen., n. sp., agente etiológico de nova entidade mórbida do homem. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 1, p. 159-218, 1909. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761909000200008>

CHAGAS, C. R. F.; BINKIENE, R.; ILGUNAS, M.; IEZHOVA, T.; VALKIUNAS, G. The buffy coat method: a tool for detection of blood parasites without staining procedures. **Parasites and Vectors**, v. 13, p. 1-12, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3984-8>

CHELLAPPAN, M. Rodents. In: OMKAR (Ed.) **Polyphagous Pests of Crops**. Springer, p. 457-532, 2021. <https://doi.org/10.1007/978-981-15-8075-8>

COIMBRA, D. P.; PENEDO, D. M.; SILVA, M. O. M.; ABREU, A. P. M.; SILVA, C. B.; VERONA, C. E.; HELIODORO, G. C.; MASSARD, C. L.; NOGUEIRA, D. M. Molecular

and morphometric identification of *Trypanosoma (Megatrypanum) minasense* in blood samples of marmosets (*Callithrix*: *Callithrichidae*) from the city of Rio de Janeiro, Brazil. **Parasitology International**, v. 75, p. 101999, 2020.

<https://doi.org/10.1016/j.parint.2019.101999>

COSTA, B. M. A.; GEISE, L.; PEREIRA, L. G.; COSTA, L. P. Phylogeography of *Rhipidomys* (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae) and description of two new species from southeastern Brazil. **Journal of Mammalogy**, v. 92, n. 5, p. 945-962, 2011.

<https://doi.org/10.1644/10-MAMM-A-249.1>

COSTA, J.; DALE, C.; GALVÃO, C.; ALMEIDA, C. E.; DUJARDIN, J. P. Do the new triatomine species pose new challenges or strategies for monitoring Chagas disease? An overview from 1979-2021. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 116, 2021.

<https://doi.org/10.1590/0074-02760210015>

COURA, J. R.; FERNANDAS, O.; AROLEDA, M.; BARRET, T. V.; CARRARA, N.; DEGRAVE, W.; CAMPBELL, D. A. Human infection by *Trypanosoma rangeli* in the Brazilian Amazon. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 90, n. 3, p. 278-279, 1996. [https://doi.org/10.1016/S0035-9203\(96\)90247-3](https://doi.org/10.1016/S0035-9203(96)90247-3)

COURA, J. R.; VIÑAS, P. A.; JUNQUEIRA, A. C. V. Ecoepidemiology, short history and control of Chagas disease in the endemic countries and the new challenge for non-endemic countries. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 109, p. 856-862, 2014.

<https://doi.org/10.1590/0074-0276140236>

CRUZ-SALAZAR, B.; RUIZ-MONTOYA, L. Population viability analysis of common marsupials, *Didelphis marsupialis* and *Didelphis virginiana*, in a scenario of constant loss of native vegetation. **Mammalia**, v. 84, n. 5, p. 475-482, 2020.

<https://doi.org/10.1515/mammalia-2019-0130>

CUGLOVICI, B. D. C.; REIS-CUNHA, J. L.; CARVALHO, A. U.; RIBEIRO, M. F. Epidemiologic aspects of an outbreak of *Trypanosoma vivax* in a dairy cattle herd in Minas

Gerais state, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 169, n. 3-4, p. 320-326, 2010.

<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.041>

CUNNINGHAM, A. A.; DASZAK, P.; WOOD, J. L. N. One Health, emerging infectious diseases and wildlife: two decades of progress? **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 372, n. 1725, p. 20160167, 2017.

<https://doi.org/10.1098/rstb.2016.0167>

CUTLER, S. J.; FOOKS, A. R.; VAN DER POEL, W. Public health threat of new, reemerging, and neglected zoonoses in the industrialized world. **Emerging Infectious Diseases**, v. 16, n. 1, p. 1, 2010. <https://doi.org/10.3201/eid1601.081467>

DA NÓBREGA, A. A.; DE ARAÚJO, W. N.; VASCONCELOS, A. M. N. Mortality due to Chagas disease in Brazil according to a specific cause. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 91, n. 3, p. 528, 2014. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.13-0574>

DA SILVA, F. M.; MARCILI, A.; ORTIZ, P. A.; EPIPHANIO, S.; CAMPANER, M.; CATÃO-DIAS, J. L.; SHAW, J. J.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogenetic, morphological and behavioural analyses support host switching of *Trypanosoma (Herpetosoma) lewisi* from domestic rats to primates. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 10, n. 4, p. 522-529, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2010.02.005>

DAHMANA, H.; GRANJON L.; DIAGNE, C.; DAVOUST, B.; FENOLLAR, F.; MEDIANNIKOV, O. Rodents as hosts of pathogens and related zoonotic disease risk. **Pathogens**, v. 9, n. 3, p. 202, 2020. <https://doi.org/10.3390/pathogens9030202>

D'ALESSANDRO, A.; SARAVIA, N. G. *Trypanosoma rangeli*. In: **Parasitic Protozoa**. San Diego: Academic Press, v. 2, 2 ed., p. 1-54., 1992.

DARIO, M. A.; PAVAN, M. G.; RODRIGUES, M. S.; LISBOA, C. V.; KLUYBER, D.; DESBIEZ, A. L. J.; HERRERA, H. M.; ROQUE, A. L. R.; LIMA, L.; TEIXEIRA, M. M. G.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma rangeli* genetic, mammalian hosts, and geographical diversity from five Brazilian biomes. **Pathogens**, v. 10, n. 6, p. 736, 2021.

<https://doi.org/10.3390/pathogens10060736>

DARIO, M. A.; RODRIGUES, M. S.; BARROS, J. H. S.; XAVIER, S. C. C.; D'ANDREA, P. S.; ROQUE, A. L. R.; JANSEN, A. M. Ecological scenario and *Trypanosoma cruzi* DTU characterization of a fatal acute Chagas disease case transmitted orally (Espírito Santo state, Brazil). **Parasites & Vectors**, v. 9, n. 1, p. 1-14, 2016.

DASZAK, P.; CUNNINGHAM, A. A.; HYATT, A. D. Emerging infectious diseases of wildlife threats to biodiversity and human health. **Science**, v. 287, n. 5452, p. 443-449, 2000. <https://doi.org/10.1126/science.287.5452.443>

DAVIS, A. K.; MANEY, D. L.; MAERZ, J. C. The use of leukocyte profiles to measure stress in vertebrates: a review for ecologists. **Functional Ecology**, v. 22, n. 5, p. 760-772, 2008. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2435.2008.01467.x>

DEANE, M. P.; LENZI, H. L.; JANSEN, A. M., Double development cycle of *Trypanosoma cruzi* in the opossum. **Parasitology Today**, v. 2, p. 146-147, 1986. [https://doi.org/10.1016/0169-4758\(86\)90181-X](https://doi.org/10.1016/0169-4758(86)90181-X)

DE CARLI, G. A. Exame de Sangue. In: DE CARLI, G. A. **Parasitologia clínica: Seleção de métodos e técnicas de laboratório para diagnóstico das parasitoses humanas**. Atheneu: São Paulo, 1. ed., p. 291-312, 2001.

DE NOYA, A. B.; DÍAZ-BELLO, Z.; COLMENARES, C.; RUIZ-GUEVARA, R.; MAURIELLO, L.; ZAVALA-JASPE, R.; SUAREZ, J. A.; NARANJO, L.; PAIVA, M.; RIVAS, L.; CASTRO, J.; MÁRQUES, J.; MENDOZA, I.; ACQUATELLA, H.; TORRES, J.; NOYA, O. Large urban outbreak of orally acquired acute Chagas disease at a school in Caracas, Venezuela. **The Journal of Infectious Diseases**, v. 201, n. 9, p. 1308-1315, 2010. <https://doi.org/10.1086/651608>

DE OLIVEIRA, E. C.; DA SILVEIRA, A. B. M.; LUQUETTI, A. O. Gastrointestinal Chagas Disease. In: ALTSCHEH, J. M.; FREILIJ, H. **Chagas Disease: A Clinical Approach**. Springer, p. 243-264, 2019. https://doi.org/10.1007/978-3-030-00054-7_12

DE SOUSA, K. C. M.; FERNANDES, M. P.; HERREA, H. M.; BENEVENUTE, J. L.; SANTOS, F. M.; ROCHA, F. L.; BARRETO, W. T. G.; MACEDO, G. C. M.; CAMPOS, J. B.; MARTINS, T. F.; PINTO, P. C. E. A.; PIRANDA, E. M.; CANÇADO, P. H. D.; MACHADO, E. Z.; ANDRÉ, M. R. Molecular detection of *Hepatozoon* spp. in domestic dogs and wild mammals in southern Pantanal, Brazil with implications in the transmission route. **Veterinary Parasitology**, v. 237, p. 37-46, 2017.

<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.02.023>

DE SOUZA, R. C. M.; BARBOSA, S. E.; SONODA, I. V.; AZEREDO, B. V.; ROMANHA, A. J.; DIOTAIUTI, L. Population dynamics of *Triatoma vitticeps* (Stål, 1859) in Itanhomi, Minas Gerais, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 103, p. 14-20, 2008.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02762008000100002>

DEMONER, L. C.; MAGRO, N. M.; DA SILVA, M. R. L.; ANTUNES, J. M.; A. P.; CALABUIG, C. I. P.; O'DWYER, L. H. *Hepatozoon* spp. infections in wild rodents in an area of endemic canine hepatozoonosis in southeastern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 7, n. 5, p. 859-864, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2016.04.002>

DE PAULA, M. B. C.; DA COSTA, I. N.; FREITAS, P. A.; LIMONGI, J. E.; NETO, A. A. P.; PINTO, R. M. C.; GONÇALVES, A. L. R.; COSTA-CRUZ, J. M. Occurrence of positivity for *Trypanosoma cruzi* in triatomine from municipalities in Southeastern Brazil, from 2002 to 2004. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 43, p. 9-14, 2010.

<https://doi.org/10.1590/S0037-86822010000100003>

DESQUESNES, M.; DÁVILA, A. M. R. Applications of PCR-based tools for detection and identification of animal trypanosomes: a review and perspectives. **Veterinary Parasitology**, v. 109, n. 3-4, p. 213-231, 2002. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(02\)00270-4](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(02)00270-4)

DESQUESNES, M.; GONZATTI, M.; SAZMAND, A.; THÉVENON, S.; BOSSARD, G.; BOULANGÉ, A.; GIMONNEAU, G.; TRUC, P.; HERDER, S.; RAVEL, S.; SERENO, D.; JAMONNEAU, V.; JITTAÁLAPONG, S.; JACQUIET, P.; SOLANO, P.; BERTHIER, D. A review on the diagnosis of animal trypanosomoses. **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 1, p. 1-24, 2022a. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05190-1>

DESQUESNES, M.; MILOCCO, C.; PUMHOM, P.; JITTAPALAPONG, S. Hemoparasites: detection, identification and cryopreservation. In: HERBRETEAU, V.; JITTAPALAPONG, S.; RERKAMNUAYCHOKE, W.; CHAVAL, Y.; COSSON, J. F.; MORAND, S. (Eds.). **Protocols for field and laboratory rodent studies**. Kasetsart University Press, p. 18-19, 2011.

DESQUESNES, M.; SAZMAND, A.; GONZATTI, M.; BOULANGÉ, A.; BOSSARD, G.; THÉVENON, S.; GIMONNEAU, G.; TRUC, P.; HERDER, S.; RAVEL, S.; SERENO, D.; WALECKX, E.; JAMONNEAU, V.; JACQUIET, P.; JITTAPALAPONG, S.; BERTHIER, D.; SOLANO, P.; HÉBERT, L. Diagnosis of animal trypanosomoses: Proper use of current tools and future prospects. **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 1, p. 1-22, 2022b.

<https://doi.org/10.1186/s13071-022-05352-1>

DIAS, J. C. P. Elimination of Chagas disease transmission: perspectives. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, p. 41-45, 2009. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000900007>

DIAS-LIMA, A. G.; SHERLOCK, Í. A. Sylvatic vectors invading houses and the risk of emergence of cases of Chagas disease in Salvador, State of Bahia, Northeast Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 95, p. 611-613, 2000.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02762000000500004>

DÍAZ, A. G.; RAGONE, P. G.; RUSMAN, F.; FLORIDIA-YAPUR, N.; BARQUEZ, R. M.; DÍAZ, M. M.; TOMASINI, N.; DIOSQUE, P. A novel genotype and first record of *Trypanosoma lainsoni* in Argentina. **Pathogens**, v. 9, p. 1-11, 2020.

<https://doi.org/10.3390/pathogens9090731>

DIOTAIUTI, L.; LOIOLA, C. F.; FALCÃO, P. L.; DIAS, J. C. P. The ecology of *Triatoma sordida* in natural environments in two different regions of the state of Minas Gerais, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 35, p. 237-245, 1993.

<https://doi.org/10.1590/S0036-46651993000300004>

DOBSON, A. Population dynamics of pathogens with multiple host species. **The American Naturalist**, v. 164, n. S5, p. S64-S78, 2004. <https://doi.org/10.1086/424681>

DOHERTY, M. L.; WINDLE, H.; VOORHEIS, H. P.; LARKIN, H.; CASEY, M.; CLERY, D.; MURRAY, M. Clinical disease associated with *Trypanosoma theileri* infection in a calf in Ireland. **The Veterinary Record**, v. 132, n. 26, p. 653-656, 1993.

<https://doi.org/10.1136/vr.132.26.653>

DUBEY, J. P.; HOWE, D. K.; FURR, M.; SAVILLE, W. J.; MARCH, A. E.; REED, S. M.; GRIGG, M. E. An update on *Sarcocystis neurona* infections in animals and equine protozoal myeloencephalitis (EPM). **Veterinary Parasitology**, v. 209, n. 1-2, p. 1-42, 2015.

<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.01.026>

EGAN, S. L.; TAYLOR, C. L.; AUSTEN, J. M.; BANKS, P. B.; AHLSTROM, L. A.; RYAN, U. M.; IRWIN, P. J.; OSKAM, C. L. Molecular identification of the *Trypanosoma (Herpetosoma) lewisi* clade in black rats (*Rattus rattus*) from Australia. **Parasitology Research**, v. 119, n. 5, p. 1691-1696, 2020. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06653-z>

FELSENSTEIN, J. Confidence limits on phylogenies: An approach using the bootstrap. **Evolution**, v. 39, p. 783-791, 1985.

FENOGLIO, M. S.; SRIVASTAVA, D.; VALLADARES, G.; CAGNOLO, L.; SALVO, A. Forest fragmentation reduces parasitism via species loss at multiple trophic levels. **Ecology**, v. 93, n. 11, p. 2407-2420, 2012. <https://doi.org/10.1890/11-2043.1>

FERMINO, B. R.; PAIVA, F.; VIOLA, L. B.; RODRIGUES, C. M. F.; GARCIA, H. A.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S. A.; SHEFERAW, D.; KISAKYEM J. J.; KATO, A.; JARED, C. A. G. S.; TEIXEIRA, M. M. G.; CAMARGO, E. P. Shared species of crocodylian trypanosomes carried by tabanid flies in Africa and South America, including the description of a new species from caimans, *Trypanosoma kaiowa* n. sp. **Parasites & Vectors**, v. 12, n. 1, p. 1-17, 2019. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3463-2>

FERREIRA, J. I. G. S. Descrição morfológica e Filogenia de parasitas do gênero *Trypanosoma* em pequenos mamíferos silvestres do Brasil. **Tese (Doutorado em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses)**. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal, Universidade de São Paulo, São Paulo, São Paulo. 64. p. 2020.

FERREIRA, J. I. G. S.; DA COSTA, A. P.; NUNES, P. H.; RAMIREZ, D.; FOURNIER, G. F. R.; SARAIVA, D.; TONHOSOLO, R.; MARCILI, A. New *Trypanosoma* species, *Trypanosoma gennarii* sp. nov., from South American marsupial in Brazilian Cerrado. **Acta Tropica**, v. 176, p. 249-255, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.08.018>

FERREIRA, J. I. G. S.; DA COSTA, A. P.; RAMIREZ, D.; ROLDAN, J. A. M.; SARAIVA, D.; FOUNIER, G. F. R. S.; SUE, A.; ZAMBELLI, E. R.; MINERVINO, A. H. H.; VERDADE, V. K.; GENNARI, S. M.; MARCILI, A. Anuran trypanosomes: phylogenetic evidence for new clades in Brazil. **Systematic Parasitology**, v. 91, n. 1, p. 63-70, 2015. <https://doi.org/10.1007/s11230-015-9558-z>

FITZWATER, S.; CALDERON, M.; LAFUENTE, C.; GALDOS-CARDENAS, G.; FERRUFINO, L.; VERASTEGUI, M.; GILMAN, R. H.; BERN, C. Polymerase chain reaction for chronic *Trypanosoma cruzi* infection yields higher sensitivity in blood clot than buffy coat or whole blood specimens. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 79, n. 5, p. 768-770, 2008.

FLYNN, J. J.; WYSS, A. R. Recent advances in South American mammalian paleontology. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 13, n. 11, p. 449-454, 1998. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(98\)01457-8](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(98)01457-8)

FOLEY, E. A.; KHATCHIKIAN, C. E.; HWANG, J.; ANCCA-JUÁREZ, J.; BORRINI-MAYORI, K.; QUISPE-MACHACA, V. R.; LEVY, M. Z.; BRISSON, D. Population structure of the Chagas disease vector, *Triatoma infestans*, at the urban–rural interface. **Molecular Ecology**, v. 22, n. 20, p. 5162-5171, 2013. <https://doi.org/10.1111/mec.12471>

FOLEY, J. A.; DEFRIES, R.; ASNER, G. P.; BARFORD, C.; BONAN, G.; CARPENTER, S. R.; CHAPIN, F. S.; COE, M. T.; DAILY, G. C.; GIBBS, H. K.; HELKOWSKI, J. H.; HOLLOWAY, T.; HOWARD, E. A.; KUCHARIK, C. J.; MONFREDA, C.; PATZ, J. A.; PRETICE, C.; RAMANKUTTY, N.; SNYDER, P. K. Global consequences of land use. **Science**, v. 309, n. 5734, p. 570-574, 2005. <https://doi.org/10.1126/science.1111772>

FONSECA, G. A. B. Lista anotada dos mamíferos do Brasil. **Occasional Papers in Conservation Biology**, v. 4, p. 1-38, 1996.

FORATTINI, O. P. Biogeografia, origem e distribuição da domiciliação de triatomíneos no Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 14, n. 3, p. 265-299, 1980.

FORATTINI, O. P.; ROCHA E SILVA, E. O.; FERREIRA, O. A.; RABELLO, W. X.; SANTOS, J. L. F.; DE LIMA, A. R. Aspectos ecológicos da tripanossomíase americana: XI-Domiciliação de *Panstrongylus megistus* e potencial enzoótico. **Revista de Saúde Pública**, v. 11, p. 527-550, 1977.

GALEN, S. C.; BORNER, J.; PERKINS, S. L.; WECKSTEIN, J. D. Phylogenomics from transcriptomic “bycatch” clarify the origins and diversity of avian trypanosomes in North America. **PloS One**, v. 15, n. 10, p. e0240062, 2020.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0240062>

GARCIA, H. A.; BLANCO, P. A.; RODRIGUES, A. C.; RODRIGUES, C. M. F.; TAKADA, C. S. A.; CAMPER, M.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Pan-American *Trypanosoma (Megatrypanum) trinaperronei* n. sp. in the white-tailed deer *Odocoileus virginianus* Zimmermann and its deer ked *Lipoptena mazamae* Rondani, 1878: morphological, developmental and phylogeographical characterisation. **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 1, p. 1-18, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04169-0>

GARCIA, H. A.; RODRIGUES, A. C.; MARTINKOVIC, F.; MINERVINO, A. H.; CAMPANER, M.; NUNES, V. L.; PAIVA, F.; HAMILTON, P. B.; TEIXEIRA, M. M. Multilocus phylogeographical analysis of *Trypanosoma (Megatrypanum)* genotypes from sympatric cattle and water buffalo populations supports evolutionary host constraint and close phylogenetic relationships with genotypes found in other ruminants. **International Journal for Parasitology**, v. 41, n. 13-14, p. 1385-1396, 2011.

<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2011.09.001>

GARCIA, M. N.; O'DAY, S.; FISHER-HOCH, S.; GORCHAKOV, R.; PATINO, R.; ARROYO, T. P. F.; LAING, S. T.; LOPEZ, J. E.; INGBER, A.; JONES, K. M.; MURRAY, K. O. One health interactions of Chagas disease vectors, canid hosts, and human residents

along the Texas-Mexico border. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 10, n. 11, p. e0005074, 2016. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005074>

GARDNER, A. L. (Ed.). **Mammals of South America**: marsupials, xenarthrans, shrews, and bats. Chicago: University of Chicago Press, v. 1, 2008.

GASPE, M. S.; FERNÁNDEZ, M. P.; CARDINAL, M. V.; ENRIQUEZ, G. F.; RODRÍGUEZ-PLANES, L.; MACCHIAVERNA, N. P.; GÜRTLER, R. E. Urbanization, risk stratification and house infestation with a major vector of Chagas disease in an endemic municipality of the Argentine Chaco. **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 1, p. 1-14, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04182-3>

GHOSH, P. R.; SAHU, A.; MAITI, B. R. Leucocyte responses to fighting in the adult male bandicoot rat. **Cells Tissues Organs**, v. 115, n. 3, p. 263-265, 1983. <https://doi.org/10.1159/000145698>

GOTTDENKER, N. L.; CHAVES, L. F.; CALZADA, J. E.; SALDAÑA, A.; CARROLL, R. C. Host life history strategy, species diversity, and habitat influence *Trypanosoma cruzi* vector infection in changing landscapes. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 6, n. 11, p. e1884, 2012. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001884>

GIZAW, Y.; MEGERSA, M.; FAYERA, T. Dourine: a neglected disease of equids. **Tropical Animal Health and Production**, v. 49, n. 5, p. 887-897, 2017. <https://doi.org/10.1007/s11250-017-1280-1>

GONÇALVES, C. S.; ÁVILA, A. R.; DE SOUZA, W.; MOTTA, M. C. M.; CAVALCANTI, D. P. Revisiting the *Trypanosoma cruzi* metacyclogenesis: morphological and ultrastructural analyses during cell differentiation. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 1-14, 2018. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2664-4>

GONÇALVES, R. V. S.; CARDOSO, J. C. F.; OLIVEIRA, P. E.; OLIVEIRA, D. C. Changes in the Cerrado vegetation structure: insights from more than three decades of ecological succession. **Web Ecology**, v. 21, n. 1, p. 55-64, 2021. <http://doi.org/10.5194/we-21-55-2021>

GONDIM, L. F. P.; SOARES, R. M.; MORÉ, G.; DE JESUS, R. F.; LLANO, H. A. B. *Sarcocystis neurona* and related *Sarcocystis* spp. shed by opossums (*Didelphis* spp.) in South America. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 30, 2021.

<https://doi.org/10.1590/S1984-29612021059>

GOURBIÈRE, S.; DORN, P.; TRIPET, F.; DUMONTEIL, E. Genetics and evolution of triatomines: from phylogeny to vector control. **Heredity**, v. 108, n. 3, p. 190-202, 2012.

<https://doi.org/10.1038/hdy.2011.71>

GUHL, F.; PINTO, N.; AGUILERA, G. Sylvatic triatominae: a new challenge in vector control transmission. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, p. 71-75, 2009.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000900012>

GULAS-WROBLEWSKI, B. E.; KAIRIS, R. B.; GORCHAKOC, R.; WHELESS, A.; MURRAY, K. O. Optimization of DNA extraction from field-collected mammalian whole blood on filter paper for *Trypanosoma cruzi* (Chagas Disease) detection. **Pathogens**, v. 10, p. 1-8, 2021. <https://doi.org/10.3390/pathogens10081040>

GÜRTLER, R. E.; CARDINAL, M. V. Reservoir host competence and the role of domestic and commensal hosts in the transmission of *Trypanosoma cruzi*. **Acta Tropica**, v. 151, p. 32-50, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.05.029>

GÜRTLER, R. E.; FERNÁNDEZ, M. D. P.; CARDINAL, M. V. Eco-Epidemiology of Vector-Borne Transmission of *Trypanosoma cruzi* in Domestic Habitats. In: GUARNERI, A.; LORENZO, M. (Eds). **Triatominae - The Biology of Chagas Disease Vectors**. Springer, v. 5, p. 447-489. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-64548-9>

HAMILTON, P. B.; ADAMS, E. R.; NJIOKOU, F.; GIBSON, W. C.; CUNY, G.; HERDER, S. Phylogenetic analysis reveals the presence of the *Trypanosoma cruzi* clade in African terrestrial mammals. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 9, n. 1, p. 81-86, 2009.

<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2008.10.011>

HAMILTON, P. B.; GIBSON, W. C.; STEVENS, J. R. Patterns of co-evolution between trypanosomes and their hosts deduced from ribosomal RNA and protein-coding gene

phylogenies. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 44, n. 1, p. 15-25, 2007.

<https://doi.org/10.1016/j.ympev.2007.03.023>

HAMILTON, P. B.; STEVENS, J. R. Classification and phylogeny of *Trypanosoma cruzi*. In: TELLERIA, J.; TIBAYRENC, M. (Eds.). **American Trypanosomiasis Chagas Disease**. One hundred years of research. Elsevier, 2. ed., 2017. p. 321-344. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-801029-7.00015-0>

HAMILTON, P. B.; STEVENS, J. R.; GAUNT, M. W.; GIDLEY, J.; GIBSON, W. C, Trypanosomes are monophyletic: evidence from genes for glyceraldehyde phosphate dehydrogenase and small subunit ribosomal RNA. **International Journal for Parasitology**, v. 34, n. 12, p. 1393-1404, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2004.08.011>

HAMILTON, P. B.; TEIXEIRA, M. M. G.; STEVENS, J. R. The evolution of *Trypanosoma cruzi*: the ‘bat seeding’ hypothesis. **Trends in Parasitology**, v. 28, n. 4, p. 136-141, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2012.01.006>

HERBRETEAU, V.; CHAVAL, Y.; MORAND, S. Blood collection. In: HERBRETEAU, V.; JITTAPALAPONG, S.; RERKAMNUAYCHOKE, W.; CHAVAL, Y.; COSSON, J. F.; MORAND, S. (Eds.). **Protocols for Field and Laboratory Rodent Studies**. Kasetsart University Press, p. 10-13, 2011.

HERNANDEZ, S. E.; STRONA, A. L. S.; LEINER, N. O.; SUZÁN, G.; ROMANO, M. C. Seasonal changes of faecal cortisol metabolite levels in *Gracilinanus agilis* (Didelphimorphia: Didelphidae) and its association to life histories variables and parasite loads. **Conservation Physiology**, v. 6, n. 1, p. coy021, 2018. <https://doi.org/10.1093/conphys/coy021>

HERRERA, H. M.; DÁVILA, A. M.; NOREK, A.; ABREU, U. G.; SOUZA, S. S.; D’ANDREA, P. S.; JANSEN, A. M. Enzootiology of *Trypanosoma evansi* in Pantanal, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 125, n. 3-4, p. 263-275, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.07.013>

HERRERA, H. M.; ROCHA, F. L.; LISBOA, C. V.; RADEMAKER, V.; MOURÃO, G. M.; JANSEN, A. M. Food web connections and the transmission cycles of *Trypanosoma cruzi*

and *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) in the Pantanal Region, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 105, n. 7, p. 380-387, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2011.04.008>

HERRERA, L.; D'ANDREA, P. S.; XAVIER, S. C. C.; MANGIA, R. H.; FERNANDES, O.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* infection in wild mammals of the National Park 'Serra da Capivara' and its surroundings (Piauí, Brazil), an area endemic for Chagas disease. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 99, n. 5, p. 379-388, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2004.07.006>

HOARE, C. A. **The trypanosomes of mammals**. A zoological monograph. Blackwell Scientific Publications, 1972.

HOSSACK, B. R.; LOWE, W. H.; HONEYCUTT, R. K.; PARKS, S. A.; CORN, P. S. Interactive effects of wildfire, forest management, and isolation on amphibian and parasite abundance. **Ecological Applications**, v. 23, p.479-492, 2013. <https://doi.org/10.1890/12-0316.1>

HUSSAIN, K; BRODIE, B.; OTT, R. S.; MONTEALEGRE, F. Prevalence of *Trypanosoma theileri* in cows and fetuses at slaughter. **American Journal of Veterinary Research**, v. 46, n. 6, p. 1256-1258, 1985.

IBRAHIM, M. A. M.; WEBER, J. S.; NGOMTCHO, S. C. H.; SIGNABOUBO, D.; BERGER, P.; HASSANE, H. M.; KELM, S. Diversity of trypanosomes in humans and cattle in the HAT foci Mandoul and Maro, Southern Chad - A matter of concern for zoonotic potential? **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 15, n. 6, p. e0009323, 2021. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009323>

JAIMES-DUEÑEZ, J.; TRIANA-CHÁVEZ, O.; MEJÍA-JARAMILLO, A. M. Spatial-temporal and phylogeographic characterization of *Trypanosoma* spp. in cattle (*Bos taurus*) and buffaloes (*Bubalus bubalis*) reveals transmission dynamics of these parasites in Colombia. **Veterinary Parasitology**, v. 249, p. 30-42, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.11.004>

JANSEN, A. M.; LEON, L.; MACHADO, G. M.; DA SILVA, M. H.; SOUZA-LEÃO, S. M.; DEANE, M. P. *Trypanosoma cruzi* in the opossum *Didelphis marsupialis*: parasitological and serological follow-up of the acute infection. **Experimental Parasitology**, v. 73, n. 3, p. 249-259, 1991. [https://doi.org/10.1016/0014-4894\(91\)90096-F](https://doi.org/10.1016/0014-4894(91)90096-F)

JANSEN, A. M.; MADEIRA, F. B.; DEANE, M. P. *Trypanosoma cruzi* infection in the opossum *Didelphis marsupialis*: absence of neonatal transmission and protection by maternal antibodies in experimental infections. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 89, n. 1, p. 41-45, 1994. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761994000100008>

JANSEN, A. M.; MORIEARTY, P. L.; CASTRO, B. G.; DEANE, M. P. *Trypanosoma cruzi* in the opossum *Didelphis marsupialis*: an indirect fluorescent antibody test for the diagnosis and follow-up of natural and experimental infections. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 79, n. 4, p. 474-477, 1985. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(85\)90069-0](https://doi.org/10.1016/0035-9203(85)90069-0)

JANSEN, A. M.; XAVIER, S. C. C.; ROQUE, A. L. R. Landmarks of the knowledge and *Trypanosoma cruzi* biology in the wild environment. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 10, p. 10, 2020. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2020.00010>

JANSEN, A. M.; XAVIER, S. C. C.; ROQUE, A. L. R. The multiple and complex and changeable scenarios of the *Trypanosoma cruzi* transmission cycle in the sylvatic environment. **Acta Tropica**, v. 151, p. 1-15, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.07.018>

JANSEN, A. M.; XAVIER, S. C. C.; ROQUE, A. L. R. The multiple and complex and changeable scenarios of the *Trypanosoma cruzi* transmission cycle in the sylvatic environment. **Acta Tropica**, v. 151, p. 1-15, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.07.018>

JANSEN, A. M.; XAVIER, S. C. C.; ROQUE, A. L. R. *Trypanosoma cruzi* transmission in the wild and its most important reservoir hosts in Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 11, p. 1-25, 2018. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-3067-2>

JANSEN, A.; M. Marsupiais Didelfídeos: gambás e cuícas. In: ANDRADE, A.; PINTO, S. C.; OLIVEIRA, R. S. **Animais de laboratório: criação e experimentação**. Editora FIOCRUZ: Rio de Janeiro, v. 1, p. 167-173, 2002.

JIMÉNEZ, F. A.; CATZEFLIS, F.; GARDNER, S. L. Structure of parasite component communities of didelphid marsupials: insights from a comparative study. **Journal of Parasitology**, v. 97, n. 5, p. 779-787, 2011. <https://doi.org/10.1645/GE-2711.1>

JOSLIN, J. O. Blood collection techniques in exotic small mammals. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v. 18, n. 2, p. 117-139, 2009. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2009.04.002>

KARESH, W. B.; DPHIL, A. D.; LLOYD-SMITH, J. O.; LUBROTH, J.; DIXON, M. A.; BENNETT, M.; ALDRISH, S.; HARRINGTON, T.; FORMENTY, P.; LOH, E. H.; MCHALABA, C. C.; THOMAS, M. J.; HEYMANN, D. L. Ecology of zoonoses: natural and unnatural histories. **The Lancet**, v. 380, n. 9857, p. 1936-1945, 2012. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(12\)61678-X](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(12)61678-X)

KEESING, F.; BELDEN, L. K.; DASZAK, P.; DOBSON, A.; HARVELL, C. D.; HOLT, R. D.; HUDSON, P.; JOLLES, A.; JONES, K. E.; MITCHELL, C. E.; MYERS, S. S.; BOGICH, T.; OSTFELD, R. S. Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. **Nature**, v. 468, n. 7324, p. 647, 2010. <https://doi.org/10.1038/nature0957>

KEESING, F.; HOLT, R. D.; OSTFELD, R. S. Effects of species diversity on disease risk. **Ecology Letters**, v. 9, n. 4, p. 485-498, 2006. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2006.00885>

KEESING, F.; YOUNG, T. P. Cascading Consequences of the Loss of Large Mammals in an African Savanna. **BioScience**, v. 64, p.487–495, 2014. <https://doi.org/10.1093/biosci/biu059>

KHATCHIKIAN, C. E.; FOLEY, E. A.; BARBU, C. M.; HWANG, J.; ANCCA-JUÁREZ, J.; BORRINI-MAYORI, K.; QUISPE-MACHACA, V. R.; NAQUIRA, C.; BRISSON, D.; LEVY, M. L. Population structure of the Chagas disease vector *Triatoma infestans* in an urban environment. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 9, n. 2, p. e0003425, 2015. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0003425>

KOSTYGOV, A. Y.; FROLOV, A. O.; MALYSHEVA, M. A.; GANYUKOVA, A. I.; DRACHKO, D.; YURCHENKO, V.; AGASOI, V. V. Development of two species of the *Trypanosoma theileri* complex in tabanids. **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 1, p. 1-16, 2022. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05212-y>

KOSTYGOV, A. Y.; KARNKOWSKA, A.; VOTÝPKA, J.; TASHYREVA, D.; MACISZEWSKI, K.; YURCHENKO, V.; LUKEŠ, J. Euglenozoa: taxonomy, diversity and ecology, symbioses and viruses. **Open Biology**, v. 11, n. 3, p. 200407, 2021. <https://doi.org/10.1098/rsob.200407>

KOTTEK, M.; GRIESER, J.; BECK, C.; RUDOLF, B.; RUBEL, F. World map of the Köppen-Geiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 15, n. 3, p. 259-263, 2006. <https://doi.org/10.1127/0941-2948/2006/0130>

KUMAR, S.; STECHER, G.; LI, M.; KNYAZ, C.; TAMURA, K. MEGA X: Molecular Evolutionary Genetics Analysis across computing platforms. **Molecular Biology and Evolution**, v. 35, p. 1547-1549, 2018.

LADIN, Z. S.; D'AMICO, V.; BAETENS, J. M.; ROTH, R. R.; SHRIVER, W. G. Long-term dynamics in local host-parasite interactions linked to regional population trends. **Ecosphere**, v. 7, p. e01420, 2016. <https://doi.org/10.1002/ecs2.1420>

LAINSON, R.; DA SILVA, F. M. M.; FRANCO, C. M. *Trypanosoma (Megatrypanum) saloboense* n. sp. (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) parasite of *Monodelphis emiliae* (Marsupialia: Didelphidae) from Amazonian Brazil. **Parasite**, v. 15, n. 2, p. 99-103, 2008. <https://doi.org/10.1051/parasite/2008152099>

LEE, B. Y.; BACON, K. M.; BOTTAZZI, M. E.; HOTEZ, P. J. Global economic burden of Chagas disease: a computational simulation model. **The Lancet Infectious Diseases**, v. 13, n. 4, p. 342-348, 2013. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(13\)70002-1](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(13)70002-1)

LEGEY, A. P.; PINHO, A. P.; S.; XAVIER, S. C. C.; LEON, L. L.; JANSEN, A. M. Humoral immune response kinetics in *Philander opossum* and *Didelphis marsupialis* infected and immunized by *Trypanosoma cruzi* employing an immunofluorescence antibody

test. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 94, p. 371-376, 1999.

<https://doi.org/10.1590/S0074-02761999000300016>

LEGEY, A. P.; PINHO, A. P.; XAVIER, S. C. C.; CARREIRA, J. C.; LEON, L. L.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* in marsupial didelphids (*Philander frenata* and *Didelphis marsupialis*): differences in the humoral immune response in natural and experimental infections. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 36, p. 241-248, 2003.

<https://doi.org/10.1590/S0037-86822003000200008>

LESSA, L. G.; GEISE, L. Food habits and carnivory by a small size opossum, *Gracilinanus agilis* (Didelphimorphia: Didelphidae). **Mastozoología Neotropical**, v. 21, n. 1, p. 139-143, 2014.

LEVY, M. Z.; BARBU, C. M.; CASTILLO-NEYRA, R.; QUISPE-MACHACA, V. R.; ANCCA-JUAREZ, J.; ESCALANTE-MEJIA, P. E.; BORRINI-MAYORI, K.; NIEMIERKO, M.; MABUD, T. S.; BEHRMAN, J. R.; NAQUIEA-VELARDE, C. Urbanization, land tenure security and vector-borne Chagas disease. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 281, n. 1789, p. 20141003, 2014. <https://doi.org/10.1098/rspb.2014.1003>

LIDANI, K. C. F.; ANDRADE, F. A.; BAVIA, L.; DAMASCENO, F. S.; BELTRAME, M. H.; MESSIAS-REASON, I. J.; SANDRI, T. L. Chagas disease: From discovery to a worldwide health problem. **Frontiers in Public Health**, v. 7, p. 166, 2019.

<https://doi.org/10.3389/fpubh.2019.00166>

LIMA, L.; DA SILVA, F. M.; NEVES, L.; ATTIAS, M.; TAKATA, C. S. A.; CAMPANER, M.; SOUZA, W.; HAMILTON, P. B.; TEIXEIRA, M. M. G. Evolutionary insights from bat trypanosomes: morphological, developmental and phylogenetic evidence of a new species, *Trypanosoma (Schizotrypanum) erneyi* sp. nov., in African bats closely related to *Trypanosoma (Schizotrypanum) cruzi* and allied species. **Protist**, v. 163, n. 6, p. 856-872, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.protis.2011.12.003>

LIMA, L.; ESPINOSA-ÁLVAREZ, O.; HAMILTON, P. B.; NEVES, L.; TAKATA, C. S. A.; CAMPANER, M.; ATTIAS, M.; DE SOUZA, W.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. *Trypanosoma livingstonei*: a new species from African bats supports the bat seeding

hypothesis for the *Trypanosoma cruzi* clade. **Parasites & Vectors**, v. 6, n. 1, p. 1-17, 2013. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-221>

LIMA, L.; ESPINOSA-ÁLVAREZ, O.; PINTO, C. M.; CAVAZZANA JUNIOR, M.; PAVAN, A. C.; CARRANZA, J. C.; LIM, B. K.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S. A.; CAMARGO, E. P.; HAMILTON, P. B.; TEIXEIRA, M. M. G. New insights into the evolution of the *Trypanosoma cruzi* clade provided by a new trypanosome species tightly linked to Neotropical *Pteronotus* bats and related to an Australian lineage of trypanosomes. **Parasites & Vectors**, v. 8, n. 1, p. 1-18, 2015. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-1255-x>

LINARDI, P. M.; BOTELHO, J. R. Prevalence of *Trypanosoma lewisi* in *Rattus norvegicus* from Belo Horizonte, State of Minas Gerais, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 97, p. 411-414, 2002. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762002000300024>

LISBOA, C. V.; MONTEIRO, R. V.; MARTINS, A. F.; XAVIER, S. C. C.; LIMA, V. S.; JANSEN, A. M. Infection with *Trypanosoma cruzi* TcII and TcI in free-ranging population of lion tamarins (*Leontopithecus* spp): an 11-year follow-up. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 110, p. 394-402, 2015. <https://doi.org/10.1590/0074-02760140400>

LIZUNDIA, R.; NEWMAN, C.; BUESCHING, C. D.; NGUGI, D.; BLAKE, D.; SIN, Y. W.; MACDONALD, D. W.; WILSON, A.; MCKEEVER, D. Evidence for a role of the host-specific flea (*Paraceras melis*) in the transmission of *Trypanosoma (Megatrypanum) pestanaei* to the European badger. **PLoS One**, v. 6, n. 2, p. e16977, 2011. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0016977>

LLEWELLYN, M. S.; MESSENGER, L. A.; LUQUETTI, A. O.; GARCIA, L.; TORRICO, F.; TAVARES, S. B. N.; CHEAIB, B.; DEROME, N.; DELEPINE, M.; BAULARD, C.; DELEUZE, J. F.; SAUER, S.; MILES, M. A. Deep sequencing of the *Trypanosoma cruzi* GP63 surface proteases reveals diversity and diversifying selection among chronic and congenital Chagas disease patients. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 9, n. 4, p. e0003458, 2015. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0003458>

LOPES, C. M. T.; MENNA-BARRETO, R. F. S.; PAVAN, M. G.; PEREIRA, M. C. S.; ROQUE, A. L. R. *Trypanosoma janseni* n. sp. (Trypanosomatida: Trypanosomatidae) isolated from *Didelphis aurita* (Mammalia: Didelphidae) in the Atlantic Rainforest of Rio de Janeiro, Brazil: integrative taxonomy and phylogeography within the *Trypanosoma cruzi* clade. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 113, p. 45-55, 2018.

<https://doi.org/10.1590/0074-02760170297>

LOPES, G. P.; LEINER, N. O. Semelparity in a population of *Gracilinanus agilis* (Didelphimorphia: Didelphidae) inhabiting the Brazilian cerrado. **Mammalian Biology**, v. 80, n. 1, p. 1-6, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.mambio.2014.08.004>

LOPES, S. F. Padrões florísticos e estruturais das Florestas Estacionais Semidecíduais do Triângulo Mineiro, MG. **Tese (Doutorado em Ecologia e Conservação de Recursos Naturais)**. Instituto de Biologia, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, Minas Gerais. 201p. 2010.

LUQUETTI, A. O.; MILES, M. A.; RASSI, A.; DE REZENDE, J. M.; DE SOUZA, A. A.; PÓVIA, M. M.; RODRIGUES, I. *Trypanosoma cruzi*: zymodemes associated with acute and chronic Chagas' disease in central Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 80, n. 3, p. 462-470, 1986. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(86\)90347-0](https://doi.org/10.1016/0035-9203(86)90347-0)

MACÊDO, H. S.; MARÇAL JÚNIOR, O. Distribuição de vetores da doença de Chagas em nível domiciliar: um estudo na zona rural de Uberlândia (MG). **Caminhos da Geografia**, v. 3, p. 50-66, 2004.

MACEDO, J.; LORETTO, D.; VIEIRA, M. V.; CERQUEIRA, R. Classes de desenvolvimento em marsupiais: um método para animais vivos. **Mastozoologia Neotropical**, v. 13, n. 1, p. 133-136, 2006.

MADEIRA, M. F.; SOUSA, M. A.; BARROS, J. H. S.; FIGUEIREDO, F. B.; FAGUNDES, A.; SCHUBACH, A.; DE PAULA, C. C.; FAISAAL, B. N. S.; FONSEXA, T. S.; THOMA, H. K.; MARZOCHI, M. C. A. *Trypanosoma caninum* n. sp. (Protozoa: Kinetoplastida) isolated from intact skin of a domestic dog (*Canis familiaris*) captured in Rio de Janeiro,

Brazil. **Parasitology**, v. 136, n. 4, p. 411-423, 2009.

<https://doi.org/10.1017/S003118200900554X>

MARCILI, A.; LIMA, L.; VALENTE, V. C.; VALENTE, S. A.; BATISTA, J. S.; JUNQUEIRA, A. C. V.; SOUZA, A. I.; DA ROSA, J. A.; CAMPANER, M.; LEWIS, M. D.; LLEWELLYN, M. S.; MILES, M. A.; TEIXEIRA, M. M. G. Comparative phylogeography of *Trypanosoma cruzi* TCIc: new hosts, association with terrestrial ecotopes, and spatial clustering. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 9, n. 6, p. 1265-1274, 2009.

<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2009.07.003>

MARES, M. A.; ERNEST, K. A.; GETTINGER, D. D. Small mammal community structure and composition in the Cerrado Province of central Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 2, n. 4, p. 289-300, 1986. <https://doi.org/10.1017/S0266467400000948>

MARES-GUIA, M. A. M. M.; MOREIRA, N. S.; MONTEIRO, R. V.; BARREIRA, J. D.; ROQUE, A. L. R. Técnicas de contenção química de pequenos mamíferos silvestres: princípios éticos e do bem-estar animal no campo. In: LEMOS, E. R. S.; D'ANDEA, P. S. **Trabalho de campo com animais: procedimentos, riscos e biossegurança**. Editora FIOCRUZ: Rio de Janeiro, v. 1, p. 95-103, 2014.

MARIN-NETO, J. A.; CUNHA-NETO, E.; MACIEL, B. C.; SIMÕES, M. V. Pathogenesis of chronic Chagas heart disease. **Circulation**, v. 115, n. 9, p. 1109-1123, 2007.

<https://doi.org/10.1161/CIRCULATIONAHA.106.624296>

MARTINS SANTOS, F.; DE MACEDO, G. C.; BARRETO, W. T. G.; OLIVEIRA-SANTOS, L. G. R.; GARCIA, C. M.; MOURÃO, G. M.; PORFÍRIO, G. E. O.; MARINO, E. D.; ANDRÉ, M. R.; PERLES, L.; DE OLIVEIRA, C. E.; DE ANDRADE, G. B.; JANSEN, A. M.; HERRERA, H. M. Outcomes of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* infections on health of Southern coati (*Nasua nasua*), crab-eating fox (*Cerdocyon thous*), and ocelot (*Leopardus pardalis*) in the Brazilian Pantanal. **PLoS One**, v. 13, n. 8, p. e0201357, 2018. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0201357>

- MARTINS-MELO, F. R.; ALENCAR, C. H.; RAMOS JÚNIOR, A. N.; HEUKELBACH, J. Epidemiology of mortality related to Chagas' disease in Brazil, 1999–2007. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 6, n. 2, p. e1508, 2012. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001508>
- MARTINS-MELO, F. R.; CARNEIRO, M.; RIBEIRO, A. L. P.; BEZERRA, J. M. T.; WERNECK, G. L. Burden of Chagas disease in Brazil, 1990–2016: Findings from the Global Burden of Disease Study 2016. **International Journal for Parasitology**, v. 49, n. 3-4, p. 301-310, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2018.11.008>
- MARTINS-MELO, F. R.; CASTRO, M. C.; WERNECK, G. L. Levels and trends in Chagas disease-related mortality in Brazil, 2000–2019. **Acta Tropica**, v. 220, p. 105948, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2021.105948>
- MARTINS-MELO, F. R.; RAMOS JÚNIOR, A. N.; ALENCAR, C. H.; HEUKELBACH, J. Prevalence of Chagas disease in Brazil: a systematic review and meta-analysis. **Acta Tropica**, v. 130, p. 167-174, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2013.10.002>
- MASLOV, D. A.; OPPERDOES, F. R.; KOSTYGOV, A. Y.; HASIMI, H.; LUKEŠ, J.; YURCHENKO, V. Recent advances in trypanosomatid research: genome organization, expression, metabolism, taxonomy and evolution. **Parasitology**, v. 146, n. 1, p. 1-27, 2019. <https://doi.org/10.1017/S0031182018000951>
- MAYER, H. F. Infección experimental con *Trypanosoma cruzi* por via digestiva. **Anais do Instituto de Medicina Regional (Corrientes)**, v. 5, p. 43-8, 1961.
- MCINNES, L. M.; GILLET, A.; RYAN, U. M.; AUSTEN, J.; CAMPBELL, R. S. F.; HANGER, J.; REID, S. A. *Trypanosoma irwini* n. sp (Sarcomastigophora: Trypanosomatidae) from the koala (*Phascolarctos cinereus*). **Parasitology**, v. 136, n. 8, p. 875-885, 2009. <https://doi.org/10.1017/S0031182009006313>
- MCINNES, L. M.; HANGER, J.; SIMMONS, G.; REID, A. S.; RYAN, U. M. Novel trypanosome *Trypanosoma gilletti* sp. (Euglenozoa: Trypanosomatidae) and the extension of the host range of *Trypanosoma copemani* to include the koala (*Phascolarctos*

cinereus). **Parasitology**, v. 138, n. 1, p. 59-70, 2011.

<https://doi.org/10.1017/S0031182010000971>

MEHLHORN, H. Kinetoplastida. In: MEHLHORN, H. (Ed.). **Encyclopedia of Parasitology**. Springer, 4. ed., 2016.

MEIS, J.; CATRSO, R. S. S. **Manual para diagnóstico em doença de chagas para microscopistas de base no estado do Pará**. Rio de Janeiro, 2017. Disponível em:

<<http://chagas.fiocruz.br/wp-content/uploads/2018/08/02-Manual-de-Chagas-Diagramado.pdf>>. Acesso em 21 de set. de 2022.

MEISER, C. K.; SCHAUB, G. A. Xenodiagnosis. In: MEHLHORN, H. (Ed.). **Nature Helps...** Berlin: Springer, p. 273-299, 2011. https://doi.org/10.1007/978-3-642-19382-8_12

MELO, G. L.; SPONCHIADO, J. Distribuição geográfica de marsupiais no Brasil. In: CÁCERES, N. C. (Org.). **Os marsupiais do Brasil: Biologia, Ecologia e Conservação**. Campo Grande: Editora UFMS, p. 95-112, 2012.

MENDES, P. C.; LIMA, S. C.; DE PAULA, M. B. C.; DE SOUZA, A. A.; RODRIGUES, E. A. S.; LIMONGI, J. E. Chagas disease and the space distribution of captured triatomines in Uberlândia, Minas Gerais-Brazil. **Hygeia**, v. 3, p. 176-204, 2008.

MILES, M. A.; TOYE, P. J.; OSWALD, S. C.; GODFREY, D. G. The identification by isoenzyme patterns of two distinct strain-groups of *Trypanosoma cruzi*, circulating independently in a rural area of Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 71, n. 3, p. 217-225, 1977. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(77\)90012-8](https://doi.org/10.1016/0035-9203(77)90012-8)

MINTER-GOEDBLOED, E.; LEAKE, C. J.; MINTER, D. M.; MCNAMARA, J.; KIMBER, C.; BASTIEN, P.; EVANS, D. A.; LE RAY, D. *Trypanosoma varani* and *T. grayi*-like trypanosomes: Development in vitro and in insect hosts. **Parasitology Research**, v. 79, n. 4, p. 329-333, 1993. <https://doi.org/10.1007/BF00932190>

- MOLYNEUX, D. H. Diagnostic methods in animal trypanosomiasis. **Veterinary Parasitology**, v. 1, n. 1, p. 5-17, 1975. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(75\)90003-5](https://doi.org/10.1016/0304-4017(75)90003-5)
- MONCAYO, Á.; SILVEIRA, A. C. Current epidemiological trends of Chagas disease in Latin America and future challenges: Epidemiology, surveillance, and health policies. In: TELLERIA, J.; TIBAYRENC, M. (Eds.). **American Trypanosomiasis Chagas Disease**. One hundred years of research. Elsevier, 2. ed., p. 59-88, 2017.
- MONTEIRO, R. V.; DIETZ, J. M.; JANSEN, A. M. The impact of concomitant infections by *Trypanosoma cruzi* and intestinal helminths on the health of wild golden and golden-headed lion tamarins. **Research in Veterinary Science**, v. 89, n. 1, p. 27-35, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2010.01.001>
- MORENO, M. I. C.; SCHIAVINI, I. Relação entre vegetação e solo em um gradiente florestal na Estação Ecológica do Panga, Uberlândia (MG). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, n. 4, p. 537-544, 2001.
- MURTA, S. M. F.; GAZZINELLI, R. T.; BRENER, Z.; ROMANHA, A. J. Molecular characterization of susceptible and naturally resistant strains of *Trypanosoma cruzi* to benznidazole and nifurtimox. **Molecular and Biochemical Parasitology**, v. 93, n. 2, p. 203-214, 1998. [https://doi.org/10.1016/S0166-6851\(98\)00037-1](https://doi.org/10.1016/S0166-6851(98)00037-1)
- MUSSER, G. C.; CARLETON, M. D. Superfamily Muroidea. In: WILSON, D. E.; REEDER, D. A. M. (Eds.). **Mammals species of the world: a taxonomic and geographic reference**. Johns Hopkins University Press: Baltimore, v. 3, 3. ed. p. 894-1531.
- MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; DA FONSECA, G. A. B.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p.853–858, 2000. <https://doi.org/10.1038/35002501>
- NABARRO, L.; MORRIS-JONES, S.; MOORE, D. A. J. Arthropod-Borne Diseases. In: NABARRO, L.; MORRIS-JONES, S.; MOORE, D. A. J. **Peters' Atlas of Tropical Medicine and Parasitology**, Elsevier, 7 ed., cap. 1, p. 1-84, 2018. Il color.

NAIFF, R. D.; BARRETT, T. V. *Trypanosoma (Megatrypanum) lainsoni* n. sp. from *Mesomys hispidus* (Rodentia: Echimyidae) in Brazil: Trypomastigotes described from experimentally infected laboratory mice. **Parasite**, v. 20, p. 51, 2013.

<https://doi.org/10.1051/parasite/2013049>

NANTES, W. A. G.; BARRETO, W. T. G.; SANTOS, F. M.; DE MACEDO, G. C.; RUCCO, A. C.; ASSIS, W. O.; PORFÍRIO, G. E. O.; DE ANDRADE, G. B.; JANSEN, A. M.; GERRERA, H. M. The influence of parasitism by *Trypanosoma cruzi* in the hematological parameters of the white ear opossum (*Didelphis albiventris*) from Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brazil. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 9, p. 16-20, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.03.015>

NANTES, W. A. G.; SANTOS, F. M.; MACEDO, G. C.; BARRETO, W. T. G.; GONÇALVES, L. R.; RODRIGUES, M. S.; CHULLI, J. V. M.; RUCCO, A. C.; ASSIS, W. O.; PORFÍRIO, G. E. O.; OLIVEIRA, C. E.; XAVIER, S. C. C.; HERRERA, H. M.; JANSEN, A. M. Trypanosomatid species in *Didelphis albiventris* from urban forest fragments. **Parasitology Research**, v. 120, n. 1, p. 223-231, 2021.

<https://doi.org/10.1007/s00436-020-06921-y>

NEIDERUD, C. J. How urbanization affects the epidemiology of emerging infectious diseases. **Infection Ecology & Epidemiology**, v. 5, n. 1, p. 27060, 2015.

<https://doi.org/10.3402/iee.v5.27060>

NOIREAU, F; DIOSQUE, P.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi*: adaptation to its vectors and its hosts. **Veterinary Research**, v. 40, n. 2, p. 1-23, 2009.

<https://doi.org/10.1051/vetres/2009009>

NOYA, B. A.; GONZÁLEZ, O. N. An ecological overview on the factors that drives to *Trypanosoma cruzi* oral transmission. **Acta Tropica**, v. 151, p. 94-102, 2015.

<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.06.004>

NOYES, H.A.; STEVENS, J. R.; TEIXEIRA, M.; PHELAN, J.; HOLZ, P. A nested PCR for the ssrRNA gene detects *Trypanosoma binneyi* in the platypus and *Trypanosoma* sp. in

wombats and kangaroos in Australia. **International Journal for Parasitology**, v. 29, p. 331-339, 1999. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(98\)00167-2](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(98)00167-2)

NUNES, M. C. P.; DONES, W.; MORILLO, C. A.; ENCINA, J. J.; RIBEIRO, A. L. Chagas disease: an overview of clinical and epidemiological aspects. **Journal of the American College of Cardiology**, v. 62, n. 9, p. 767-776, 2013. <https://doi.org/10.1186/1678-9199-19-34>

OCHOA, J; MOLINA, C.; GINER, S. Inventario y estudio comunitario de los mamíferos del Parque Nacional Canaima, con una lista de las especies registradas para la Guayana venezolana. **Acta Científica Venezolana**, p. 245-62, 1993.

ODA, E.; SOLARI, A.; BOTTO-MAHAN, C. Effects of mammal host diversity and density on the infection level of *Trypanosoma cruzi* in sylvatic kissing bugs. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 28, n. 4, p. 384-390, 2014. <https://doi.org/10.1111/mve.12064>

OLIFIERS, N.; GENTILE, R.; FISZON, J. T. Relation between small-mammal species composition and anthropic variables in the Brazilian Atlantic Forest. **Brazilian Journal of Biology**, v. 65, n. 3, p. 495-501, 2005. <http://doi.org/10.1590/S1519-69842005000300015>

OLIFIERS, N.; JANSEN, A. M.; HERRERA, H. M.; BIANCHI, R. C.; D'ANDREA, P. S.; MOURÃO, G. M.; GOMPPER, M. E. Co-infection and wild animal health: effects of trypanosomatids and gastrointestinal parasites on coatis of the Brazilian Pantanal. **PLoS One**, v. 10, n. 12, p. e0143997, 2015. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143997>

OLIVEIRA, J. B.; HERNANDEZ-GAMBOA, J.; JIMÉNEZ-ALFARO, C.; ZELEDÓN, R.; BLANDÓN, M.; URBINA, A. First report of *Trypanosoma vivax* infection in dairy cattle from Costa Rica. **Veterinary Parasitology**, v. 163, n. 1-2, p. 136-139, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.03.051>

OROZCO, M. M.; ENRIQUEZ, G. F.; ALVARADO-OTEGUI, J. A.; CARDINAL, M. V.; SCHIJMAN, A. G.; KITRON, U.; GÜRTLER, R. E. New sylvatic hosts of *Trypanosoma cruzi* and their reservoir competence in the humid Chaco of Argentina: A longitudinal study.

The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, v. 88, n. 5, p. 872, 2013.

<https://doi.org/10.4269/ajtmh.12-0519>

ORTIZ, P. A.; GARCIA, H. A.; LIMA, L.; DA SILVA, F. M.; CAMPANER, M.; PEREIRA, C. L.; JITTAPALAPONG, S.; NEVES, L.; DESQUESNES, M.; CAMARGO, E. R.; TEIXEIRA, M. M. G. Diagnosis and genetic analysis of the worldwide distributed *Rattus*-borne *Trypanosoma (Herpetosoma) lewisi* and its allied species in blood and fleas of rodents. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 63, p. 380-390, 2018.

<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2017.09.001>

PARASURAMAN, S.; RAVEENDRAN, R.; KESAVAN, R. Blood sample collection in small laboratory animals. **Journal of Pharmacology & Pharmacotherapeutics**, v. 1, n. 2, p. 87, 2010. <https://doi.org/10.4103/0976-500X.72350>

PATTON, J. L.; PARDIÑAS, U. F. J.; D'ELÍA, G. (Eds.). **Mammals of South America: Rodents**. Chicago: University of Chicago Press, v. 2, 2015.

PATZ, J. A.; GRACZYK, T. K.; GELLER, N.; VITTOR, A. Y. Effects of environmental change on emerging parasitic diseases. **International Journal for Parasitology**, v. 30, n. 12-13, p. 1395-1405, 2000. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00141-7](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00141-7)

PEIG, J.; GREEN, A. J. New perspectives for estimating body condition from mass/length data: the scaled mass index as an alternative method. **Oikos**, v. 118, n. 12, p. 1883-1891, 2009. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2009.17643.x>

PEREIRA, P. C. M.; NAVARRO, E. C. Challenges and perspectives of Chagas disease: a review. **Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, v. 19, p. 1-17, 2013. <https://doi.org/10.1186/1678-9199-19-34>

PÉREZ-MOLINA, J. A.; MOLINA, I. Chagas disease. **The Lancet**, v. 391, n. 10115, p. 82-94, 2018. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(17\)31612-4](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(17)31612-4)

PERLES, L.; ROQUE, A. L. R.; D'ANDREA, P. S.; LEMOS, E. R. S.; SANTOS, A. F.; MORALES, A.C.; MACHADO, R. Z.; ANDRÉ, M. R. Genetic diversity of *Hepatozoon* spp.

in rodents from Brazil. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, p. 1-9, 2019.

<https://doi.org/10.1038/s41598-019-46662-2>

PESSÔA, S. B.; DE BIASI, P. *Trypanosoma cascavelli* sp. n. parasita da cascavel: *Crotalus durissus terrificus* (Laurenti). **Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro**, v. 15, p. 67–70. 1972.

PINAZO, M. J.; CAÑAS, E.; ELIZALDE, J. I.; GARCÍA, M.; GASCÓN, J.; GIMENO, J.; GOMEZ, J.; GUHL, F.; ORTIZ, V.; POSADA, E. J.; PUENTE, S.; REZENDE, J.; SALAS, J.; SARAIVA, J.; TORRICO, F.; TORRUS, D.; TREVIÑO, B. Diagnosis, management and treatment of chronic Chagas' gastrointestinal disease in areas where *Trypanosoma cruzi* infection is not endemic. **Gastroenterologia y Hepatologia**, v. 33, n. 3, p. 191-200, 2010.

<https://doi.org/10.1016/j.gastrohep.2009.07.009>

PINTO, A. G. S.; SCHUBACH, T. M. P.; FIGUEREDO, F. B.; BAPTISTA, C.; FAGUNDES, A.; BARROS, J. H. S.; DE PAULA, C. C.; TOMA, H. K.; MADEIRA, M. F. Isolation of *Trypanosoma caninum* in domestic dogs in Rio de Janeiro, Brazil. **Parasitology**, v. 137, n. 11, p. 1653-1660, 2010. <https://doi.org/10.1017/S0031182010000417>

PIRES, M. M.; MARTINS, E. G.; SILVA, M. N. F.; DOS REIS, S. F. *Gracilinanus microtarsus* (Didelphimorphia: Didelphidae). **Mammalian Species**, v. 42, n. 851, p. 33-40, 2010. <https://doi.org/10.1644/851.1>

POULIN, R **Evolutionary ecology of parasites**. Princeton University Press, 2011.

POULIN, R.; COMBES, C. The concept of virulence: interpretations and implications. **Parasitology today** (Personal ed.), v. 15, n. 12, p. 474-475, 1999.

[https://doi.org/10.1016/s0169-4758\(99\)01554-9](https://doi.org/10.1016/s0169-4758(99)01554-9)

POWER, M. L. Biology of *Cryptosporidium* from marsupial hosts. **Experimental Parasitology**, v. 124, n. 1, p. 40-44, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2009.07.014>

PRATA, A. Clinical and epidemiological aspects of Chagas disease. **The Lancet infectious diseases**, v. 1, n. 2, p. 92-100, 2001. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(01\)00065-2](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(01)00065-2)

PRONOVOST, H.; PETERSON, A.; CHAVEZ, B. G.; BLUM, M. J.; DUMONTEIL, E.; HERREA, C. Deep sequencing reveals multiclonality and new discrete typing units of *Trypanosoma cruzi* in rodents from the southern United States. **Journal of Microbiology, Immunology and Infection**, v. 53, n. 4, p. 622-633, 2020.

<https://doi.org/10.1016/j.jmii.2018.12.004>

RADEMAKER, V.; HERREA, H. M.; RAFFEL, T. R.; D'ANDREA, P. S.; FREITAS, T. P. T.; ABREU, U. G. P.; HUDSON, P. J.; JANSEN, A. M. What is the role of small rodents in the transmission cycle of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida Trypanosomatidae)? A study case in the Brazilian Pantanal. **Acta Tropica**, v. 111, p. 102-107, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2009.02.006>

RAMÍREZ, J. D.; HERNÁNDEZ, C. *Trypanosoma cruzi* I: Towards the need of genetic subdivision? Part II. **Acta Tropica**, v. 184, p. 53-58, 2018.

<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.05.005>

RANDOLPH, S. E.; DOBSON, A. D. M. Pangloss revisited: a critique of the dilution effect and the biodiversity-buffers-disease paradigm. **Parasitology**, v. 139, n. 7, p. 847-863, 2012.

<https://doi.org/10.1017/S0031182012000200>

RASSI JUNIOR, A.; RASSI, A.; MARIN-NETO, J. A. Chagas disease. **The Lancet**, v. 375, n. 9723, p. 1388-1402, 2010. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(10\)60061-X](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(10)60061-X)

REGLERO, M.; VICENTE, J.; ROUCO, C.; VILLAFUERTE, E.; GORTAZAR, C. *Trypanosoma* spp. infection in wild rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) during a restocking program in southern Spain. **Veterinary parasitology**, v. 149, n. 3-4, p. 178-184, 2007.

<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2007.08.001>

REPERANT, L. A.; HEGGLIN, D.; TANNER, I.; FISCHER, C.; DEPLAZES, P. Rodents as shared indicators for zoonotic parasites of carnivores in urban environments. **Parasitology**, v. 136, n. 3, p. 329-337, 2009. <https://doi.org/10.1017/S0031182008005428>

ROCHA E SILVA, E. O.; PATTOLI, D. B. G.; CAMARGO, J. C. Novo encontro do *Trypanosoma (Megatrypanum) freitasi*, parasita do gambá. **Revista de Saúde Pública**, v. 10, p. 121-124, 1976. <https://doi.org/10.1590/S0034-89101976000100011>

ROCHA, F. L.; ROQUE, A. L. R.; ARRAIS, R. C.; SANTOS, J. P.; LIMA, V. S.; XAVIER, S. C. C.; CORDEIR-ESTRELA, P.; D'ANDREA, P. S.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* TcI and TcII transmission among wild carnivores, small mammals and dogs in a conservation unit and surrounding areas, Brazil. **Parasitology**, v. 140, n. 2, p. 160-170, 2013. <https://doi.org/10.1017/S0031182012001539>

RUDOLF, V. H. W.; ANTONOVICS, J. Species coexistence and pathogens with frequency-dependent transmission. **The American Naturalist**, v. 166, n. 1, p. 112-118, 2005.

RODRIGUES, A. C.; GARCIA, H. A.; ORTIZ, P. A.; CORTEZ, A. P.; MARTINKOVIC, F.; PAIVA, F.; BATISTA, J. S.; MINERVINO, A. H.; CAMPANER, M.; PRAL, E. M.; ALFIERI, S. C.; TEIXEIRA, M. M. G. Cysteine proteases of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri*: cathepsin L-like gene sequences as targets for phylogenetic analysis, genotyping diagnosis. **Parasitology International**, v. 59, n. 3, p. 318-325, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2010.03.002>

RODRIGUES, A. C.; PAIVA, F.; CAMPANER, M.; STEVENS, J. R.; NOYES, H. A.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogeny of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri* and related trypanosomes reveals lineages of isolates associated with artiodactyl hosts diverging on SSU and ITS ribosomal sequences. **Parasitology**, v. 132, n. 2, p. 215-224, 2005. <https://doi.org/10.1017/S0031182005008929>

RODRIGUES, M. S.; LIMA, L.; XAVIER, S. C. C.; HERRERA, H. M.; ROCHA, F. L.; ROQUE, A. L. R.; TEIXEIRA, M. M. G.; JANSEN, A. M. Uncovering *Trypanosoma* spp. diversity of wild mammals by the use of DNA from blood clots. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 8, p. 171-181, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.02.004>

RODRÍGUEZ, I. M. I.; MIURA, S.; MAEDA, T.; IMAI, K.; SMITH, C.; VELASQUEZ, C. V.; HONDA, S.; HIRAYAMA, K. Analysis of the Chagas disease situation in Japan: A cross

sectional study and cost-effectiveness analysis of a Chagas disease screening program. **The Lancet Regional Health – Western Pacific**, p. 1-12, 2022.

<https://doi.org/10.1016/j.lanwpc.2022.100574>

ROMAN, F.; IÑIGUEZ, A. M.; YEO, M.; JANSEN, A. M. Multilocus sequence typing: Genetic diversity in *Trypanosoma cruzi* I (TcI) isolates from Brazilian didelphids. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 1-13, 2018a. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2696-9>

ROMAN, F.; XAVIER, S. C.; MESSENGER, L. A.; PAVAN, M. G.; MILES, M. A.; JANSEN, A. M.; YEO, M. Dissecting the phyloepidemiology of *Trypanosoma cruzi* I (TcI) in Brazil by the use of high-resolution genetic markers. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 12, n. 5, p. e0006466, 2018b. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006466>

ROQUE, A. L. R.; D'ANDREA, P. S.; DE ANDRADE, G. B.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi*: distinct patterns of infection in the sibling caviomorph rodent species *Thrichomys apereoides laurentius* and *Thrichomys pachyurus* (Rodentia, Echimyidae). **Experimental Parasitology**, v. 111, n. 1, p. 37-46, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2005.05.003>

ROQUE, A. L. R.; JANSEN, A. M. Wild and synanthropic reservoirs of *Leishmania* species in the Americas. **International Journal for Parasitology**, v. 3, n. 3, p. 251–262, 2014a. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2014.08.004>

ROQUE, A. L. R.; JANSEN, A. M. Reservatórios do *Trypanosoma cruzi* e sua relação com os vetores. In: GALVÃO, C. (Org.). **Vetores da doença de chagas no Brasil**. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, p. 75-87, 2014b.

ROQUE, A. L. R.; XAVIER, S. C. C.; ROCHA, M. G.; DUARTE, A. C. M.; D'ANDREA, P. S.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* transmission cycle among wild and domestic mammals in three areas of orally transmitted Chagas disease outbreaks. **American Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 79, n. 5, p. 742–749, 2008.

ROSA, R.; LIMA, S. C.; ASSUNÇÃO, W. L. Abordagem preliminar das condições climáticas de Uberlândia (MG). **Sociedade & Natureza**, v. 3, p. 91-108, 1991.

ROSSI, E. C.; FERRANDO, C. P. R.; DE OLIVEIRA, M. M.; LEINER, N. O. Ecologia de pequenos mamíferos não-voadores. In: VASCONCELOS, H. L. (Org.). **Ecologia e conservação dos cerrados, campos e florestas do Triângulo Mineiro e Sudeste de Goiás**. Uberlândia: Regência e Arte, p. 49-71, 2020. <https://doi.org/10.14393/UFU-978-65-86084-16-0>

RUSMAN, F.; FLORIDIA-YAPUR, N.; RAGONE, P. G.; DIOSQUE, P.; TOMASINI, N. Evidence of hybridization, mitochondrial introgression and biparental inheritance of the kDNA minicircles in *Trypanosoma cruzi* I. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 14, n. 1, p. e0007770, 2020. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007770>

SÁBATO, M. A. L.; MELO, L. F. B.; MAGNI, E. M. V.; YOUNG, R. J.; COELHO, C. M. A note on the effect of the full moon on the activity of wild maned wolves, *Chrysocyon brachyurus*. **Behavioural Processes**, v. 73, n. 2, p. 228-230, 2006. <http://doi.org/10.1016/j.beproc.2006.05.012>

SAITOU, N.; NEI, M. The neighbor-joining method: A new method for reconstructing phylogenetic trees. **Molecular Biology and Evolution**, v. 4, p. 406-425, 1987.

SANCHA, N. U.; D'ELÍA, G.; TRIBE, C. J.; PEREZ, P. E.; VALDEZ, L.; PINE, R. H. *Rhipidomys* (Rodentia, Cricetidae) from Paraguay: noteworthy new records and identity of the Paraguayan species. **Mammalia**, v. 75, n. 3, 2011. <https://doi.org/10.1515/mamm.2011.022>

SÁNCHEZ, C. A.; BECKER, D. J.; TEITELBAUM, C. S.; BARRIGA, P.; BROWN, L. M. MAJEWSKA, A. A.; HALL, R. J.; ALTIZER, S. On the relationship between body condition and parasite infection in wildlife: a review and meta - analysis. **Ecology Letters**, v. 21, n. 12, p. 1869-1884, 2018. <https://doi.org/10.1111/ele.13160>

SÁNCHEZ, L. V.; RAMÍREZ, J. D. Congenital and oral transmission of American trypanosomiasis: an overview of physiopathogenic aspects. **Parasitology**, v. 140, n. 2, p. 147-159, 2013. <https://doi.org/10.1017/S0031182012001394>

SANTOS, C. B.; LEITE, G. R.; FERREIRA, G. E. M.; FERREIRA, A. L. Natural infection of *Triatoma vitticeps* (Stal, 1859) with flagellates morphologically similar to *Trypanosoma*

cruzi (Chagas, 1909) in Espírito Santo State. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, p. 89-91, 2006. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822006000100019>

SANTOS, E. F.; SILVA, A. A. O.; LEONY, L. M.; FREITAS, N. E. M.; DALTRO, R. T.; REGIS-SILVA, C. G.; DEL-REI, R. P.; SOUZA, W. V.; OSTERMAYER, A. L.; COSTA, V. M.; SILVA, R. A.; RAMOS JÚNIOR, A. N.; SOUSA, A. S.; GOMES, Y. M.; SANTOS, F. L. N. Acute Chagas disease in Brazil from 2001 to 2018: A nationwide spatiotemporal analysis. **PLoS neglected tropical diseases**, v. 14, n. 8, p. e0008445, 2020. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008445>

SANTOS, F. M.; SANO, N. Y. Parasite association in non-volant small mammals in Brazil. **Community Ecology**, v. 23, n. 1, p. 129-136, 2022. <https://doi.org/10.1007/s42974-022-00080-z>

SANTOS, F. M.; SANO, N. Y.; LIBERAL, S. C.; NANTES, W. A. G.; SANABRIA, I. P. M.; DOS SANTOS, G. S.; MARTINELLI, A. L. A.; DE OLIVEIRA, C. E.; ALMEIRDA-GOMES, M.; JANSEN, A. M.; HERRERA, H. M. The influence of abiotic and biotic variables on the patent parasitemias of *Trypanosoma* spp. in *Thrichomys fosteri* (Rodentia: Echimyidae) in the southern Pantanal. **Parasitology Research**, v. 121, n. 6, p. 1719-1724, 2022. <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07522-7>

SATO, H.; LEO, N.; KATAKAI, Y.; TAKANO, J.; AKARI, H.; NAKAMURA, S.; UNE, Y. Prevalence and molecular phylogenetic characterization of *Trypanosoma (Megatrypanum) minasense* in the peripheral blood of small neotropical primates after a quarantine period. **Journal of Parasitology**, v. 94, n. 5, p. 1128-1138, 2008. <https://doi.org/10.1645/GE-1513.1>

SCHMIDT, K. A.; OSTFELD, R. S. Biodiversity and the dilution effect in disease ecology. **Ecology**, v. 82, n. 3, p. 609-619, 2001. [https://doi.org/10.1890/0012-9658\(2001\)082\[0609:BATDEI\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/0012-9658(2001)082[0609:BATDEI]2.0.CO;2)

SCHULTE-HOSTEDDE, A. I.; MILLAR, J. S.; HICKLING, G. J. Evaluating body condition in small mammals. **Canadian Journal of Zoology**, v. 79, n. 6, p. 1021-1029, 2001. <https://doi.org/10.1139/z01-073>

SEIFI, H. A. Clinical trypanosomosis due to *Trypanosoma theileri* in a cow in Iran. **Tropical animal health and production**, v. 27, n. 2, p. 93-94, 1995.

SCHWABL, P.; IMAMURA, H.; VAN DEN BROECK, F.; COSTALES, J. A.; MAIGUASHCA-SÁNCHEZ, J.; MILES, M. A.; ANDERSSON, B.; GRIJALVA, M. J.; LLEWELLYN, M. S. Meiotic sex in Chagas disease parasite *Trypanosoma cruzi*. **Nature communications**, v. 10, n. 1, p. 1-14, 2019. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-11771-z>

SHARMA, M.; PATIL, C. S.; SAHARAN, S.; GUPTA, A. K.; GUPTA, S.; JAIN, V. K. Clinical Diagnosis and Therapeutic Management of *Trypanosoma theileri* Infection Associated with Peritonitis in Crossbred Cow: A Rare Case Report. **Acta Parasitologica**, p. 1-6, 2022. <https://doi.org/10.1007/s11686-022-00599-1>

SILVA, E.S.; GONTIJO, C. M.F.; MELO, M. N. Contribution of molecular techniques to the epidemiology of neotropical *Leishmania* species. **Trends in Parasitology**, v. 21, n. 12, p. 550-552, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2005.09.008>

SILVEIRA, A. C. Entomological survey (1975–1983). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, 2011. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822011000800005>

SILVEIRA, A. C.; SILVA, G.R.; PRATA, A. Seroprevalence survey of human Chagas' infection (1975–1980). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, 2011. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822011000800006>

SMITH, A.; CLARK, S.; AVERIS, S.; LYMBERY, A.J.; WAYNE, A.F.; MORRIS, K.D.; THOMPSON, R. C. A. Trypanosomes in a declining species of threatened Australian marsupial, the brush-tailed bettong *Bettongia penicillata* (Marsupialia: Potoroidae). **Parasitology**, v. 135, p. 1329-1335, 2008. <https://doi.org/10.1017/S0031182008004824>

SMITH, L. M.; BURGOYNE, L. A. Collecting, archiving and processing DNA from wildlife samples using FTA[®] databasing paper. **BMC Ecology**, v. 4, n. 1, p. 1-11, 2004. <https://doi.org/10.1186/1472-6785-4-4>

SOARES-FILHO, B.; RAJAO, R.; MACEDO, M.; CARNEIRO, A.; COSTA, W.; COE, M.; RODRIGUES, H.; ALENCAR, A. Cracking Brazil's Forest Code. **Science**, v. 344, p. 363–364, 2014. <https://doi.org/10.1126/science.1246663>

SOUZA, R. C. M.; GORLA, D. E.; CHAME, M.; JARAMILLO, N.; MONROY, C.; DIOTAIUTI, L. Chagas disease in the context of the 2030 agenda: Global warming and vectors. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 117, 2021. <https://doi.org/10.1590/0074-02760200479>

SPODAREVA, V. V.; GRYBCHUK-IEREMENKO, A.; LOSEV, A.; VOTÝPKA, J.; LUKEŠ, J.; YURCHENKO, V.; KOSTYGOV, A.Y. Diversity and evolution of anuran trypanosomes: insights from the study of European species. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 1-12, 2018. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-3023-1>

STADLER, A.; MEISER, C. K.; SCHAUB, G. A. “Living Syringes”: use of hematophagous bugs as blood samples from small and wild animals. In: MEHLHRON, H. (Ed.). **Nature Helps...** Berlin: Springer, p. 243-271, 2011. https://doi.org/10.1007/978-3-642-19382-8_11

STEVENS, J. R.; GIBSON, W. The molecular evolution of trypanosomes. **Parasitology Today**, v. 15, n. 11, p. 432-437, 1999. [https://doi.org/10.1016/S0169-4758\(99\)01532-X](https://doi.org/10.1016/S0169-4758(99)01532-X)

STEVENS, J. R.; TEIXEIRA, M. M. G.; BINGLE, L. E. H.; GIBSON, W. C. The taxonomic position and evolutionary relationships of *Trypanosoma rangeli*. **International Journal for Parasitology**, v. 29, n. 5, p. 749-757, 1999. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(99\)00016-8](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(99)00016-8)

STEVENS, J.; RAMBAUT, A. Evolutionary rate differences in trypanosomes. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 1, n. 2, p. 143-150, 2001. [https://doi.org/10.1016/S1567-1348\(01\)00018-1](https://doi.org/10.1016/S1567-1348(01)00018-1)

STEVENSON, R. D.; WOODS JUNIOR, W. A. Condition indices for conservation: new uses for evolving tools. **Integrative and Comparative Biology**, v. 46, n. 6, p. 1169-1190, 2006. <https://doi.org/10.1093/icb/icl052>

STRANDIN, T.; BABAYAN, S. A.; FORBES, K. M. Reviewing the effects of food provisioning on wildlife immunity. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 373, n. 1745, p. 20170088, 2018.

<https://doi.org/10.1098/rstb.2017.0088>

STRASSBURG, B. B. N.; BROOKS, T.; FELTRAN-BARBIERI, R.; IRIBARREM, A.; CROUZEILLES, R.; LOYOLA, R.; LATAWIEC, A. E.; OLIVEIRA FILHO, F. J. B.; SCARAMUZZA, C. A. M.; SCARANO, F. R.; SOARES-FILHO, B.; BALMFORD, A. Moment of truth for the Cerrado hotspot. **Nature Ecology & Evolution**, v. 1, n. 0099, 2017.

<https://doi.org/10.1038/s41559-017-0099>

STRONA, A. L. S.; LEVENHAGEM, M.; LEINER, N. O. Reproductive effort and seasonality associated with male-biased parasitism in *Gracilinanus agilis* (Didelphimorphia: Didelphidae) infected by *Eimeria* spp. (Apicomplexa: Eimeriidae) in the Brazilian cerrado. **Parasitology**, v. 142, n. 8, p. 1086-1094, 2015.

<https://doi.org/10.1017/S0031182015000402>

TAMURA, K.; NEI, M. Estimation of the number of nucleotide substitutions in the control region of mitochondrial DNA in humans and chimpanzees. **Molecular Biology and Evolution**, v. 10, p. 512-526, 1993.

TAYLOR, L. H.; LATHAM, S. M.; WOOLHOUSE, M. E. J. Risk factors for human disease emergence. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London**, v. 356, n. 1411, p. 983-989, 2001. <https://doi.org/10.1098/rstb.2001.0888>

TAYLOR, P. J. ARNTZEN, L.; HAYTER, M.; ILES, M.; FREAN, J.; BELMAIN, S. Understanding and managing sanitary risks due to rodent zoonoses in an African city: beyond the Boston Model. **Integrative Zoology**, v. 3, n. 1, p. 38-50, 2008.

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1749-4877.2008.00072.x>

TEIXEIRA, B. R.; DE OLIVEIRA, R. C.; DE COSTA NETO, S. F.; BRAGAGNOLO, C. Procedimentos técnicos gerais para o estudo com pequenos mamíferos silvestres. In: LEMOS, E. R. S.; D'ANDEA, P. S. **Trabalho de campo com animais: procedimentos, riscos e biossegurança**, Editora FIOCRUZ: Rio de Janeiro, v. 1, p. 107-126, 2014.

TESTON, A. P. M.; DE ABREU, A. P.; GRUENDLING, A. P.; BAHIA, M. T.; GOMES, M. L.; DE ARAÚJO, S. M.; TOLEDO, M. J. O. Differential parasitological, molecular, and serological detection of *Trypanosoma cruzi* I, II, and IV in blood of experimentally infected mice. **Experimental Parasitology**, v. 166, p. 44-50, 2016.

<https://doi.org/10.1016/j.exppara.2016.03.013>

TESTON, A. P. M.; MONTEIRO, W. M.; REIS, D.; BOSSOLANI, G. D. P.; GOMES, M. L.; DE ARAÚJO, S. M.; BAHIA, M. T.; BARBOSA, M. G. V.; TOLEDO, M. J. O. *In vivo* susceptibility to benznidazole of *Trypanosoma cruzi* strains from the western Brazilian Amazon. **Tropical Medicine & International Health**, v. 18, n. 1, p. 85-95, 2013.

<https://doi.org/10.1111/tmi.12014>

THEKISOE, O. M. M.; HONDA, T.; FUJITA, H.; BATTSETSEG, B.; HATTA, T.; FUJISAKI, K.; SUGIMOTO, C.; INOUE, N. A trypanosome species isolated from naturally infected *Haemaphysalis hystricis* ticks in Kagoshima Prefecture, Japan. **Parasitology**, v. 134, n. 7, p. 967-974, 2007. <https://doi.org/10.1017/S0031182007002375>

TOMPKINS, D. M.; DUNN, A. M.; SMITH, M. J.; TELFER, S. Wildlife diseases: from individuals to ecosystems. **Journal of Animal Ecology**, v. 80, n. 1, p. 19-38, 2011.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2656.2010.01742.x>

TOMPKINS, D. M.; DUNN, A. M.; SMITH, M. J.; TELFER, S. Wildlife diseases: from individuals to ecosystems. **Journal of Animal Ecology**, v. 80, p; 19-38, 2011.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2656.2010.01742.x>

TOWNSEND, J.; DUFFUS, W. P. *Trypanosoma theileri*: antibody-dependent killing by purified populations of bovine leucocytes. **Clinical and Experimental Immunology**, v. 48, n. 2, p. 289, 1982.

TRUC, P.; BÜSCHER, P.; CUNY, G.; GONZATTI, I.; JANNIN, J.; JOSHI, P.; JUYAL, P.; LUN, Z. R.; MATTIOLI, R.; PAYS, E.; SIMARRO, P. P.; TEIXEIRA, M. M. G.; TOURATIER, L.; VICENDEAU, P.; DESQUESNES, M. Atypical human infections by animal trypanosomes. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 7, n. 9, p. e2256, 2013.

<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002256>

URDANETA-MORALES, S.; NIRONI, I. *Trypanosoma cruzi* in the anal glands of urban opossums: I-isolation and experimental infections. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 91, p. 399-403, 1996. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761996000400002>

VAGO, A. R.; ANDRADE, L. O.; LEITE, A. A.; REIS, D. A.; MACEDO, A. M. ADAD, S. J.; TOSTES, S.; MOREIRA, M. C. V.; FILHO, G. B.; PENA, S. D. J. Genetic characterization of *Trypanosoma cruzi* directly from tissues of patients with chronic Chagas disease: differential distribution of genetic types into diverse organs. **The American Journal of Pathology**, v. 156, n. 5, p. 1805-1809, 2000. [https://doi.org/10.1016/S0002-9440\(10\)65052-3](https://doi.org/10.1016/S0002-9440(10)65052-3)

VALE, V. S.; SCHIAVINI, I.; LOPES, S. F. Composição florística e estrutura do componente arbóreo em um remanescente primário de floresta estacional semidecídua em Araguari, Minas Gerais, Brasil. **Hoehnea**, v. 36, p. 417-429, 2009. <http://doi.org/10.1590/S2236-89062009000300003>

VAN DEN BOSSCHE, P.; DE LA ROQUE, S.; HENDRICKX, G.; BOUYER, J. A changing environment and the epidemiology of tsetse-transmitted livestock trypanosomiasis. **Trends in Parasitology**, v. 26, n. 5, p. 236-243, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2010.02.010>

VANNIER-SANTOS, M. A.; LENZI, H. L. Parasites or cohabitants: cruel omnipresent usurpers or creative “Éminences Grises”? **Journal of Parasitology Research**, v. 2011, 2011. <https://doi.org/10.1155/2011/214174>

VELASCO, A.; MORILLO, C. A. Chagas heart disease: A contemporary review. **Journal of Nuclear Cardiology**, v. 27, n. 2, p. 445-451, 2020. <https://doi.org/10.1007/s12350-018-1361-1>

VELÁSQUEZ-ORTIZ, N.; HERRERA, G.; HERNÁNDEZ, C.; MUNOZ, M.; RAMÍREZ, J. D. Discrete typing units of *Trypanosoma cruzi*: Geographical and biological distribution in the Americas. **Scientific Data**, v. 9, n. 1, p. 1-8, 2022. <https://doi.org/10.1038/s41597-022-01452-w>

VELÁSQUEZ-ORTIZ, N.; RAMÍREZ, J. D. Understanding the oral transmission of *Trypanosoma cruzi* as a veterinary and medical foodborne zoonosis. **Research in Veterinary Science**, v. 132, p. 448-461, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.07.024>

VERA, F.; ANTENUCCI, C. D.; ZENUTO, R.R. Cortisol and corticosterone exhibit different seasonal variation and responses to acute stress and captivity in tuco-tucos (*Ctenomys talarum*). **General and Comparative Endocrinology**, v. 170, n. 3, p.550-557, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2010.11.012>

VERA, F.; ZENUTO, R. R.; ANTENUCCI, C. D. Decreased glucose tolerance but normal blood glucose levels in the field in the caviomorph rodent *Ctenomys talarum*: the role of stress and physical activity. **Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology**, v. 151, n. 2, p. 232-238, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2008.06.030>

VERA, F.; ZENUTO, R. R.; ANTENUCCI, C. D. Seasonal variations in plasma cortisol, testosterone, progesterone and leukocyte profiles in a wild population of tuco-tucos. **Journal of Zoology**, v. 289, n. 2, p. 111-118, 2013. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.2012.00967.x>

VILLA, A.; GUTIERREZ, C.; GRACIA, E.; MORENO, B.; CHÁCON, G.; SANZ, P. V.; BÜSCHER, P.; TOURATIER, L. Presence of *Trypanosoma theileri* in Spanish cattle. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1149, n. 1, p. 352-354, 2008. <https://doi.org/10.1196/annals.1428.016>

VILLELA, M. M.; RODRIGUES, V. L. C.; CASANOVA, C.; DIAS, J. C. P. Analysis on the food source of *Panstrongylus megistus* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) and its present importance as a vector for *Trypanosoma cruzi*, in the State of Minas Gerais. **Revista Da Sociedade Brasileira De Medicina Tropical**, v. 43, n. 2, 2010. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822010000200004>

VIOLA, L. B.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S. A.; FERREIRA, R. C.; RODRIGUES, A. C.; FREITAS, R. A.; DUARTE, M. R.; GREGO, K. F.; BARRETT, T. V.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogeny of snake trypanosomes inferred by SSU rDNA sequences, their possible transmission by phlebotomines, and taxonomic appraisal by

molecular, cross-infection and morphological analysis. **Parasitology**, v. 135, n. 5, p. 595-605, 2008. <https://doi.org/10.1017/S0031182008004253>

VIOLA, L. B.; ALMEIDA, R. S.; FERREIRA, R. C.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S. A.; RODRIGUES, A. C.; PAIVA, F.; CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Evolutionary history of trypanosomes from South American caiman (*Caiman yacare*) and African crocodiles inferred by phylogenetic analyses using SSU rDNA and gGAPDH genes. **Parasitology**, v. 136, n. 1, p. 55-65, 2009a. <https://doi.org/10.1017/S003118200800512X>

VIOLA, L. B.; ATTIAS, M.; TAKATA, C. S. A.; CAMPANER, M.; DE SOUZA, W., CAMARGO, E. P.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogenetic Analyses Based on Small Subunit rRNA and Glycosomal Glyceraldehyde-3-Phosphate Dehydrogenase Genes and Ultrastructural Characterization of Two Snake Trypanosomes: *Trypanosoma serpentis* n. sp. from *Pseudoboa nigra* and *Trypanosoma cascavelli* from *Crotalus durissus terrificus*. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 56, n. 6, p. 594-602, 2009b. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.2009.00444.x>

VOIGT, G. L.; SWIST, S. L. **Hematology techniques and concepts for veterinary technicians**. John Wiley & Sons, 2011.

VOTÝPKA, J.; D'AVILA-LEVY, C. M.; GRELLIER, P.; MASLOV, D. A.; LUKEŠ, J.; YURCHENKO, V. New approaches to systematics of Trypanosomatidae: criteria for taxonomic (re) description. **Trends in Parasitology**, v. 31, n. 10, p. 460-469, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2015.06.015>

VOSS, R. S.; JANSA, S. A. Taxonomic Accounts. In: VOSS, R. S.; JANSA, S. A. **Opossums: An Adaptive Radiation of New World Marsupials**. Johns Hopkins University Press: Baltimore, p. 29-76, 2021.

VOSS, R. S.; LUNDE, D. P.; SIMMONS, N. B. The mammals of Paracou, French Guiana: a Neotropical lowland rainforest fauna part 2. Nonvolant species. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, v. 2001, n. 263, p. 3-236, 2001. [https://doi.org/10.1206/0003-0090\(2001\)263<0003:TMOPFG>2.0.CO;2](https://doi.org/10.1206/0003-0090(2001)263<0003:TMOPFG>2.0.CO;2)

VOTÝPKA, J.; SVOBODOVÁ, M. *Trypanosoma avium*: experimental transmission from black flies to canaries. **Parasitology Research**, v. 92, n. 2, p. 147-151, 2004.

<https://doi.org/10.1007/s00436-003-1034-z>

VOTÝPKA, J.; SZABOVÁ, J.; RÁDROVÁ, J.; ZÍSKOVÁ, L.; SVOBODOVÁ, M. *Trypanosoma culicavium* sp. nov., an avian trypanosome transmitted by *Culex* mosquitoes. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 62, n. 3, p. 745-754, 2012. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.032110-0>

WATSON, M. J. What drives population-level effects of parasites? Meta-analysis meets life-history. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 2, p. 190-196, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2013.05.001>

WEKSLER, M.; PERCEQUILLO, A. R. Key to the genera of the tribe Oryzomyini (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae). **Mastozoología neotropical**, v. 18, n. 2, p. 281-292, 2011.

WINCK, G. R.; RAIMUNDO, R. L.; FERNANDES-FERREIRA, H.; BUENO, M. G.; D'ANDREA, P.; ROCHA, F. L.; CRUZ, G. L. T.; VILAR, E. M.; BRANDÃO, M.; CORDEIRO, J. L. P.; ANDREAZZI, A. C. S. Socioecological vulnerability and the risk of zoonotic disease emergence in Brazil. **Science Advances**, v. 8, n. 26, p. eabo5774, 2022. <https://doi.org/10.1126/sciadv.abo5774>

WOOD, C. L.; LAFFERTY, K. D. Biodiversity and disease: a synthesis of ecological perspectives on Lyme disease transmission. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 28, n. 4, p. 239-247, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2012.10.011>

WOO, P. T. K. The haematocrit centrifuge technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. **Acta Tropica**, v. 27, n. 4, p. 384-6, 1970.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Chagas disease (also known as American trypanosomiasis). Disponível em: < [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso em 06 de setembro de 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Chagas disease (American trypanosomiasis). World Health Organization. Disponível em: <[https://www.who.int/en/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/en/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso em 02 de agosto de 2022.

WYATT, T.; MIRALLES, O.; MASSÉ, F.; LIMA, R.; DA COSTA, T. V.; GIOVANINI, D. Wildlife trafficking via social media in Brazil. **Biological Conservation**, v. 265, p. 109420, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2021.109420>

YATES, T. L.; MILLS, J. N.; PARMENTER, C. A.; KSIAZEK, T. G.; PARMENTER, R. R.; CASTLE, J. R.; CALISHER, C. H.; NICHOL, S. T.; ABBOTT, K. D.; YOUNG, J. C.; MORRISON, M. L.; BEATY, B. J.; DUNNUM, J. L.; BAKER, R. J.; SALAZAR-BRAVO, J.; PETERS, C. J. The ecology and evolutionary history of an emergent disease: hantavirus pulmonary syndrome. **BioScience**, v. 52, p. 989-998, 2002. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2002\)052\[0989:TEAEHO\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2002)052[0989:TEAEHO]2.0.CO;2)

YOUNG, H.; GRIFFIN, R. H.; WOOD, C. L.; NUNN, C. L. Does habitat disturbance increase infectious disease risk for primates? **Ecology Letters**, v. 16, n. 5, p. 656-663, 2013. <https://doi.org/10.1111/ele.12094>

ZINGALES, B.; BARTHOLOMEU, D. C. *Trypanosoma cruzi* genetic diversity: impact on transmission cycles and Chagas disease. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 117, 2021. <https://doi.org/10.1590/0074-02760210193>

ZINGALES, B.; MILES, M. A.; CAMPBELL, D. A.; TIBAYRENC, M.; MACEDO, A. M.; TEIXEIRA, M. M. G.; SCHIJMAN, A. G.; LLEWELLYN, M. S.; LAGES-SILVA, E.; MACHADO, C. R.; ANDRADE, S. G.; STURM, N. R. The revised *Trypanosoma cruzi* subspecific nomenclature: rationale, epidemiological relevance and research applications. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 12, n. 2, p. 240-253, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.12.009>

ZINGALES, B.; SOUTO, R. P.; MANGIA, R. H.; LISBOA, C. V.; CAMPBELL, D. A.; COURA, J. R.; JANSEN, A.; FERNANDES, O. Molecular epidemiology of American trypanosomiasis in Brazil based on dimorphisms of rRNA and mini-exon gene sequences. **International Journal for Parasitology**, v. 28, n. 1, p. 105-112, 1998. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(97\)00178-1](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(97)00178-1)

ZURI, I.; GOTTREICH, A.; TERKEL, J. Social stress in neighboring and encountering blind mole-rats (*Spalax ehrenbergi*). **Physiology & behavior**, v. 64, n. 5, p. 611-620, 1998.

[https://doi.org/10.1016/S0031-9384\(98\)00085-7](https://doi.org/10.1016/S0031-9384(98)00085-7)

ANEXO 01



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

Licença permanente para coleta de material zoológico

Número: 22629-1	Data da Emissão: 28/09/2010 14:08
Dados do titular	
Nome: Natalia Oliveira Leiner	CPF: [REDACTED]
Nome da Instituição : Universidade Federal de Uberlândia	CNPJ: 25.648.387/0001-18

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 passa da, 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	A licença permanente não é válida para: a) coleta ou transporte de espécies que constem nas listas oficiais de espécies ameaçadas de extinção; b) manutenção de espécimes de fauna silvestre em cativeiro; c) recebimento ou envio de material biológico ao exterior; e d) realização de pesquisa em unidade de conservação federal ou em caverna. A restrição prevista no item d não se aplica às categorias Reserva Particular do Patrimônio Natural, Área de Relevante Interesse Ecológico e Área de Proteção Ambiental constituídas por terras privadas.
3	O pesquisador titular da licença permanente, quando acompanhado, deverá registrar a expedição de campo no Sisbio e informar o nome e CPF dos membros da sua equipe, bem como dados da expedição, que constarão no comprovante de registro de expedição para eventual apresentação à fiscalização;
4	Esta licença permanente não exige o seu titular 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.
5	Esta licença permanente não poderá ser utilizada para fins comerciais, industriais ou esportivos ou para realização de atividades integrantes do processo de licenciamento ambiental de empreendimentos.
6	Este documento NÃO exige o pesquisador titular da necessidade de atender ao disposto na Instrução Normativa Ibama nº 27/2002, que regulamenta o Sistema Nacional de Anilhamento de Aves Silvestres.
7	O pesquisador titular da licença permanente será responsável pelos atos dos membros da equipe (quando for o caso)
8	O órgão gestor de unidade de conservação estadual, distrital ou municipal poderá, a despeito da licença permanente e das autorizações concedidas pelo ICMBio, estabelecer outras condições para a realização de pesquisa nessas unidades de conservação.
9	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 in situ.
10	O titular da licença permanente deverá apresentar, anualmente, relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias após o aniversário de emissão da licença permanente.
11	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 e o material biológico coletado apreendido nos termos da legislação brasileira em vigor.
12	A licença permanente será válida enquanto durar o vínculo empregatício do pesquisador com a instituição científica a qual ele estava vinculado por ocasião da solicitação.
13	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.
14	As atividades contempladas nesta autorização NÃO abrangem espécies brasileiras constante de listas oficiais (de abrangência nacional, estadual ou municipal) de espécies ameaçadas de extinção, sobreexploradas ou ameaçadas de sobreexploração.

Táxons autorizados

#	Nível taxonômico	Táxon(s)
1	ORDEM	Didelphimorphia, Rodentia
2		

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo Destino
1	Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo	coleção

Este documento (Licença permanente para coleta de material zoológico) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. 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: 52659819



Página 1/2

ANEXO 02



Universidade Federal de Uberlândia
– Comissão de Ética na Utilização de Animais –



CERTIFICADO

Certificamos que o projeto intitulado “Efeito da qualidade do ambiente sobre a saúde das populações de pequenos mamíferos não-voadores no Cerrado brasileiro e suas implicações para a conservação.” protocolo nº **041/19**, sob a responsabilidade de **Natália Oliveira Leiner** – que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata, para fins de pesquisa científica – encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi **APROVADA** pela COMISSÃO DE ÉTICA NA UTILIZAÇÃO DE ANIMAIS (CEUA) da UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA, em reunião **31 de Março de 2020**.

(We certify that the project entitled “Efeito da qualidade do ambiente sobre a saúde das populações de pequenos mamíferos não-voadores no Cerrado brasileiro e suas implicações para a conservação.” protocol **041/19**, under the responsibility of **Natália Oliveira Leiner** - involving the production, maintenance and/or use of animals belonging to the phylum Chordata, subphylum Vertebrata, for purposes of scientific research - is in accordance with the provisions of Law nº 11.794, of October 8th, 2008, of Decree nº 6.899 of July 15th, 2009, and the rules issued by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA) and it was approved for ETHICS COMMISSION ON ANIMAL USE (CEUA) from FEDERAL UNIVERSITY OF UBERLÂNDIA, in meeting of **March 31th, 2020**).

Vigência do Projeto	Início: 01/07/2020 Término: 01/07/2022
Espécie / Linhagem / Grupos Taxonômicos	Roedores e marsupiais silvestres
Número de animais	144 espécimes
Peso / Idade	Entre 20 g e 1,5Kg (dependendo da espécie)
Sexo	Não especificado
Origem / Local	Reservas Particulares do Patrimônio (RPPN), Fazendas e áreas periurbanas
Local onde serão mantidos os animais:	Não se Aplica

Uberlândia, 26 de Junho de 2020.

Prof. Dr. Lúcio Vilela Carneiro Girão
UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
Comissão de Ética na Utilização de Animais /UFU
Coordenador da CEUA
Portaria Nº 1234 DE 01 DE OUTUBRO DE 2019

ANEXO 03



CLASSIFICAÇÃO: PÚBLICO

Professora Dra. Natália Oliveira Leiner
 Instituto de Biologia - Universidade Federal de Uberlândia
 Avenida Amazonas, s/nº - Campus Umuarama – Bloco 2D
 38400-902 – Uberlândia-MG

Nossa Referência: MG/TR – 02337/2018

Data: 30/10/2018

Sua Referência: Ofício s/nº, de 10/10/2018.

Assunto: Autorização para utilização da Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro.

Prezada Senhora:

Informamos que a Cemig Geração e Transmissão S.A. autoriza a utilização da EPDA Galheiro, localizada na zona rural do município de Perdizes-MG, como área de estudo para desenvolvimento do projeto "Ocorrência de hemoparasitos e *Leishmania spp.* em pequenos mamíferos não voadores procedentes de cinco áreas do Triângulo Mineiro, Minas Gerais", coordenado pela Professora Doutora Natália Oliveira Leiner, do Instituto de Biologia, e pelo Professor Doutor Sydnei Magno da Silva, do Instituto de Ciências Biomédicas da Universidade Federal de Uberlândia.

Esta autorização se dá mediante o cumprimento integral das seguintes condições:

- ✓ Vigência da autorização: 01/03/2019 a 01/03/2021.
- ✓ Cumprimento das observações e ressalvas apresentadas na Licença Permanente para Coleta de Material Zoológico nº22629-1, expedida pelo ICMBio, devendo a titular da mesma apresentar-se em todas as campanhas de amostragem/coleta.
- ✓ O acesso da equipe executora do projeto à EPDA Galheiro está restrito aos pesquisadores listados no Ofício supramencionado.
- ✓ A autorização para o acesso da equipe executora do projeto à EPDA Galheiro, a cada campanha de amostragem/coleta, será concedida mediante comunicação prévia, via email (endereço a iara.oliveira@cemig.com.br), com antecedência mínima de 07 (sete) dias corridos da data desejada. Esta comunicação deverá conter o seguinte conteúdo mínimo: Período (datas) desejado para coleta, identificação dos pesquisadores participantes (nome, função, RG e CPF), necessidade da utilização das dependências da EPDA Galheiro durante o período da coleta.
- ✓ As dependências da EPDA Galheiro poderão ser utilizadas estritamente no período de coleta autorizado. A Estação conta com alojamento com camas, cozinha, área de descanso e banheiros. Será de responsabilidade integral da equipe executora providenciar mantimentos para alimentação durante o período de estadia no local.
- ✓ A Cemig Geração e Transmissão S.A. não se responsabiliza pela perda e/ou dano a quaisquer materiais pessoais ou destinados à execução da pesquisa nas dependências da EPDA Galheiro.
- ✓ Será de responsabilidade integral dos pesquisadores a gestão das condições de saúde e segurança da equipe executora, garantindo o provisionamento e uso constante de todos os EPIs e EPCs necessários ao desempenho das atividades de pesquisa de forma segura na área da EPDA Galheiro. A Cemig Geração e Transmissão poderá solicitar a interrupção das atividades caso constatar condições inseguras ou inapropriadas na execução das coletas/amostragens.

Por fim, informamos que esta autorização poderá ser interrompida caso haja a constatação de descumprimento de alguma das condições acima apresentadas.

Quaisquer esclarecimentos e tratativas adicionais deverão ser direcionadas a Engenheira de Meio Ambiente Iara de Castro e Oliveira preferencialmente pelo endereço eletrônico iara.oliveira@cemig.com.br ou, ainda, pelo telefone (34)3088-4947.

Atenciosamente,

Márcio Gustavo Dias Guimarães
 Gerência Manutenção Ativos
 Geração Triângulo-MG/TR
 Nº Pessoal: 054034
 CREA: MG 66260

Márcio Gustavo Dias Guimarães
 Gerência de Manutenção de Ativos de Geração Triângulo – CEMIG GT

Av. Celso José Tedillo Carneiro, 2777 – Industrial - CEP 38401-344
 Uberlândia - MG - Brasil - Tel.: (34)3088-4912 – Fax: (34)3088-4821

08278

Em sua resposta, favor citar nossa referência

Revisão: 09/2012