

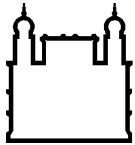
MINISTÉRIO DA SAÚDE
FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Doutorado em Programa de Pós-Graduação Biodiversidade e Saúde

VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA DE *Triatoma sordida* (STÅL, 1859) EM
ARAGUAIANA, ESTADO DE MATO GROSSO, BRASIL

MIRIAN FRANCISCA MARTINS

Rio de Janeiro
Abril de 2021



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ
Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

MIRIAN FRANCISCA MARTINS

**Vigilância entomológica de *Triatoma sordida* (Stål, 1859) em Araguaiana, Estado de
Mato Grosso, Brasil**

Tese apresentada ao Instituto Oswaldo Cruz como parte
dos requisitos para obtenção do título de Doutor em
Biodiversidade e Saúde

Orientador (es): Prof. Dr. Cleber Galvão
Prof. Dr. Marcos Takashi Obara

RIO DE JANEIRO

Abril de 2021

Martins, Mirian Francisca.

VIGILÂNCIA ENTOMOLÓGICA DE *Triatoma sordida* (STÅL, 1859) EM ARAGUAIANA, ESTADO DE MATO GROSSO, BRASIL / Mirian Francisca

Martins. - Rio de Janeiro, 2021.

169 f.; il.

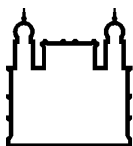
Tese (Doutorado) – Instituto Oswaldo Cruz, Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, 2021.

Orientador: Cleber Galvão.

Co-orientador: Marcos Takashi Obara.

Bibliografia: Inclui Bibliografias.

1. *Triatoma sordida*.
2. *Trypanosoma cruzi*.
3. Doença de Chagas.
4. Mermithidae.
5. Mato Grosso. I. Título.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

AUTOR: MIRIAN FRANCISCA MARTINS

**Vigilância entomológica de *Triatoma sordida* (Stål, 1859) em Araguaiana, Estado de
Mato Grosso, Brasil**

**ORIENTADOR (ES): Prof. Dr. Cleber Galvão
Prof. Dr. Marcos Takashi Obara**

Aprovada em: 07/04/2021

EXAMINADORES:

Prof^ª. Dr^ª. Jacenir Reis dos Santos Mallet - Presidente (IOC/FIOCRUZ)
Prof. Dr. Jader de Oliveira (USP)
Prof. Dr. Samuel Cota Texeira (UFU)
Prof^ª. Dr^ª. Dayse da Silva Rocha (IOC/FIOCRUZ)
Prof^ª. Dr^ª. Carolina Dale (IOC/FIOCRUZ)

Rio de Janeiro, 07 de abril de 2021

Dedico:

Aos meus pais, irmãos, cunhadas e
sobrinhos pelo apoio sempre presente.

Ao meu filho Guilherme Moreira
Martins por todo amor, compreensão e
incentivo.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, pela oportunidade a mim confiada e presença contínua no dia a dia.

Ao meu orientador Dr. Cleber Galvão (Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz - Fundação Oswaldo Cruz), por confiar e investir em meu potencial e pela excelente orientação.

Ao meu co-orientador Dr. Marcos Takashi Obara (Laboratório de Parasitologia Médica e Biologia de Vetores e professor da Faculdade de Saúde Coletiva – Universidade de Brasília), pela sua generosidade por aceitar a minha coorientação.

À Fundação Oswaldo Cruz e ao Instituto Oswaldo Cruz, por me permitir a honra de dar continuidade à minha formação nessa Instituição que tanto admiro.

Ao corpo docente e técnicos do Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, pela atenção e por compartilhar seus conhecimentos.

À MSc. Rosimere Duarte, pelos ensinamentos, paciência e disponibilização do laboratório para realização das análises de fonte alimentar os quais foram fundamentais para o desenvolvimento desse trabalho

À Dra. Samanta Xavier, pela atenção e pelos conhecimentos compartilhados em análises geoespaciais muito além das disciplinas formais.

À Dra. Ângela Junqueira, por disponibilizar o laboratório e técnicos para ensinamentos referentes aos procedimentos de dissecação dos insetos.

Ao Dr. Rodrigo Gurgel (LPMBV - UnB), pela sua parceria em trabalhos e pela sua fundamental contribuição nas análises morfométricas e estatísticas desta tese.

À Dra. Ludier Kesser Santos Silva (LACroM - UFMT/CUA), pela colaboração, por disponibilizar o laboratório para a realização das técnicas moleculares usadas neste trabalho e pela valiosa oportunidade que me concedeu de adquirir conhecimentos sobre biologia molecular.

À Dra. Nadjar Nitz Silva Lociks de Araújo (Laboratório Multidisciplinar de Pesquisa em Doença de Chagas- UnB), pela disponibilização de *T. cruzi* (cepa colombiana) para controle positivo nas análises de biologia molecular.

À Dra. Rebecca Tavares e Silva Brígido (CREDESH - UFU), pela parceria e ensinamentos sobre biologia molecular especialmente sobre PCR em tempo real.

Ao Dr. Claudio V. da Silva (LATRI - UFU), pela receptividade e pelos ensinamentos sobre cultura de *T. cruzi*.

À amiga Sinara Cristina de Moraes, pela parceria fundamental para o aporte financeiro junto a FAPEMAT para realização dessa pesquisa.

À amiga Janaína Cipriano dos Santos, pela fundamental contribuição nas análises moleculares.

À Thaís Tâmara Castro Minuzzi-Souza, pelas sugestões e conselhos para a efetivação deste trabalho.

À Elisa Neves Vianna, pelas recomendações, estímulos e hospedagem.

Aos agentes de endemias de Araguaiana José Batista A. Dantas e Valdiron Catarino Lima, pela parceria na captura de triatomíneos, por compartilhar conhecimentos acumulados nas atividades de campo no controle e vigilância de vetores e sobretudo pela amizade.

À agente de endemias de Barra do Garças Ana Gomes da Silva, pela parceria no laboratório de entomologia do Escritório Regional de Barra do Garças com a triagem, dissecação e análise parasitológica dos triatomíneos e pelo companheirismo.

Aos moradores das localidades de Araguaiana, MT pesquisadas, pela permissão para as coletas, apoio para hospedagem e receptividade a nós dispendida ao longo de dois anos.

A Secretaria Municipal de Saúde de Araguaiana, pela autorização e apoio na logística das coletas entomológicas.

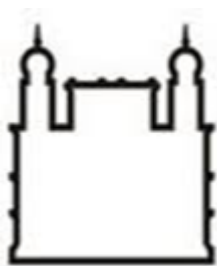
A Secretaria de Estado de Saúde, pela dispensa profissional imprescindível para a realização desse trabalho.

À minha família: pais, filho, irmãos, cunhadas e sobrinhos, pelo apoio, orações e pela presença amorosa que ajudou a aliviar as pressões.

Aos membros da banca examinadora, pela disponibilidade e competência na análise deste trabalho, enriquecendo-o com sugestões.

Finalmente, agradeço a todas as pessoas e instituições que foram importantes para execução desse estudo.

Este trabalho foi desenvolvido por meio das seguintes parcerias:



Instituto Oswaldo Cruz – FIOCRUZ

Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos - LNIRT

Dr. Cleber Galvão (Orientador)

Laboratório de Imunodiagnóstico do Departamento de Ciências Biológicas, Escola Nacional de Saúde Pública Sérgio Arouca - DCB/ENSP

MSc. Rosemere Duarte (Colaboradora)



Universidade de Brasília – UnB

Laboratório de Parasitologia Médica e Biologia de Vetores - LPMBV

Dr. Marcos Takashi Obara (Coorientador)

Dr. Rodrigo Gurgel Gonçalves (Colaborador)



Universidade Federal de Mato Grosso - UFMT/CUA

Laboratório de análises cromossômicas e moleculares

Dr^a. Ludier Kesser Santos Silva (Colaboradora)



Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso - SES/MT

Gilberto Gomes de Figueiredo (Secretário)



Secretaria Municipal de Saúde de Araguaiana - SMS/ARA

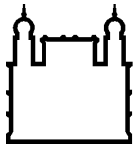
Vera Lúcia Dantas (Secretária)



Fundação de Amparo à pesquisa do Estado de Mato Grosso - FAPEMAT



Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo à pesquisa do Estado Do Rio de Janeiro - FAPERJ



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

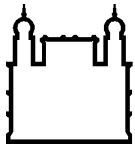
Vigilância entomológica de *Triatoma sordida* (Stål, 1859) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil

RESUMO

TESE DE DOUTORADO EM BIODIVERSIDADE E SAÚDE

Mirian Francisca Martins

O município de Araguaiana situa-se no leste mato-grossense e pertence à Região de Saúde Garças Araguaia. O objetivo do presente trabalho foi estudar os vetores locais de *Trypanosoma cruzi*, quanto aos indicadores entomológicos, a sazonalidade, a taxa de infecção natural por *T. cruzi*, a fonte alimentar, morfometria geométrica alar e possíveis interferências bioclimáticas na densidade de *Triatoma sordida*. O estudo foi realizado em duas áreas rurais distintas: inundável (I) e não inundável (NI). A pesquisa entomológica foi pelo método de busca ativa, de junho de 2017 a março de 2019, em 47 unidades domiciliares (UD) de 28 localidades. Foram coletados 1491 triatomíneos, *T. sordida* foi a espécie mais abundante (99,8 %). Não houve diferença significativa entre a densidade de triatomíneos para as áreas I e NI. A partir da identificação e contagem dos triatomíneos coletados, foram calculados os indicadores de infestação domiciliar (ID), densidade, aglomeração e colonização. A ID por *T. sordida* foi alta: 70 % (33/47), a densidade foi de 31,72 %, a colonização intradomiciliar foi baixa 3 % (1/33) já a peridomiciliar foi elevada 81,8 % (27/33). A aglomeração foi de 45,2 %. Galinheiros e curral de carneiros foram os ecótopos com maior ID: 97,4 % (1452/1491) e 1,7 % (25/1491), respectivamente. A IN dos triatomíneos foi detectada a partir do exame parasitológico de fezes a fresco e por biologia molecular para 50 % dos espécimes de *T. sordida* coletados (665). As análises para *T. cruzi* mostraram baixas taxas de IN, considerando o exame direto (0 %) e a PCR convencional (10,9 %). De espécimes onde se visualizou-se resíduo de sangue no extrato intestinal (566), realizou-se ELISA testando 11 sorotipos para identificação das fontes alimentares. O hábito alimentar de *T. sordida* foi eclético com reatividade de 88,4 % (500/566) para um ou mais dos antissoros testados. Dos 500 reativos, em percentual decrescente observou-se: ave (97,4 %), gambá (15 %), tatu (5 %), réptil (2,6 %), cão (1,4 %), gato (1,2 %), cabra (1 %), ovelha (0,8 %), humano, roedor e cavalo (0,4 %) para os três últimos, com preferência alimentar estatisticamente significativa para ave e gambá, para as duas áreas pesquisadas (I e NI). Para realização da morfometria geométrica alar, foram utilizadas as asas direitas de fêmeas de *T. sordida*. Os resultados não revelaram influência significativa das distintas áreas de coleta sobre o tamanho e forma das asas de *T. sordida*, apesar do encontro de asas maiores nos espécimes da área I. Foi investigada a possível interferência de fatores bioclimáticos, temperatura, umidade relativa, precipitação pluviométrica, na densidade populacional de *T. sordida*, encontrando-se correlação com a precipitação. Medidas de manejo ambiental associadas ao controle químico residual foram efetivas para a eliminação da população de triatomíneos. Registrou-se pela primeira vez o parasitismo de uma ninfa de *T. sordida* por nematódeo. Estes resultados enfatizam a necessidade de manutenção das ações de vigilância entomológica e controle, bem como a importância das ações de educação em saúde permanente para evitar a ocorrência de casos novos da doença de Chagas humana.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Entomological surveillance of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) in Araguaiana, state of Mato Grosso, Brazil

ABSTRACT

MASTER PHD THESIS IN BIODIVERSIDADE E SAÚDE

Mirian Francisca Martins

The municipality of Araguaiana is located in eastern Mato Grosso and belongs to the Garças Araguaia Health Region. The main of the present study was to research the local vectors of *Trypanosoma cruzi*, as for entomological indicators, seasonality, natural infection rate by *T. cruzi*, food source, geometric morphometry alar differences and possible bioclimatic interferences in the density of *Triatoma sordida*. The study was carried out in two different rural areas: floodable (F) and non-floodable (NF). Entomological research was made out using the active search method, from June 2017 to March 2019 in 47 household units (UD) in 28 locations. 1491 triatomines were collected. *T. sordida* was the most abundant species (99.8%). There was no significant difference between the density of triatomines in areas F and NF. From the identification and counting and the collected triatomines, the indicators of home infestation, density, agglomeration and colonization were calculated. The infestation for *T. sordida* was high: 70 % (33/47), the density was 31.72 %, the home colonization was low 3 % (1/33) while the peridomiciliary colonization was elevated 81.8 % (27/33). The agglomeration was 45.2 %. Chicken coops and sheep corral were the ecotopes with the highest ID: 97.4 % (1452/1491) and 1.7 % (25/1491), respectively. The IN of the triatomines was detected by parasitological examination of fresh feces and by molecular biology for 50% of the *T. sordida* specimens collected (665). The analysis for *T. cruzi* showed low rates of IN, considering the direct examination (0 %) and the cPCR (10.9 %). Of specimens showing blood residue in the intestinal extract (566), an ELISA was performed, testing 11 serotypes to identify of food sources. The eating habit of *T. sordida* was eclectic with reactivity of 88.4% (500/566) for one or more of the tested antisera. Of the 500 reactives, in decreasing percentage it was observed: bird (97.4 %), skunk (15 %), armadillo (5 %), reptile (2.6 %), dog (1.4 %), cat (1.2 %), goat (1 %), sheep (0.8 %), human, rodent and horse (0.4 %) for the last three, with statistically significant food preference for birds and skunks, for the two areas surveyed (I and NI). The right wings of *T. sordida* females were used for MG analysis. MG analysis showed no significant influence of the different collection areas on the size and shape of the wings of *T. sordida*, despite the finding of larger wings in the specimens of area I. We investigated the possible interference of bioclimatic factors, temperature, relative humidity, rainfall, in the population density of *T. sordida*. Meeting a correlation with precipitation. Environmental management measures associated with residual chemical control were effective in eliminating the population of *T. sordida*. The parasitism of a nymph of *T. sordida* by nematode was first recorded. These results emphasize the need to maintain entomological surveillance and control actions, as well as the importance of health and permanent education actions to prevent the occurrence of new cases of human Chagas disease.

ÍNDICE

RESUMO	IX
ABSTRACT	X
1 INTRODUÇÃO	20
1.1 A doença de Chagas	20
1.2 Biologia de <i>Trypanosoma cruzi</i>	21
1.3 Reservatórios de <i>Trypanosoma cruzi</i>	22
1.4 Triatomíneos.....	22
1.5 <i>Triatoma sordida</i>	24
1.7 Variabilidade fenotípica e morfometria geométrica.....	29
2 JUSTIFICATIVA	34
3 OBJETIVOS	36
3.1 Objetivo Geral	36
3.2 Objetivos Específicos	36
4 MATERIAL E MÉTODOS	37
4.1 Área de estudo	37
4.2 Atividades de campo	40
4.3 Seleção das localidades	41
4.4 Atividades de educação permanente e educação em saúde.....	44
4.4.1 Atividades com os agentes de saúde	44
4.4.2 Atividades com a população	44
4.5 Inquérito entomológico para triatomíneos	47
4.6 Distribuição espacial das localidades	49
4.7 Atividades de laboratório.....	50
4.7.1 Identificação dos triatomíneos	50
4.7.2.Extração dos intestinos	51
4.7.3 Detecção de infecção natural (IN) por <i>Trypanosoma cruzi</i> através da microscopia óptica	52
4.7.4 Detecção de infecção natural (IN) por <i>Trypanosoma cruzi</i> através da biologia molecular	53
4.7.4.5 Definição de triatomíneos positivos para <i>Trypanosoma cruzi</i>	55
4.7.5 Identificação da fonte alimentar de triatomíneos	55

4.7.5.1	Ensaio imunoenzimático (ELISA).....	56
4.7.6	Morfometria geométrica comparada de populações de <i>T. sordida</i>	57
4.7.7	Indicadores entomológicos	59
4.7.7.1	Densidade de triatomíneos por variáveis ambientais	59
5	RESULTADOS	61
5.1	Coleta de triatomíneos e indicadores entomológicos	61
5.2	Sazonalidade.....	68
5.3	Fatores bioclimáticos.....	70
5.4	Densidade de triatomíneos.....	71
5.5	Fauna local e ambiente	75
5.6	Avaliação da infecção natural (IN) por <i>Trypanosoma cruzi</i>	82
5.7	Avaliação da fonte alimentar	83
5.8	Análise da morfometria geométrica alar	89
5.9	Parasitismo por Nematoda.....	91
6	DISCUSSÃO	95
	Distribuição, infestação domiciliar, densidade triatomínica e ecótopos	95
	Área de estudo: estrutura populacional, sazonalidade e interferência de fatores bioclimáticos em população de <i>T. sordida</i>	98
	Infecção natural por <i>T. cruzi</i>	99
	Hábitos alimentares de <i>T. sordida</i>	100
	Morfometria geométrica alar	103
	Parasitismo de <i>Triatoma sordida</i> por Nematoda, Mermithidae	104
	Educação em saúde e promoção da saúde	106
7	CONCLUSÕES	109
	Considerações éticas.....	111
	Financiamento do projeto	111
8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	112
9	APÊNDICES E/OU ANEXOS	150

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 Espécimes de <i>Triatoma sordida</i> de Araguaína,; A. fêmea; B. macho.....	25
Figura 2 Mapa da distribuição geográfica de <i>Triatoma sordida</i> na América Latina, para Chile, Maranhão e Santa Catarina não há descrição da localidade.....	27
Figura 3 Mapa do Estado de Mato Grosso, Brasil: Região de Saúde Garças Araguaia e município de Araguaiana. Fonte: IBGE.	32
Figura 4 Registro de parte da biodiversidade observada em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil: A. veado fêmea com filhote; B. onça; C. capivaras em bando; D. tamanduá bandeira fêmea com filhote; E. anta; F. jacaré; G. porco do mato; H. tuiuiú; I. corujas; J. colhereiro; L. Pato selvagem; M. araras; N. gavião; O. emas; P. garça. Fotos: acervo da autora.	40
Figura 5 Unidades domiciliares das localidades rurais pesquisadas em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil: A. casa da sede; B. casas para funcionários; C, D: habitações precárias. Fotos: acervo da autora.....	41
Figura 6 Distribuição espacial das localidades pesquisadas para triatomíneos em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil no período de junho de 2017 a março de 2019. Fonte: IBGE adaptado pela autora.	42
Figura 7 Localidades distintas de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil. A. área com pulso de inundação: Fazenda Pequii Roxo; B. área não inundável: Fazenda Cruz de Malta. Fotos: acervo da autora.....	42
Figura 8 Exemplo de Área inundável referência nos períodos de chuva (A) e seca (B), Município de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil. Fotos: acervo da autora.....	43
Figura 9 A. Abordagem ao morador; B. e C. prática de pesquisa entomológica; D. e E. diferenciação de probóscida; F. identificação dos insetos. Fotos: acervo da autora.	44
Figura 10 Material utilizado para divulgação científica com fases de desenvolvimento de triatomíneos.	45
Figura 11 Panfleto sobre doença de Chagas produzido pela Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso (SESMT).....	45
Figura 12 Cartões ilustrados (“cards”) de vetores da doença de Chagas produzidos pela Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ).	46
Figura 13 Pesquisa entomológica para triatomíneo realizada no município de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil. A. observação de vestígios de fezes na parede; B. em objetos; C. em colchão; D. em UD com relato da presença de barbeiro; E. nas paredes externas de	

domicílio com paredes de madeira contendo frestas sugestivas para escoderijos de triatomíneos. Fotos: acervo da autora.....	47
Figura 14 Ecotópos presentes no peridomicílio de localidades rurais de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil: A. a E. galinheiros; F. curral; G. chiqueiro; H. galpão; I. depósito de grãos; J. curral de carneiro; L. madeira; M. tronco de madeira. Fotos: acervo da autora.	48
Figura 15 Fluxograma das coletas dos triatomíneos com as análises executadas nos respectivos laboratórios parceiros.	50
Figura 16 A. Acondicionamento dos espécimes coletados em galinheiro; B. frascos com triatomíneos coletados contendo identificação das respectivas localidades. Fotos: acervo da autora.	51
Figura 17 Conteúdo intestinal de triatomíneos em PBS para congelamento. Fotos: acervo da autora.	52
Figura 18 Processamento para análises de fonte alimentar em triatomíneos coletados em Araguaiana, Mato Grosso em parceria com MSc. Duarte do DCB/ENSP/FIOCRUZ. Fotos: acervo da autora.....	55
Figura 19 Fotomicrografia de asa de fêmea de <i>Triatoma sordida</i> mostrando a disposição dos landmarks (PAR 1- 7). Fotos: acervo da autora.	58
Figura 20 Distribuição espacial das 20 localidades positivas para triatomíneos em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil no período de junho de 2017 a março de 2019. .	63
Figura 21 Distribuição espacial de <i>Triatoma sordida</i> nas localidades pesquisadas em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil relacionando a presença do triatomíneo a: A. Vegetação nativa; B. Hidrografia; C. Área consolidada. As localidades estão representadas por círculos (vermelho: positivo; azul: negativo). O diâmetro dos círculos vermelhos representa número de espécimes de <i>T. sordida</i> coletados por localidade, em ordem crescente (1- 5), (6- 20), (21- 65), (66- 99), (100- 155) e (156- 216).	64
Figura 22 Distribuição dos triatomíneos segundo fases de desenvolvimento: N1°. ninfa de 1° estágio, N2°. ninfa de 2° estágio, N3°. ninfa de 3° estágio, N4°. ninfa de 4° estágio, N5°. ninfa de 5° estágio, ♂. macho, ♀. fêmea coletados em unidades domiciliares de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.	65
Figura 23 Densidade relativa de triatomíneos coletados UD de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil por tipo de ecótopos.....	66
Figura 24 Análise comparativa entre o total de triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, por tipo de área: inundável e não inundável.....	67
Figura 25 Análise comparativa entre o total de adultos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, por tipo de área: inundável e não inundável.....	67

Figura 26 Análise comparativa entre o total de ninfas coletadas em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, por tipo de área: inundável e não inundável.....	68
Figura 27 Densidade absoluta de triatomíneos segundo período climático: seca e chuva.	69
Figura 28 Densidade relativa das fases de desenvolvimento de triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, segundo período climático.	70
Figura 29 Interação entre a densidade de triatomíneo por tipo de área (inundável e não inundável), segundo período da coleta.	72
Figura 30 Interação entre tipo de área (inundável e não inundável) e fases de vida.....	73
Figura 31 Densidade de estádios imaturos de triatomíneos: N1. ninfa de primeiro estágio e N2. ninfa de segundo estágio segundo o período de coleta.....	73
Figura 32 Densidade dos estádios imaturos de ninfas de triatomíneos: N3. ninfa de terceiro estágio, N4. ninfa de quarto estágio, N5. ninfa de quinto estágio, segundo o período de coleta.	74
Figura 33 Densidade de adultos de triatomíneos segundo período de coleta.....	74
Figura 34 Registro da presença fauna no peridomicílio: A. e B Matilha canina; C.e D. caprinos; E. suíno no intradomicílio junto a gatos; F. porco criado como doméstico. Fotos: acervo da autora.....	80
Figura 35 Animais silvestres 1: A. tatu no peridomicílio da Fazenda Lago do Marrecão; B. aves em curral da Fazenda Lambari 2. Fotos: acervo da autora.....	80
Figura 36 A a D. presença de tijolos com ovos de triatomíneos em galinheiros; E. e F. ovos de triatomíneos encontrados no interior dos tijolos. Fotos: acervo da autora.	81
Figura 37 Registro da proximidade entre domicílios, anexos para abrigo de animais: A. e B. galinheiro; C. curral; D. chiqueiro e vegetação. Fotos: acervo da autora.....	82
Figura 38 Revelação de rDNA nuclear por cPCR utilizando <i>primers</i> P21 para avaliar a IN por <i>Trypanosoma cruzi</i> . M: marcador de peso molecular de 50–1000pb; B: branco; CN: controle negativo (DNA de <i>R. neglectus</i> não infectado); 1 a 11: amostras de DNA de intestino de <i>T. sordida</i> analisados no estudo; TC: Controle positivo (DNA <i>T. cruzi</i> cepa colombiana). Fotos: acervo da autora.....	83
Figura 39 Amostra selecionada para análise de fonte alimentar com presença visual de resíduo sanguíneo no conteúdo intestinal do triatomíneo. Fotos: acervo da autora.	84
Figura 40 Reatividade de extrato intestinal positivo para um único antissoro de triatomíneos coletados em Araguaiana, Mato Grosso.....	85
Figura 41 Análise estatística para avaliar a preferência alimentar de <i>Triatoma sordida</i> coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.....	86

Figura 42 Exemplo de revelação dos resultados para fonte alimentar de conteúdo intestinal de <i>Triatoma sordida</i> com amostras positivas para presença de: ave, gambá, humano e tatu – Teste de Elisa. Fotos: acervo da autora.	88
Figura 43 Resultado da regressão binomial aplicada para avaliar a interferência das distintas áreas de coleta sobre a preferência alimentar de <i>T. sordida</i>	89
Figura 44 Boxplot do tamanho do centróide de asas direitas de fêmeas de <i>T. sordida</i> coletados de área não inundável (NI) e inundável (I) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.....	90
Figura 45 Análise de variações de formas de asas direitas de fêmeas para <i>T. sordida</i> coletados de áreas não inundável (NI) e inundável (I) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.....	91
Figura 46 Nematoda: A. Parasito juvenil de mermitídeo emergindo da extremidade posterior de ninfa de 3º estágio de <i>Triatoma sordida</i> coletado de galinheiro em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil (coleta de dezembro de 2018). B. Mermitídeo sob lâmina de microscopia para medição de comprimento total. Fonte: Martins <i>et al.</i> (2020).	92
Figura 47 Mermitídeo nematoide parasito de <i>Triatoma sordida</i> observado por contraste de interferência diferencial (DIC). A. porção anterior B. porção posterior mostrando o anel da extremidade da cauda. Barras de escala: 60 mm (A); 150 mm (B). Fonte: Martins <i>et al.</i> (2020).	93
Figura 48 Galinheiro da localidade “Lago Azul” (15°33'43.9" S, 051°47'26.2" W, 294 m alt.) Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, onde foi coletado a ninfa de <i>T. sordida</i> parasitada por um mermitídeo. Fotos: acervo da autora.	94

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 Número (n) absoluto de triatomíneos coletados em Araguaiana, Mato Grosso, segundo período de coleta.	61
Tabela 2 Número de espécimes de triatomíneo por localidades, espécie, ambiente e fase de desenvolvimento coletados em unidades domiciliares de localidades de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil no período de junho de 2017 a março de 2019.	62
Tabela 3 Número de espécimes de triatomíneos coletados por ambiente e ecótopo em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.	66
Tabela 4 Número de espécimes de triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil por estação climática no período de junho de 2017 a março de 2019.	68
Tabela 5 Número de espécimes de triatomíneos por fase de desenvolvimento segundo a estação climática coletados nas localidades de Araguaiana, Mato Grosso, no período de jun./17 a mar./19.	69
Tabela 6 Valores registrados para as variáveis ambientais: precipitação pluviométrica, temperaturas máxima, mínima e compensada e umidade relativa segundo mês/ano da coleta.	70
Tabela 7 Correlação entre variáveis ambientais com a população de <i>Triatoma sordida</i> coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.	71
Tabela 8 Valores de “p” obtidos pelo modelo binomial negativo para as variáveis: tipo de área, ano/mês e estádio/sexo.	72
Tabela 9 Fauna registrada por relato da população ou observação durante as coletas de triatomíneos nas localidades de Araguaiana, Mato Grosso.	75
Tabela 10 Múltiplas fontes alimentares identificadas por meio do teste de ELISA para triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.	85
Tabela 11 Fontes alimentares, segundo a fase de desenvolvimento, identificadas em triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.	87
Tabela 12 Resultado dos valores obtidos pelo modelo binomial negativo para fonte alimentar utilizada pelos triatomíneos coletados das distintas áreas.	88

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

CD- Colonização Domiciliar
DCh- Doença de Chagas
DNA- Ácido Desoxirribonucleico
DTD- Densidade Triatomínica Domiciliar
ELISA- *Enzyme Linked Immunosorbent Assay*
ENSP- Escola Nacional de Saúde Pública
ERS- Escritório Regional de Saúde
FIOCRUZ - Fundação Oswaldo Cruz
FUNASA- Fundação Nacional de Saúde
GPS- Sistema de Posicionamento Global
IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
ID- Infestação Domiciliar
IMEA- Instituto Mato-grossense de Economia Agropecuária
IN- Infecção Natural
INMET- Instituto Nacional de Meteorologia
HCl- Ácido Clorídrico
MG- Morfometria Geométrica
MS- Ministério da Saúde
OMS- Organização Mundial da Saúde
OPS- Organização Pan-Americana de Saúde
PBS- Tampão fosfato salino
PDCh- Programa de Controle da Doença de Chagas
PCR- Reação em cadeia de polimerase
cPCR- PCR convencional
PIT- Posto de Informação de Triatomíneo
SES- Secretaria de Estado de Saúde
SEPLAN- Secretaria de Planejamento
SISAB- Sistema de Informação em Saúde para a Atenção Básica
SINAN- Sistema de Informação de Agravos de Notificação
SMS- Secretaria Municipal de Saúde
SUCAM- Superintendência de Campanhas de Saúde Pública
SUS- Sistema Único de Saúde

SVS- Secretaria de Vigilância em Saúde

UD- Unidade Domiciliar

WHO- *World Health Organization* (Organização Mundial de Saúde)

µl-

microlitro

1 INTRODUÇÃO

1.1 A doença de Chagas

A doença de Chagas (DCh) é uma infecção tropical negligenciada (DNT) produzida pelo protozoário *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909), sendo transmitida pelas fezes de hemípteros hematófagos infectados durante o processo de hematofagia (MARTINS-MELO *et al.*, 2012; SANTOS *et al.*, 2020). A DCh apresenta caráter debilitante e foi a principal causa de anos de vida ajustados por deficiências no Brasil, entre todas as DNT (MARTINS-MELO *et al.*, 2018).

Primariamente uma enzootia, tornou-se uma antropozoonose a partir de intervenções antrópicas no ambiente. Segundo Zingales (2011), a DCh estabeleceu-se como uma zoonose há 200-300 anos como resultado do desmatamento provocado pela expansão da agricultura e agropecuária que promoveu a adaptação de insetos silvestres ao ambiente doméstico, na procura por uma fonte alimentar. O deslocamento dos vetores de seus ecótopos naturais para o peridomicílio e ou domicílio humano facilitou a transmissão do parasito a humanos (COURA, 2003; DIAS; BORGES, 1979; FORATTINI, 1980; VINHAES; DIAS, 2000). Para Santos *et al.* (2020), a infecção chagásica humana, incluindo reservatórios silvestres e vetores, está presente em 21 países da América Latina.

A forma clássica de transmissão vetorial ocorre com a dejeção contendo as formas infectantes de *T. cruzi*, tripomastigotas metacíclicas, sobre a pele íntegra ou mucosas durante ou após repasto sanguíneo do triatomíneo. Outras vias de transmissão ocorrem de forma congênita, por transfusão sanguínea e por meio da ingestão de alimentos contaminados com *T. cruzi* (DIAS; COURA, 1997; REY, 2002). De acordo com Coura (2007), são considerados mecanismos de transmissão secundário o transplante de órgãos, os acidentes em laboratório, a manipulação de animais contaminados, por via sexual e criminal (indução da infecção por inoculação oral).

A doença apresenta duas fases clínicas distintas, a aguda (DCA), caracterizada pela presença do parasito *T. cruzi* na circulação sanguínea do paciente e a crônica, aquela que geralmente manifesta sintomas inespecíficos, podendo não ser identificada e muitas vezes evolui para um estado sem manifestações clínicas. Casos crônicos decorrentes de infecção vetorial, mostram aproximadamente três milhões de indivíduos infectados no Brasil. No entanto, esse quadro é passível de mudança, com registros frequentes de surtos de DCA por transmissão oral em diferentes Estados brasileiros, com maior frequência de casos na Amazônia Legal (Amazonas, Maranhão, Mato Grosso, Amapá, Pará, Tocantins) (BELLO *et*

al., 2017; BRASIL, 2009; COURA, 2015). Na região Centro Oeste, o Estado de Góias registra o maior número de casos agudos seguido por Mato Grosso (BRASIL, 2020).

Devido à inexistência de uma vacina, a estratégia básica de controle da transmissão da DCh depende do controle vetorial por meio de aplicação periódica e sistemática de inseticidas de ação residual, no intra e peridomicílio (DIAS, 1997). Graças a adoção massiva dessa estratégia a Fundação Nacional de Saúde reduziu drasticamente a presença de triatomíneos no intradomicílio, culminando na certificação do Brasil como área livre de transmissão vetorial pelo *Triatoma infestans* (Klug, 1834) de acordo com a Organização Mundial de Saúde (OMS) (ABAD-FRANCH *et al.*, 2014).

1.2 Biologia de *Trypanosoma cruzi*

Trypanosoma cruzi é um protozoário flagelado da família Trypanosomatidae (STORER *et al.*, 1991), autóctone do Continente Americano (DIAS *et al.*, 2002), mas sua distribuição vai muito além das Américas: presentes desde os Grandes Lagos da América do Norte até a Patagônia na Argentina e Chile (COURA; DIAS, 2009; NEVES, 2011; SCHOFIELD, 2000; ZINGALES *et al.*, 2012).

Esses protozoários são parasitos heteroxinênicos cujo ciclo evolutivo perpassa por hospedeiros vertebrados e invertebrados (NEVES, 2011). O ciclo de vida do *T. cruzi* é complexo, apresentando 4 formas distintas: amastigotas intracelulares e tripomastigotas sanguíneas nos hospedeiros mamíferos e as formas epimastigotas e tripomastigotas metacíclicas nos triatomíneos (TYLER e ENGMAN, 2001).

Trypanosoma cruzi é representado por um conjunto de populações, denominadas isolados ou cepas, que circulam entre hospedeiros mamíferos e nos vetores invertebrados, refletindo em heterogeniedade no seu comportamento biológico (CAMPBELL *et al.*, 2004). Essas subpopulações, com diferentes características bioquímicas, biológicas e genéticas (MACEDO *et al.*, 2004), fazem com que seja um dos parasitos de maior sucesso adaptativo. As linhagens genéticas desse protozoário, bem como as espécies vetoras variam de acordo com a área geográfica (DWORAK *et al.*, 2017). Diante da grande diversidade de *T. cruzi*, com o objetivo de uma padronização, um comitê de especialistas reunidos para um Simpósio Internacional, recomendou a divisão de *T. cruzi* em seis grupos (*T. cruzi* I-VI); sendo cada grupo denominado DTU (“discrete typing unit”) (ZINGALES, *et al.*, 2009, 2012).

É um parasito multi-hospedeiro capaz de infectar centenas de espécies de hospedeiros pertencentes a 52 gêneros de mamíferos de oito ordens (JANSEN *et al.*, 2015). Considerando

hábitats e hospedeiros, é um protozoário eclético, transmitido em uma rede parasitária bem estabelecida em diversos Biomas Neotropicais (GARCIA *et al.*, 2007).

1.3 Reservatórios de *Trypanossoma cruzi*

O ambiente silvestre representa o ecossistema primário de *T. cruzi* devido sua circulação entre os reservatórios naturais e triatomíneos (CÔRREA *et al.*, 1998).

Aproximadamente 164 espécies de animais silvestres foram descritas como reservatórios de *T. cruzi* (SIQUEIRA-BATISTA, 2007), distribuídos pelas ordens de mamíferos, Artiodactyla, Chiroptera, Primates, Carnívora, Rodentia, Cingulata, Pilosa e Didelphimorphia, com intensidades variadas no ciclo de transmissão de *T. cruzi* (JANSEN *et al.*, 2018).

No ambiente domiciliar, os principais reservatórios são: cães, gatos, ratos domésticos, caprinos, ovinos, suínos e humanos (BEZERRA, 2013; COURA, 2008; CRISANTE *et al.*, 2006; DEANE, 1964). Os cães, quando infectados, podem apresentar diferentes graus de patogenicidade (FERREIRA *et al.*, 2005) e parecem ser a única espécie animal capaz de desenvolver as alterações patológicas crônicas da doença semelhantes ao que ocorre com a espécie humana, deixando clara a sua importância como principal reservatório doméstico do parasito (SANTANA *et al.*, 2012).

Compreender os padrões de associações de triatomíneos e reservatórios ajuda a identificar espécies ainda pouco conhecidas do ponto de vista epidemiológico, bem como determinar populações de vertebrados com papéis significativos de reservatórios para o *T. cruzi* (GEORGIEVA *et al.*, 2017).

1.4 Triatomíneos

Os triatomíneos são insetos paurometábolos cujo ciclo de desenvolvimento vai de ovo até a fase adulta, passando por cinco estádios ninfais. Adultos de ambos os sexos e ninfas alimentam-se de sangue e podem se infectar com *T. cruzi* (LENT; WYGODZINSKY, 1979). Apresentam fotofobia, termotropismo positivo e presença de substâncias anticoagulantes e anestésicas na saliva (SCHOFIELD, 1979). O hábito noturno e a composição salivar facilitam a hematofagia, uma vez que se valem do período de repouso noturno dos seus hospedeiros, para realizar o repasto sanguíneo reduzindo as chances de predação (SCHOFIELD, 1985).

No Brasil, são popularmente conhecidos como “barbeiros” (REZENDE; RASSI, 2008); “bicudos”, “chupões”, “chupanças”, “fincões”, “procotós, entre outros” (GALVÃO,

2014). Em outros países das Américas, recebem denominações populares de vinchuca (Argentina, Bolívia e Chile), chinchorro (Equador), chirimacha (Peru), chipo (Venezuela) e kissing bug (EUA).

Para adultos de triatomíneos apresentam coloração negra, com variações cromáticas de amarelo claro, marrom, laranja e distintos tons de vermelho (JUBERG *et al.*, 2015). A cabeça é geralmente alongada, os olhos compostos são proeminentes e antenas são divididas em quatro segmentos inseridas lateralmente. Apresentam rostró alongado, com três segmentos visíveis, que repousa sob a cabeça (LEHANE, 2005). Possuem dois pares de asas, as anteriores com metade coriácea e metade membranosa (hemiélitros) e as posteriores inteiramente membranosas (ARGOLO *et al.*, 2008).

Taxonomicamente, pertencem ao Filo Arthropoda, Classe Insecta, Ordem Hemiptera, Subordem Heteroptera, Superfamília Reduvidioidea, Família Reduviidae, Subfamília Triatominae (GALVÃO, 2014). Essa Subfamília está atualmente composta por 156 espécies e 18 gêneros distribuídas em cinco tribos (ALEVI *et al.*, 2020; GALVÃO *et al.*, 2020; ZHAO *et al.* 2021). A maioria das espécies de triatomíneos está distribuída na América do Sul e Central, sendo que o Brasil é o detentor da maior diversidade de triatomíneos (COSTA; LORENZO, 2009), com registro de 68 espécies.

Atualmente, mais de 100 espécies de triatomíneos são responsáveis pela transmissão da infecção natural por *T. cruzi*, intervindo diretamente na veiculação no ambiente domiciliar ou na manutenção do ciclo enzoótico chagásico (OPAS, 2006). Os gêneros de especial importância epidemiológica na transmissão do *T. cruzi* ao homem são: *Panstrongylus* Berg, 1879, *Rhodnius* Stål, 1859 e *Triatoma* Laporte, 1832 (GALVÃO, 2014; MONTEIRO *et al.*, 2018; MS, 2015; OLIVEIRA; ALEVI, 2017; REY, 2002; SILVA *et al.*, 2015).

No Brasil, historicamente as espécies de maior importância epidemiológica são: *T. infestans* espécie alóctone, de elevada antropofilia, atualmente considerada controlada (ABAD-FRANCH *et al.*, 2014; ALMEIDA *et al.*, 2008). *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835), uma espécie nativa e domiciliada em extensa área das regiões litorâneas do Nordeste e sudeste. *Triatoma brasiliensis* (NEIVA, 1911) com ampla distribuição no semiárido do Nordeste (CORRÊA; ESPÍNOLA, 1964); (BRASIL, 2017; FORATTINI, 1980; GURGEL-GONÇALVES *et al.*, 2012; VINHAES; DIAS, 2000). *Triatoma sordida* (Stål, 1859), espécie nativa do Cerrado, portanto não erradicável (SILVEIRA *et al.*, 1993); tido como um dos possíveis substituto para *T. infestans* na transmissão de *T. cruzi* (NOIREAU *et al.*, 1995, 1998, 1999). Para o MS (II CONSENSO, 2016), há 15 espécies de importância epidemiológica.

Mato Grosso (MT) é o segundo Estado brasileiro com maior diversidade de espécies triatomíneos, com registro de ocorrência de 22 espécies (GALVÃO, 2014; JUBERG *et al.*, 2015; MARTINS *et al.*, 2019a).

1.5 *Triatoma sordida*

Apresenta coloração geral variando de castanho claro a escuro, comprimento de 14 a 19 mm nos machos e 15 a 20 mm nas fêmeas (GALVÃO, 2014) (Figura 1). É considerada ubiquista, com elevado potencial ecológico, alimentação eclética, capacidade para suportar grandes mudanças ambientais, beneficiando-se frente ao desaparecimento de seus competidores, apresenta elevada expectativa de vida (BAR e WISNIVESKY-COLLI, 2001; DIOTAIUTI *et al.*, 1993; FORATTINI *et al.*, 1973; GONZALES-BRITES *et al.*, 2014; PELLI *et al.*, 2007).

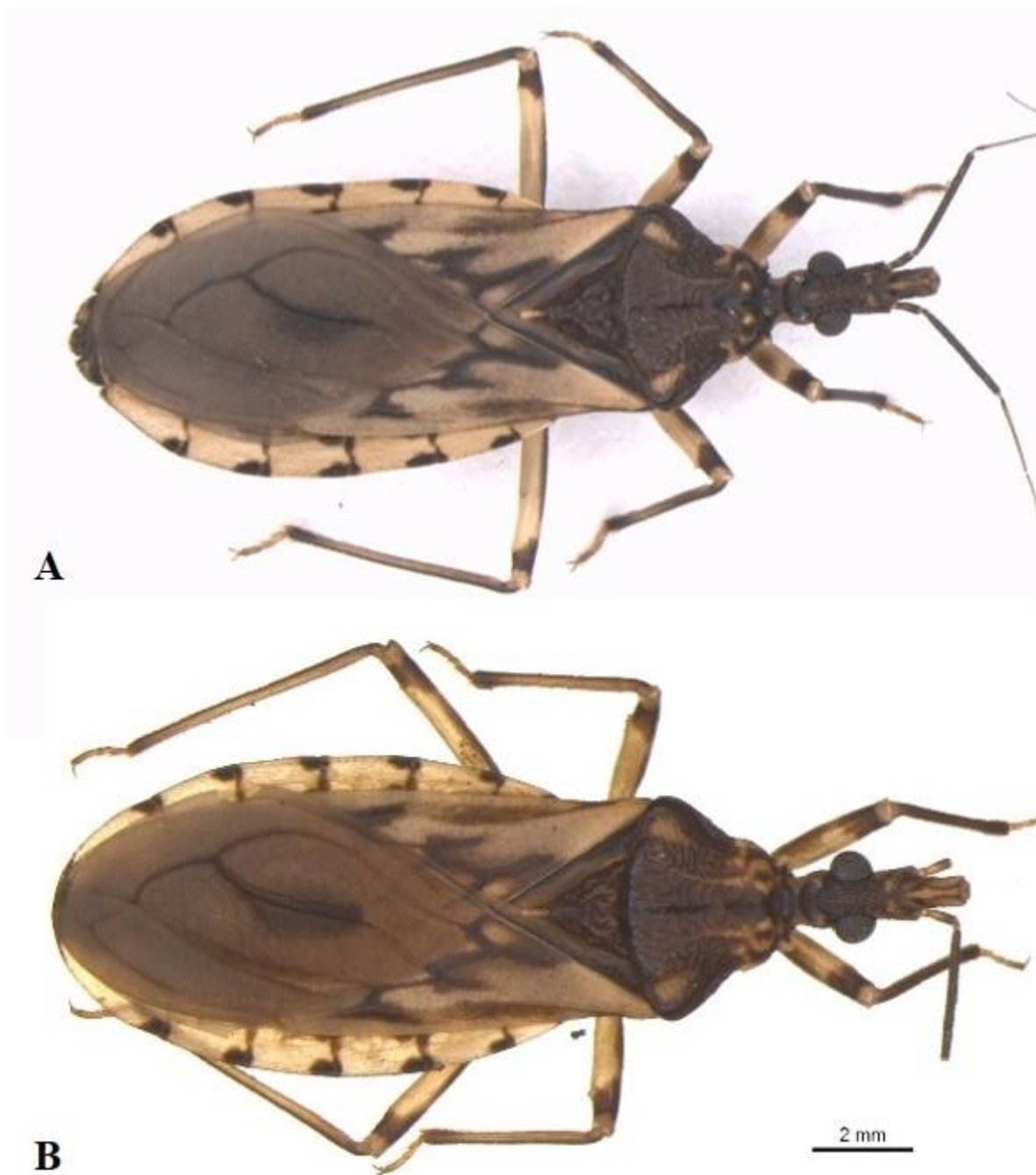


Figura 1 Espécimes de *Triatoma sordida*: A. fêmea; B. macho. Fonte: Coleção Triatominae Unesp Araraquara

Em ambiente natural, *T. sordida* vive preferencialmente em cascas e ocos de árvores (CARCAVALLO *et al.*, 1997; DIOTAIUTI *et al.*, 1993; FORATTINI, 1973), raízes expostas (LENT; WYGODZINSKY, 1970), em bromélias (ALMEIDA *et al.*, 2014; LENT; WYGODZINSKY, 1979), em palmeiras (BAR; WISNIVESKY-COLLI, 2001; BARRETTO *et al.*, 1969; CARCAVALLO *et al.*, 1997; LENT; WYGODZINSKY, 1979), em vegetação herbácea e paredes de pedras (LENT; WYGODZINSKY, 1970), em ninho de aves silvestres, refúgios de tatus, gambás, roedores e macacos (CARCAVALLO *et al.*, 1997).

No meio silvestre, é encontrada em baixa densidade populacional, e desta forma, ao que parece o meio natural não é tido como estável para suas populações (DIOTAIUTI *et al.*, 1993). As colônias encontradas, além de pequenas, geralmente apresentam um status nutricional baixo, fato esse que pode influenciar a iniciação do voo e, conseqüentemente, o processo de dispersão (OMS, 2002). É importante ressaltar, porém, que conforme demonstrado por Dantas *et al.* (2018), adultos podem se deslocar entre os diversos ambientes peridomiciliares.

Lucena (1959) discorreu sobre os gradientes de ocorrência de *T. sordida* afirmando que esta espécie podia ser encontrada desde áreas frias e secas até as mais quentes e úmidas dos biomas de Cerrado e do Gran Chaco, mantendo sempre uma estreita associação com as áreas de mata ciliar, em que a espécie era identificada ao longo dos rios. Forattini (1980) salienta que o centro de dispersão de *T. sordida* estaria no Cerrado brasileiro. Este dado foi corroborado pelos resultados de Ribeiro (2014) que sugeriu que as populações de *T. sordida* tenham sido originadas na região centro-sul do Brasil abrangendo os Estados de Mato Grosso, Goiás e Minas Gerais que apresentam, predominantemente, vegetação de formação típica do Cerrado. Entretanto, *T. sordida* está presente também nos biomas Mata Atlântica, Caatinga, Cerrado, Chaco e Pantanal (GURGEL-GONÇALVES *et al.*, 2011, 2012; GALVÃO *et al.*, 2014).

No Brasil, essa espécie já foi registrada em 14 Estados: Acre, Bahia, Maranhão, Mato Grosso do Sul, Paraná, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo, Tocantins, além dos 3 citados acima (GALVÃO *et al.*, 2014; GURGEL *et al.*, 2011; RAMOS *et al.*, 2018). Sua distribuição é conhecida ainda na Bolívia, Chile e Paraguai (BARRETO, 1968). Para o Chile apenas um exemplar foi registrado até o momento (NEIVA e LENT, 1943) (Figura 2).

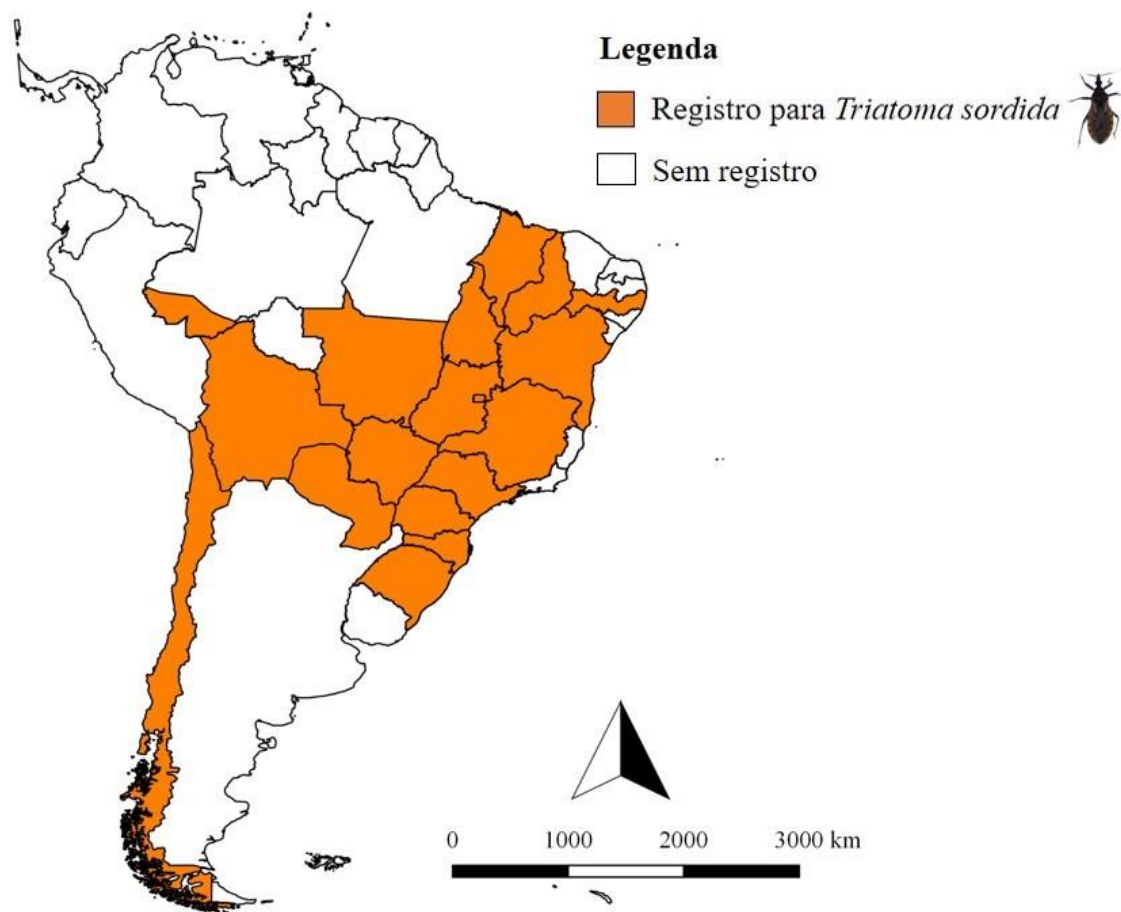


Figura 2 Mapa da distribuição geográfica de *Triatoma sordida* na América Latina, para Chile, Maranhão e Santa Catarina não há descrição da localidade.

Triatoma sordida merece atenção especial pela capacidade de dispersão e ampla distribuição geográfica (DIOTAIUTI *et al.*, 1995; FORATTINI *et al.*, 1973, 1974, 1983; PESSOA *et al.*, 2016). Destaca-se como a espécie de triatomíneo mais capturada no Brasil, principalmente em ambiente peridomiciliar (COMINETTI *et al.*, 2013; DIOTAIUTI *et al.*, 1995, 1998; FALAVIGNA-GUILHERME *et al.*, 2002; FORATINNI *et al.*, 1980; OBARA *et al.*, 2011; OLIVEIRA; SILVA, 2007; PELLI *et al.*, 2007; ROSSI *et al.*, 2015; TOLEDO *et al.*, 1997; VINHAES; SILVEIRA, 2001). Algumas de suas características biológicas podem favorecer o processo de dispersão e colonização de ecótopos artificiais, tais como: capacidade de resistência ao jejum, facilidade de adaptação a diferentes hospedeiros e mobilidade relativa. Sua capacidade de dispersão pelo voo pode atingir distâncias superiores a 200 metros em campo aberto (SCHOFIELD *et al.*, 1991).

A disseminação e posterior formação de colônias ocorrem com mais frequência em áreas abertas, com notável expressão em pastagens. As alterações ambientais antrópicas

parecem favorecer a densidade populacional de *T. sordida* (FORATTINI *et al.*, 1973; PESSOA *et al.*, 2015a). Diante da degradação ambiental as estruturas peridomiciliares construídas pelos humanos se tornaram alternativa para abrigar e alimentar populações de triatomíneos com condições microclimáticas mais estáveis (DIOTAIUTI *et al.*, 1993; SCHOFIELD *et al.*, 1999). Assim, há registro de *T. sordida* em distintos ecótopos artificiais, como pilhas de madeira, telhas, tijolos, cercas de madeira ou pedras, galinheiros, chiqueiros currais de gado e ovelhas.

Triatoma sordida já foi relacionada a infecção por via oral de DCh na Bahia (DIAS *et al.*, 2008). Em outro estudo recente desenvolvido na Bahia a espécie revelou uma taxa de infecção natural por *T. cruzi* elevada, com registro de colônias positivas no intradomicílio (RIBEIRO-JUNIOR. *et al.*, 2019). Segundo Minuzzi-Souza *et al.* (2017), *T. sordida* desempenha papel fundamental na manutenção do risco de transmissão de *T. cruzi* para os humanos no Estado de Goiás e no Distrito Federal do Brasil.

1.6 O Pantanal do Araguaia

O Pantanal é uma extensa área, localizada e controlada pela Bacia do Alto Paraguai (BAP), situada entre o Brasil, Bolívia e Paraguai, com área total de aproximadamente 36.166,600ha (BRAZ *et al.*, 2020). No Brasil, em sua maior ocorrência, o Pantanal divide-se entre os Estados de Mato Grosso do Sul e Mato Grosso e ocupa área de aproximadamente 160.000 km² do território brasileiro (PEREIRA *et al.*, 2012). O Pantanal Mato-Grossense é uma das maiores planícies sujeitas a inundações periódicas, com 140.000 km² (BRASIL, 1982).

O Pantanal é considerado uma bacia de sedimentação ativa, deprimida e plana e que devido à baixa topografia tem suas terras sazonalmente sujeitas a inundações, cuja rede de drenagem é comandada pelo rio Paraguai (BRAZ *et al.*, 2020). As principais feições fitoecológicas presentes são compostas pela Savana Arborizada, Savana Florestada, Savana Gramíneo-lenhosa, Pastagem e Floresta Estacional Semi-decidual Aluvial (BRASIL, 2010).

Uma das áreas estudada é sazonalmente inundável, num processo denominado pulso de inundação. Mato Grosso (e parte de Tocantins) possui uma grande planície localizada na porção nordeste do estado, que é sazonalmente inundada pelo Rio das Mortes e pelo Rio Araguaia. Evidenciam características semelhantes às encontradas no Pantanal Mato-grossense, sendo denominado de Pantanal do Araguaia. São considerados como pertencentes a categoria de área úmida, ou seja, áreas periodicamente inundáveis (época chuvosa) que ocorrem em extensas depressões e são caracterizadas por um pulso de inundação monomodal (JUNK, 1997).

Uma das características que permitem essa classificação é a formação de lagoas, baías e brejos, cuja dinâmica é influenciada pelo regime hídrico e pela inundação sazonal. As complexas e pouco conhecidas fitofisionomias que se inserem nesta planície de inundação necessitam de estudos detalhados, principalmente se considerarmos as importantes relações que ocorrem entre esta área inundável e a fauna regional (MARIMON; LIMA, 2001).

A combinação de pulsos de inundação, topografia e características físicas da planície de inundação do Rio Araguaia resultou em padrões únicos de distribuição da vegetação de campos de murundus (HAMILTON, 2002). Esses, ocorrem em áreas sazonalmente inundáveis e, sob tais circunstâncias, funcionam como verdadeiras ilhas com efeito protetivo contra alagamentos para a fauna (OLIVEIRA-FILHO 1992a).

1.7 Variabilidade fenotípica e morfometria geométrica

Classicamente, a plasticidade fenotípica é definida como uma mudança ocorrida na expressão do fenótipo em resposta ao ambiente (BROMER, 2013; VIA; LANDE, 1987; 1985). Esta flexibilidade fenotípica é universal para os seres vivos (SCHLICHTING; WUND, 2014), promovida pela capacidade de um único genótipo exibir uma gama de fenótipos em resposta à variação no ambiente (BRADSHAW, 1965; LIMA *et al.*, 2017; PIGLIUCCI, 2001), podendo ocorrer tanto individual, quanto no populacional (BROMER, 2013) expressas em caracteres morfológicos, fisiológicos, bioquímicos, comportamentais e/ou fenológicas, dentre outros (WHITMAN; AGRAWAL, 2009).

Segundo Forsman (2014), há duas formas distintas de plasticidade, a ativa e a passiva. A plasticidade fenotípica é ativa quando envolve múltiplos genes e gera mudanças complexas ocasionando impactos que recaem sobre a evolução (SMITH-GILL, 1983; WUND, 2012). O polimorfismo de comprimento de asa em algumas espécies de insetos é um exemplo que tipifica a plasticidade ativa (ROFF e FAIRBAIRN, 2007). Já a plasticidade passiva resulta de influências ambientais diretas sobre processos químicos, fisiológicos e de desenvolvimento. Um crescimento atrofiado diante da escassez de recursos pode ser considerada uma demonstração de plasticidade fenotípica passiva (SCHEINER, 2006; WHITMAN; AGRAWAL, 2009). Nesse, a alteração fenotípica teria um valor adaptativo reduzido em relação a ancestralidade (GHALAMBOR *et al.*, 2007).

Os triatomíneos possuem elevada plasticidade fenotípica, uma mesma espécie pode apresentar uma ampla variedade de tamanhos e cores, podendo muitas vezes erroneamente ser tratada como se fossem espécies ou subespécies distintas (DUJARDIN *et al.*, 2009). A compreensão das respostas complexas dos organismos às mudanças no seu ambiente justifica

o delineamento de estudos em diferentes circunstâncias para contribuir com a elucidação de causas e consequências da plasticidade fenotípica (FORSMAN, 2014).

São crescentes os estudos que analisam a plasticidade fenotípica aplicando a morfometria geométrica (MG), possibilita demonstrar muitos aspectos da biologia de um organismo, como: fisiologia, patologias e evolução fenotípica ou genética (DUJARDIN; SLICE, 2007). Estudos empregando a MG não se limitam às variações de tamanho e forma entre espécies, mas também às alterações de formas no desenvolvimento do indivíduo, entre indivíduos da mesma população ou de diferentes populações (DUJARDIN *et al.*, 2002).

A MG consiste em uma técnica matemático-espacial na qual são analisados pontos de referência marcados em determinadas partes dos insetos (asas, cabeça), convertidos em coordenadas utilizando programas específicos (DUJARDIN; SLICE, 2007). O objetivo é representar a geometria das formas estudadas, descrevendo e localizando claramente regiões nas quais ocorrem mudanças, reconstruindo e reconstituindo graficamente cada uma delas (FORNEL, 2005).

O conhecimento da variação intraespecífica é de interesse epidemiológico, pois permite detectar a existência de populações isoladas ou homogêneas, distribuídas em distintos habitats no ambiente domiciliar, peridomiciliar ou silvestre cujos riscos de infestação são diferentes, conseqüentemente, necessitam de distintas medidas de controle (SOTO-VIVAS *et al.*, 2007).

É uma ferramenta importante para diferenciar populações de tritmomíneos domiciliadas ou silvestres, tendo aplicação para a vigilância e controle da DCh (BORGES *et al.*, 2005; DUJARDIN, 2008; GURGEL-GONÇALVES, 2008).

1.8 A Regionalização da Saúde em Mato Grosso e o controle da doença de Chagas após a descentralização dos serviços de saúde

Mato Grosso está dividido em 16 Regiões de Saúde com o papel estratégico para a organização, o planejamento e a execução de ações e serviços de saúde do Sistema Único de Saúde (SUS) (Resolução CIB nº 065 de 03/4/2012, CIB-MT) (SES/MT, 2012). Cada região, tem no município sede, um Escritório Regional de Saúde (ERS), unidade desconcentrada da Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso (SES/MT), tendo sob sua responsabilidade os municípios que compõe uma região de saúde. O papel dos ERS é acompanhar, orientar, monitorar, avaliar os serviços de saúde e a gestão em cada município da sua região de saúde (SES/MT, 2010).

Os municípios pertencentes aos ERS estão organizados e agrupados em Regiões sendo estruturadas em micro e macros regiões em que contam o aporte para cada região de gestão

regionalizada da saúde, como unidade gestora local da SES, esta é uma medida estratégica de desconcentração e descentralização administrativa e técnica para atender as Secretarias Municipais em face a grande extensão territorial do Estado e as inúmeras e distintas demandas de saúde (SES/MT, 2019).

O processo de descentralização das ações e dos serviços da saúde, iniciado na década de 70, não ocorreu de forma uniforme no Brasil. Em 2003, com a estruturação da Secretaria de Vigilância e Saúde (SVS) pelo Ministério da Saúde (MS), o controle de doenças até então de responsabilidade da Fundação Nacional de Saúde (FUNASA), passou a ser de competência da SVS (FUNASA, 2011). Assim, o Programa de Controle da Doença de Chagas (PCDCh) foi inserido na Gerência do grupo de doenças epidemiologicamente similares, seja pela forma de transmissão (vetorial) ou pela origem ancestral (SILVEIRA; PIMENTA Jr., 2011). Atualmente, há na Coordenação de Doenças Transmissíveis um Grupo Técnico da doença de Chagas (GT- Chagas) (SES/MT, 2019).

Em meados de 2000, foi instituída a Superintendência de Vigilância em Saúde (SVS) em Mato Grosso (MT), dentre as suas atribuições, consta a responsabilidade por assessoria e acompanhamento das atividades executadas pelas Secretarias Municipais de Saúde (SMS) para controle da DCh. Uma das ações executadas é o acompanhamento das atividades mensais realizadas pelos municípios a partir das planilhas do PCDCh (MORENO; BARACHO, 2000).

Araguaiana, Mato Grosso pertence a região de saúde Garças Araguaia (Figura 3) e é acompanhada pelo Escritório Regional de Saúde de Barra do Garças. As planilhas mensais do PCDCh do banco de dados de Araguaiana trazem registro de triatomíneos desde 2007 (dados não publicados). Para o período 2014 a 2018, 28 municípios mato-grossenses registraram a presença de triatomíneos, com 11 espécies pertencentes a quatro gêneros:

Eratyrus mucronatus Stal, 1859, *Panstrongylus geniculatus* (Latreille, 1811),
Panstrongylus guentheri Berg, 1879, *Pantrgongylus diasi* Pinto & Lent, 1946, *Rhodnius robustus* Larrousse, 1927, *Rhodnius. pictipes* Stal, 1872, *Rhodnius neglectus* Lent, 1954, *Triatoma sordida*, *Triatoma jurbergi* Carcavallo, Galvão & Lent, 1998, *Triatoma. pseudomaculata* Corrêa & Espínola, 1964 e *Triatoma williami* Galvão, Souza & Lima, 1965 (MARTINS *et al.*, 2019b).

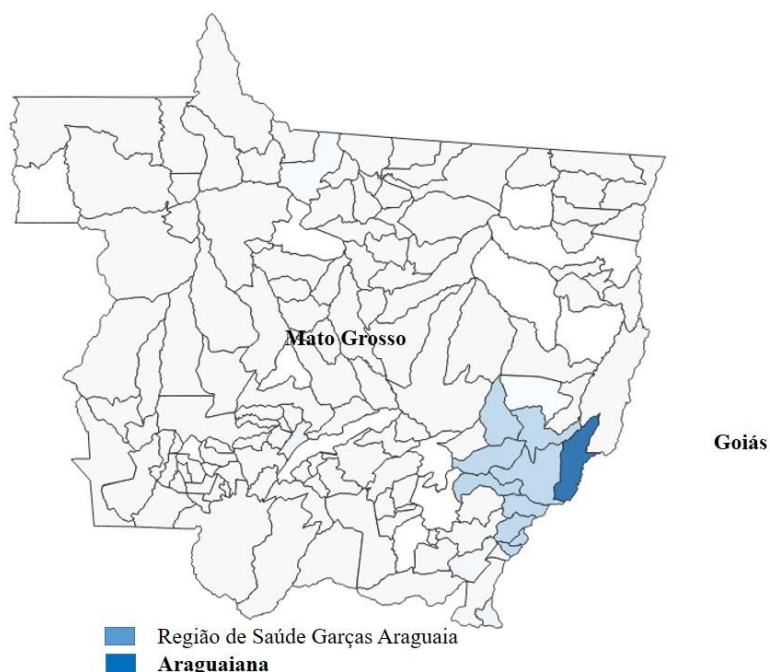


Figura 3 Mapa do Estado de Mato Grosso, Brasil: Região de Saúde Garças Araguaia e município de Araguaiana. Fonte: IBGE.

1.9 Educação permanente e educação em saúde

A educação permanente em saúde proporciona a construção de novos saberes, pois conjugam os conhecimentos acadêmico-científicos aos saberes do serviço. Já a educação em saúde (ES) é uma importante ferramenta no processo de conscientização e inerente a todas as práticas desenvolvidas no âmbito do SUS (BRASIL, 2007; FERREIRA *et al.*, 2014).

Os trabalhadores da saúde - componente indispensável para se alcançarem os objetivos dos serviços e a finalidade dos processos de trabalho - precisam buscar e acessar constantes espaços de reflexão sobre a prática, a atualização técnico-científica e o diálogo com usuários/população e demais trabalhadores que integram os serviços (PEDUZII *et al.*, 2009). Nesse sentido, foi lançado e implantada pelo Ministério da Saúde em 2004 a política Nacional de Educação Permanente em Saúde (EPS) (BRASIL, 2004).

Essa, propõe que os processos de capacitação dos trabalhadores tomem como referência as necessidades de saúde das pessoas e das populações, da gestão setorial e do controle social em saúde para qualificar as práticas de saúde com o objetivo de produzir um impacto positivo sobre a saúde individual e coletiva da população (BRASIL, 2007, 2011a, 2014; CAROTTA *et al.*, 2009; CECCIM, 2005; PEDUZII *et al.*, 2009).

Segundo Ayres (2009), quanto melhor o conhecimento dos aspectos relativos ao agente, ao hospedeiro, maior será a chance de intervir positivamente evitando a ocorrência de doenças e favorecendo modos de vida mais saudáveis. Briceño-León (1998) coloca que, no

caso das endemias, a participação popular tem cada vez papel mais importante, pois são fenômenos coletivos que afetam grande parte da população e, portanto, qualquer política de controle requer a cooperação das pessoas submetidas ao risco.

Dessa forma, o controle da transmissão do *T. cruzi*, no atual cenário, deve ser analisado sob uma nova perspectiva, sendo a atuação da vigilância de extrema importância, mantendo principalmente uma vigilância entomológica sensível nos municípios junto a ações de educação em saúde (BRASIL, 2015).

2 JUSTIFICATIVA

Apesar da DCh ter sido descoberta há mais de cem anos, ela ainda persiste como um grave problema de saúde pública na América Latina, influenciado por políticas sociais deficientes e pela limitação do tratamento terapêutico, que vem sendo utilizado há quase 40 anos, bem como, pelo fornecimento de dados epidemiológicos subestimados disponibilizados por países com endemicidade da doença que não retratam a sua real prevalência e distribuição (WESTPHALEN *et al.*, 2012).

Estima-se que cerca de 70 milhões de indivíduos estão sob risco de infecção, com sete milhões de pessoas infectadas e 12.000 mortes por ano (WHO, 2019). Atualmente, a DCh é a quarta causa de morte no Brasil entre as doenças infecto-parasitárias na faixa etária de 45 anos (FELIX *et al.*, 2020).

Após a campanha bem-sucedida dos países do Cone Sul para eliminar populações intradomiciliares de *T. infestans*, manter a vigilância das espécies nativas, que podem ocupar esse nicho, é essencial. O controle da DCh demanda um sistema de vigilância em saúde capaz de perceber e intervir sobre a reinfestação por triatomíneos em domicílios.

Como a DCh não tem cura e o tratamento com benznidazol e nifurtimox é mais eficaz na fase aguda da doença (que costuma ser assintomática), o controle vetorial é o método mais eficaz de prevenção dessa doença negligenciada (OMS, 2018), assim o estudo desses insetos hematófagos é importante para auxiliar os programas de controle vetorial.

Nesse contexto, o Estado de Mato Grosso mantém a vigilância em saúde ambiental para triatomíneos que, com a descentralização dos serviços de saúde, é executada pelas Secretarias Municipais de Saúde (SMS). Assim, a SMS realiza a pesquisa entomológica por busca ativa nas Unidades Domiciliares (UD) a procura de triatomíneos e/ou seus vestígios e o controle químico nas UD com presença de triatomíneos.

O município de Araguaina executa as atividades do “Programa de Controle e Prevenção da Doença de Chagas (PCDCh)” desde 2011, observando-se desde então, que a infestação domiciliar para triatomíneos é elevada. No referido ano, na pesquisa entomológica para triatomíneos em 115 UD da área rural, foram coletados 359 espécimes de *T. sordida*, 70% das UD positivas apresentaram colônias estabelecidas no peridomicílio (MORAES e QUEIROZ, 2012). As UD positivas para triatomíneos passam por controle químico residual, porém, o processo de infestação ou re-infestação persiste. Araguaina está classificada como de alto risco para transmissão da DCh pela Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso (SESMT). Diante desse cenário, o município foi selecionado para um acompanhamento mais aprofundado sobre a DCh.

Uma possibilidade a ser investigada seria a ocorrência de ecótopos denominados “hotspots”, caracterizados por habitats que favorecem a formação de colônias grandes e estáveis de triatomíneos e cuja estrutura dificulta um tratamento químico efetivo funcionando, assim, como mantenedores das fontes de infestação por triatomíneos e infecção por *T. cruzi*.

Considerando os poucos conhecimentos dos elementos que constituem a dinâmica de transmissão de *T. cruzi* em Mato Grosso, o conjunto de informações que se pretendeu levantar nesse estudo foi para o entendimento sobre vetores e hospedeiros (domésticos e silvestres) associados a manutenção e dispersão do *T. cruzi* para prover subsídios de embasamento aos serviços de saúde frente a atividades de prevenção e promoção a saúde efetivas para o controle da doença de Chagas.

Além do conhecimento sobre os determinantes ecológicos, deve-se registrar que a sustentabilidade das ações de prevenção da DCh no sistema de saúde descentralizado passa obrigatoriamente pela participação social. Para Abad-Franch *et al.* (2011), o desafio do controle da reinfestação domiciliar por triatomíneos nativos só será efetivo por meio de estratégias horizontais, com a comunidade assumindo o papel de protagonista.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

Analisar os indicadores entomológicos, além de avaliar dados morfométricos, infecção natural e a fonte alimentar da espécie *T. sordida* em áreas rurais inundáveis e não inundáveis no município de Araguaiana, Mato Grosso, Brasil, em conjunto com ações de educação em saúde.

3.2 Objetivos Específicos

- ✓ identificar as espécies de triatomíneos encontradas no peri ou intradomicílio, estimando os indicadores entomológicos;
- ✓ avaliar a sazonalidade na densidade populacional de triatomíneos;
- ✓ verificar se há influência de fatores bioclimáticos na densidade populacional de
- ✓ *Triatoma sordida*;
- ✓ determinar a taxa de infecção natural por *Trypanosoma cruzi*;
- ✓ identificar as fontes alimentares de *T. sordida*;
- ✓ avaliar se há relação direta entre as fontes alimentares e a manutenção do ciclo da doença de Chagas na área;
- ✓ investigar se há variabilidade no tamanho e forma das asas das populações de
- ✓ *T. sordida* de áreas com e sem pulso de inundação;
- ✓ avaliar a importância da educação permanente e educação em saúde na prevenção da doença de Chagas.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Área de estudo

O município de Araguaiana está localizado a 15°44'02" S 51°49'53" W, ao leste do Estado de Mato Grosso, Brasil, na Mesorregião nordeste mato-grossense e Microrregião Médio Araguaia. Com 270 m de altitude, possui 3.197 habitantes distribuídos em 6.429,386 km². O Bioma predominante é o Cerrado, que tem as fitofisionomias características de savana arborizada e savana parque. Apresenta também vegetação característica de floresta estacional semidecidual submontana e floresta estacional semidecidual aluvial nos limites com o município de Barra do Graças (SEPLAN, 2007; IBGE, 2016; BORGES; *et al.*, 2014), a principal atividade econômica é a pecuária (IMEA, 2010). O clima tropical é quente e subúmido, com estação de seca entre abril a setembro e uma chuvosa entre outubro a março (CAMARGO, 1963). A precipitação anual é de 1750 mm, com intensidade máxima entre novembro a fevereiro. A temperatura média anual é de 24,9 °C. Maior máxima 40 °C e menor mínima 15 °C (INMET, 2019).

O município é cortado pelo rio Araguaia, bacia Araguaia-Tocantins. Para Szmuchrowski *et al.* (2007), o rio Araguaia é a principal artéria fluvial do Cerrado, a qual mantém os mais importantes sistemas de áreas úmidas (wetlands) do Brasil Central e uma fascinante biodiversidade de vegetação e de animais residentes e migratórios (Figura 3).





F



G



H



I



J



K



Figura 4 Registro de parte da biodiversidade observada em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil: A. veado fêmea com filhote; B. onça; C. capivaras em bando; D. tamanduá bandeira fêmea com filhote; E. anta; F. jacaré; G. porco do mato; H. tuiuiú; I. corujas; J. colhereiro; L. Pato selvagem; M. araras; N. gavião; O. emas; P. garça. Fotos: acervo da autora.

4.2 Atividades de campo

Araguaina é basicamente um município rural agropecuário. É comum que as grandes propriedades tenham a casa sede e um conjunto de casas razoavelmente estruturadas para os funcionários. Ocasionalmente, esse cenário é contraposto por localidades com unidades domiciliares (UD) precárias (Figura 4).



Figura 5 Unidades domiciliares das localidades rurais pesquisadas em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil: A. casa da sede; B. casas para funcionários; C, D: habitações precárias. Fotos: acervo da autora.

Como característica de regiões rurais, as UD possuem anexos peridomiciliares compostos por: galinheiros, currais, chiqueiros, galpão para as máquinas agrícolas e depósitos para grãos ou material de trabalho, além de amontoado de: madeiras, tijolos, telhas etc.

4.3 Seleção das localidades

Foi realizada amostragem por conveniência a partir da análise dos dados secundários de 10 municípios que integram a Região de Saúde Garças Araguaia (Figura 5). Ao analisar a série histórica de 5 anos (2012 a 2016) das planilhas mensais do Programa de Controle da Doença de Chagas (PCDCh) de 10 Secretarias Municipais de Saúde encaminhadas à Regional de Barra do Garças pertencente à Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso, observou-se que o município de Araguaiana apresentava frequente registro de localidades positivas para triatomíneos. Assim, fez-se a seleção desse município e das localidades que precisariam ser pesquisadas a partir do critério infestação e/ou reinfestação domiciliar.

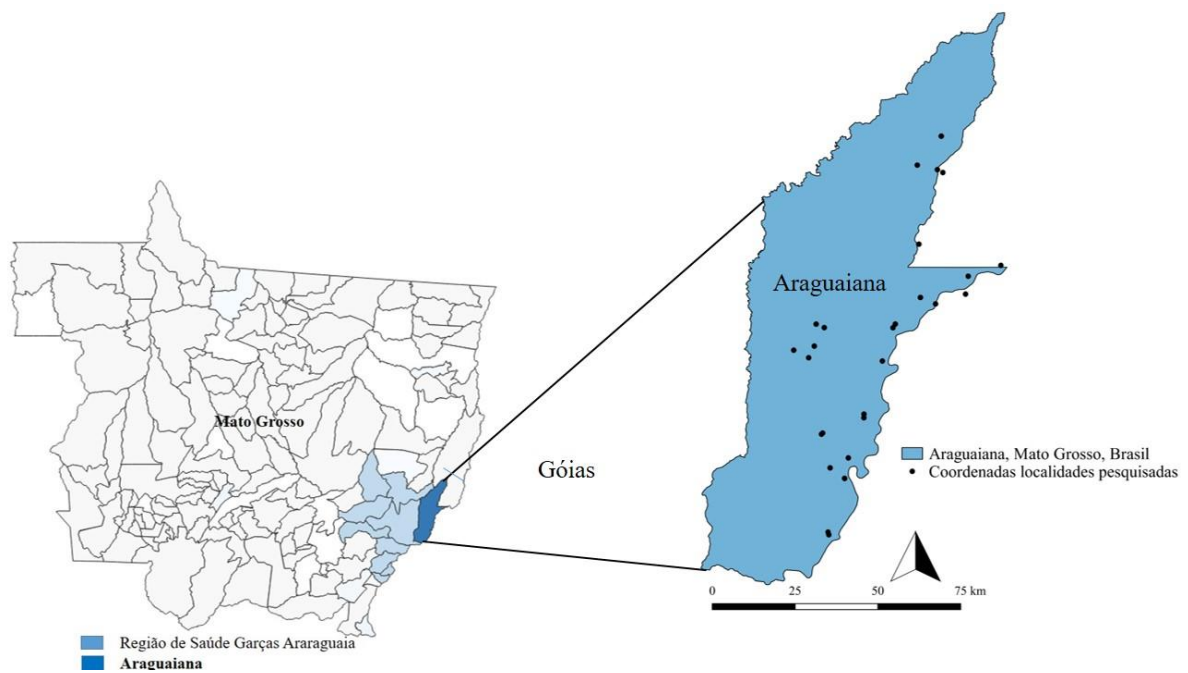


Figura 6 Distribuição espacial das localidades pesquisadas para triatomíneos em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil no período de junho de 2017 a março de 2019. Fonte: IBGE adaptado pela autora.

A característica marcante desse município em relação aos demais é a presença de áreas pantaneiras. Assim, para verificação de possível interferência desse fator ambiental na presença e densidade de triatomíneos em Araguaiana, foram selecionadas aleatoriamente 28 localidades, dentre 67 localidades rurais habitadas cadastradas no Sistema de Informação em Saúde para a Atenção Básica (SISAB). Dessas, 50% (14/28) integravam a área sujeita a pulso de inundação anual e as demais a área sem alagamento (Figura 7).



Figura 7 Localidades distintas de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil. **A.** área com pulso de inundação: Fazenda Pequeno Roxo; **B.** área não inundável: Fazenda Cruz de Malta. Fotos: acervo da autora.

Para avaliar possível sazonalidade, as coletas foram planejadas considerando períodos de seca e chuva (Figura 8), sendo quatro coletas para cada período, perfazendo oito coletas ao longo de 24 meses. Localidades notificadas da presença de triatomíneos a partir do Posto de Informação de Triatomíneos (PIT) também foram pesquisadas, mas não entraram no monitoramento. Assim, de 2017 a 2019, foram pesquisadas 33 localidades de Araguaiana, MT, porém somente 28 foram monitoradas.



Figura 8 Exemplo de Área inundável referência nos períodos de chuva (A) e seca (B), Município de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil. Fotos: acervo da autora.

4.4 Atividades de educação permanente e educação em saúde

4.4.1 Atividades com os agentes de saúde

Antes das coletas de campo voltadas ao projeto de pesquisa, foi realizado um treinamento teórico e prático com os agentes de saúde voltado à pesquisa entomológica e identificação de triatomíneos (Figura 9).



Figura 9 A. Abordagem ao morador; B. e C. prática de pesquisa entomológica; D. e E. diferenciação de probóscida; F. identificação dos insetos. Fotos: acervo da autora.

4.4.2 Atividades com a população

Ao responsável pela UD que autorizava a pesquisa em sua residência era apresentado e explicado o conteúdo do Termo de Livre Consentimento Esclarecido (Apêndice A), bem como solicitado que fosse assinado. Na sequência preencheu-se um questionário (Apêndice B) para registro de informações de possíveis fatores de risco para a presença de triatomíneo nas UD e no ambiente.

Na sequência, foi apresentado aos moradores triatomíneos montado em placas com os estádios de desenvolvimento do inseto, levadas pela equipe com o propósito de fornecer informações sobre o ciclo de vida dos triatomíneos (Figura 10).

Os moradores das UDs monitoradas receberam informações sobre quais os possíveis

locais onde os triatomíneos poderiam ser encontrados e quais as medidas de controle para impedir que os insetos colonizem o domicílio e o peridomicílio, assim como, quais são os procedimentos que devem ser seguidos quando for encontrado um possível triatomíneo.

Como apoio didático, materiais informativos, como o panfleto sobre doença de Chagas produzido pela da Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso (SES/MT) e cartões ilustrados (“cards”) de vetores da doença de Chagas produzidos pela Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ) (Figura 11, 12).



Figura 10 Material utilizado para divulgação científica com fases de desenvolvimento de triatomíneos.

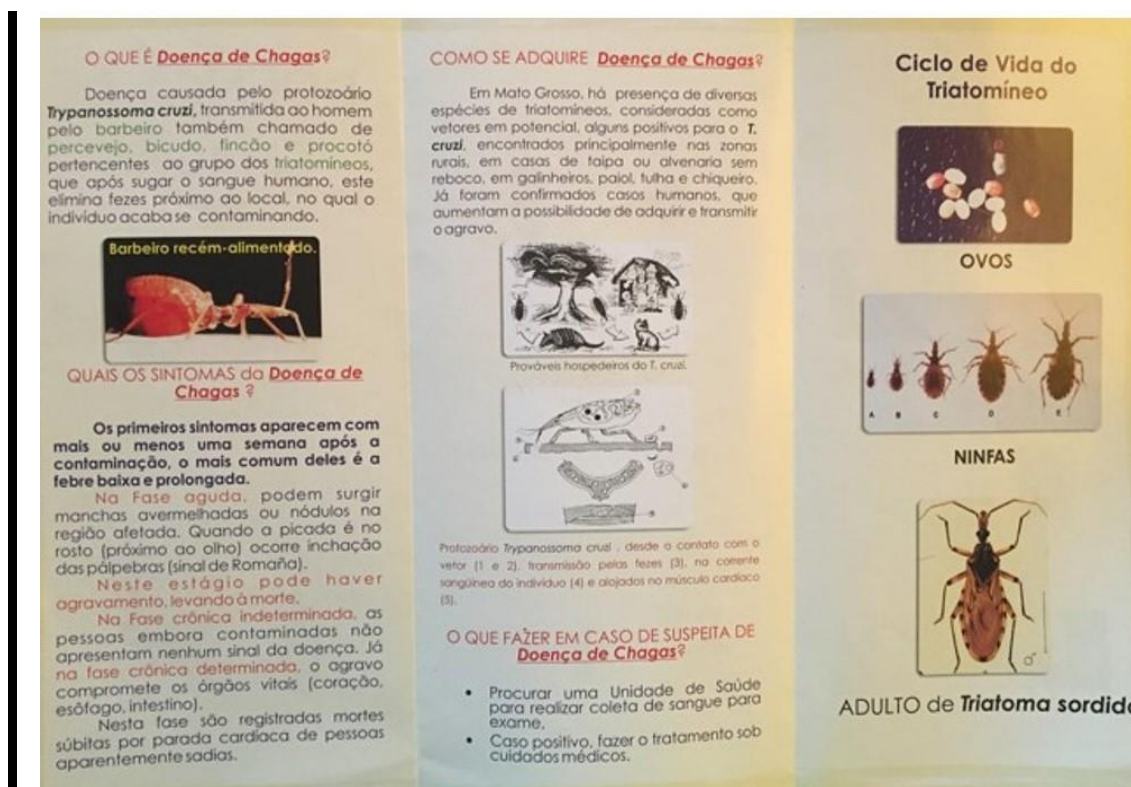


Figura 11 Panfleto sobre doença de Chagas produzido pela Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso (SESMT).



Figura 12 Cartões ilustrados (“cards”) de vetores da doença de Chagas produzidos pela Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ).

4.5 Inquérito entomológico para triatomíneos

Os insetos foram procurados pelo método de busca ativa com emprego de pinças e o auxílio de fonte artificial de iluminação para inspeção em locais desprovidos de luminosidade (BRASIL, 1980). A pesquisa entomológica foi sistematizada segundo Obara *et al.* (2014) no ambiente intradomiciliar das UD com indícios da presença de triatomíneo ou relato da presença de barbeiros pelos moradores (Figura 13), bem como no ambiente peridomiciliar em distintos ecótopos (Figura 14).



Figura 13 Pesquisa entomológica para triatomíneo realizada no município de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil. **A.** observação de vestígios de fezes na parede; **B.** em objetos; **C.** em colchão; **D.** em UD com relato da presença de barbeiro; **E.** nas paredes externas de domicílio com paredes de madeira contendo frestas sugestivas para escoderijos de triatomíneos. Fotos: acervo da autora.



Figura 14 Ecótopos presentes no peridomicílio de localidades rurais de Araguaina, Estado de Mato Grosso, Brasil: **A. a E.** galinheiros; **F.** curral; **G.** chiqueiro; **H.** galpão; **I.** depósito de grãos; **J.** curral de carneiro; **L.** madeira; **M.** tronco de madeira. Fotos: acervo da autora.

Os ambientes inspecionados foram identificados e classificados como intradomiciliares e peridomiciliares (se localizados até uma distância de 50 m de domicílios).

Foram registrados os ecótopos artificiais por tipos e características, assim como a presença de animais domésticos e/ou silvestres visualizados ou relatados pelo morador no momento da pesquisa.

4.6 Distribuição espacial das localidades

As localidades pesquisadas e as UD positivas ou negativas foram georreferenciadas com um receptor GPS 12 Garmin.

A fonte de dados geográficos utilizados foi baixada do portal do IBGE, utilizando o Datum Sirgas 2000. Informações sobre vegetação nativa, hidrografia e área consolidada foram baixadas do site da Empresa brasileira de pesquisa agropecuária (Embrapa).

Para distribuição espacial das UD amostradas, as coordenadas geográficas (latitude, longitude) foram importadas utilizando o Programa Quantum Gis (qGIS) versão 2.18, Sistema de Informação Geográfica com código aberto.

4.7 Atividades de laboratório

4.7.1 Identificação dos triatomíneos

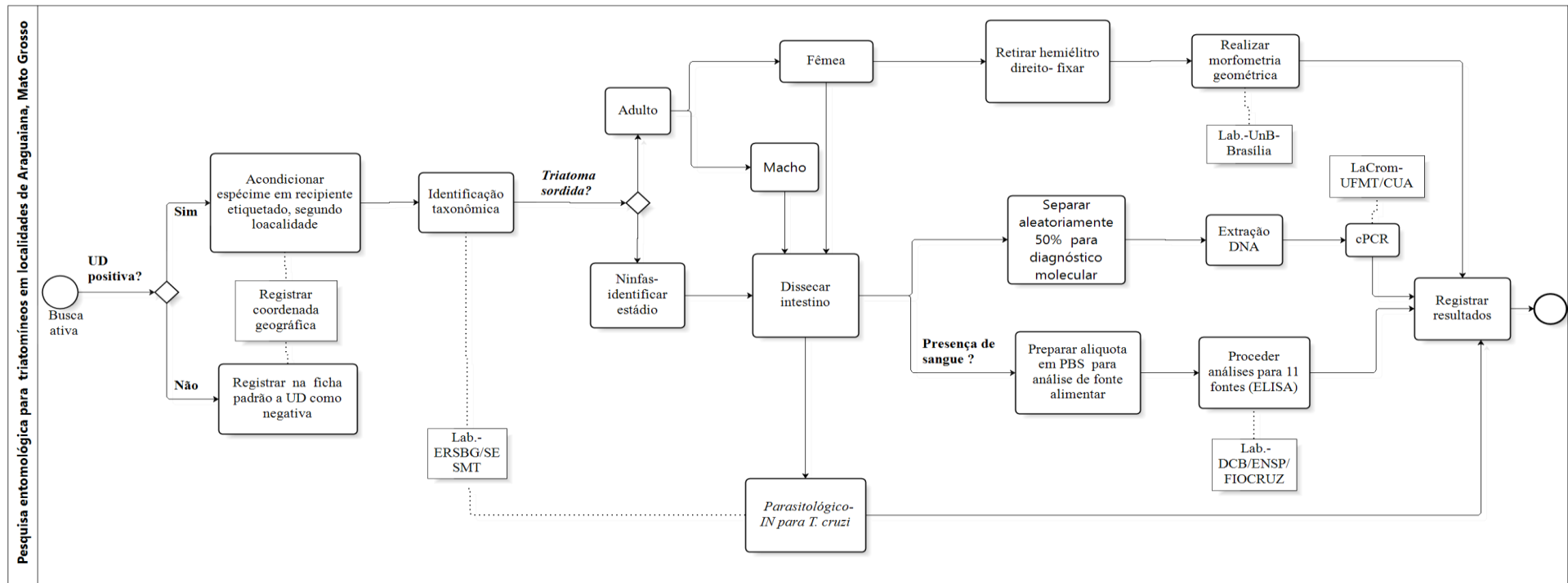


Figura 15 Fluxograma das coletas dos triatomíneos com as análises executadas nos respectivos laboratórios parceiros.

Os triatomíneos foram acondicionados em frascos de polietileno com tampa rosqueável, com papel de filtro sanfonado, numerados sequencialmente e com a identificação das localidades de coleta (Figura 16). No laboratório de entomologia do Escritório Regional de Saúde de Barra do Garças (ERS/BG), os insetos foram contabilizados, separados quanto ao estágio evolutivo, sexo e identificados em microscópio estereoscópico segundo as chaves Lent e Wygodzinsky (1979) e Galvão e Dale (2014).



Figura 16 A. Acondicionamento dos espécimes coletados em galinheiro; B. frascos com triatomíneos coletados contendo identificação das respectivas localidades. Fotos: acervo da autora.

4.7.2.Extração dos intestinos

Os triatomíneos foram imobilizados com uma pinça a ampola retal levemente encostada sobre uma lâmina estéril. Com outra pinça foi feita pressão e leve torção no último segmento abdominal, puxando todo intestino na direção da lâmina.

Todo procedimento foi realizado usando equipamentos de proteção individual para evitar possível contaminação, as pinças usadas para dissecar os intestinos dos insetos foram lavadas em hipoclorito a 2% (v/v) e HCl 0,1 M e etanol a 70% (v/v) e flambadas em sequência.

Parte do conteúdo intestinal foi imediatamente utilizado para o exame parasitológico a fresco, conforme descrito a seguir. O que restou do extrato intestinal foi imediatamente transferido para tubos de 2 mm contendo 200µl de solução salina tamponada com fosfato (PBS) 0,01M pH=7,2 a 7,4 e congelados a -20° C (Figura 17) para posterior processamento e desdobraimento das demais etapas: análise da IN por *T. cruzi* por biologia molecular e alíquotas para realização de análises imunoenzimáticas (ELISA) para identificação de fonte alimentar.



Figura 17 Conteúdo intestinal de triatomíneos em PBS para congelamento.

Fotos: acervo da autora.

4.7.3 Detecção de infecção natural (IN) por *Trypanosoma cruzi* através da microscopia óptica

Para realização do exame parasitológico e detecção de *T. cruzi* pelo método convencional: 5µl do conteúdo intestinal acrescido de duas gotas de solução salina (PBS, pH 7,2) entre lâmina e lamínulas para observação ao microscópio óptico com aumento de 400 vezes (400x). Cada lâmina foi avaliada por aproximadamente 50 campos durante 5 minutos. Após o exame a fresco, as lâminas foram coradas usando Giemsa 10% e observadas novamente por microscopia óptica com aumento de 1000x para nova investigação parasitológica.

4.7.4 Detecção de infecção natural (IN) por *Trypanosoma cruzi* através da biologia molecular

4.7.4.1 Extração de Ácido Desoxirribonucleico (DNA) para avaliação das taxas de IN por biologia molecular

A extração de DNA foi feita para 51 % dos *T. sordida* coletados.

A realização do diagnóstico molecular para infecção natural por *T. cruzi* foi feita em colaboração com a Dr^a. Ludier Kesser Santos Silva da Universidade Federal de Mato Grosso, Campo Universitário do Araguaia (UFMT/CUA).

O DNA total dos triatomíneos foi extraído com o kit de extração Wizard[®] Genomic DNA Purification da Promega (1120) e kit de extração QIAamp DNA Blood da QIAGEN (51106 e 69506) seguindo protocolo dos fabricantes. Após a extração de DNA, essas foram acondicionadas a - 20°C.

As amostras de DNA extraídas foram quantificadas em equipamento de espectrofotometria NanoVue Plus (GE) com 2 µL de solução de DNA. A razão entre as absorvâncias 260/280 nm foi considerada para avaliar a pureza dos ácidos nucleicos, priorizando amostras com valores de absorvância entre 1,8 a 2,0, visto que valores inferiores a 1,8 indicam contaminação com proteína.

Para o controle negativo de reações de Polimerase Chain Reacion (PCR) convencional foram feitas extrações de DNA de fezes e tubos digestivos de triatomíneos provenientes de colônias de *T. sordida* cedidas pelo laboratório do Núcleo de Medicina Tropical (NMT/UnB). Após a dissecação do intestino, fez-se a extração do DNA com o kit Wizard[®] SV Genomic DNA Purification System da Promega, conforme o protocolo do fabricante.

4.7.4.2 *Trypanosoma cruzi* para controle positivo

Para controle positivo, foi extraído DNA de culturas de *T. cruzi* cepa Colombiana, cedida pelo Laboratório de Interdisciplinar de Biociências Universidade de Brasília (UnB) para servir de controle positivo nas reações de cPCR. A extração foi feita com o Wizard[®] SV Genomic DNA Purification System da Promega (1120), seguindo as instruções do fabricante, para a extração do DNA foi de $5,2 \times 10^6$ células/mL de formas epimastigotas crescidas em meio LIT e contados por meio de câmara de Neubauer.

4.7.4.3 Reação em Cadeia da Polimerase (*Polymerase Chain Reaction-PCR*)

Para a amplificação bioquímica de sequências específicas foram utilizados os iniciadores P21fw (5'-AACGCCACCATCAATCTTTTG- 3'), P21rv (5'-CGTCGCATTCCTCATTTCTTC- 3'), que amplificam fragmentos de 65 pares de base correspondente a região repetitiva de microssatélite do DNA nuclear do parasito (BRÍGIDO, 2016).

O protocolo seguido para a reação de cPCR foi o desenvolvido por Brigido (2016), com volume final de 25µL, com 0,5µM de tampão taq (1X) Master Mix (Applied Biosystems, CA, USA), 0,2 mM de DNTP (5 mM), 0,5µL de cada primer, 0,2 µL (1 U) de taq polimerase high fidelity (Cellco, Biotec, SC, Brasil), 16,8 µL de água MiliQ e 2 µL de cada amostra de DNA (12,5 ng/ µL).

Em todas as reações foram incluídos os controles: DNA de *T. cruzi*, controles negativos da reação de PCR (todos os reagentes sem DNA) e controle negativo de DNA (12,5 ng/uL), conforme acima mencionado.

As reações foram realizadas no termociclador BIO-RAD *MyCycler*TM e seguiram o seguinte programa: 94°C por 5 minutos, seguido de 35 ciclos de 94°C por 30 segundos, 58°C por 30 segundos, 72°C por 1 minuto. A rodada final foi de extensão final a 72°C por 10 minutos e terminam os ciclos permanecendo a 4°C.

4.7.4.4 Eletroforese em gel de agarose

Após a realização da cPCR, 10µL dos produtos amplificados foram misturados com 2,0µL do tampão de amostra 1X (0,25% de azul de bromofenol; 0,25% de xileno-cianol; 30% de glicerol) e aplicados em gel de agarose a 2% imerso em tampão TBE 1X (Trizma base a 89 mM, Ácido Bórico a 88 mM e EDTA a 2 mM, pH=8) corado com brometo de etídio 0,5mg/mL (FERREIRA *et al.*,2018).

A corrida eletroforética foi realizada por cerca de 1 hora e 30 min a 100V. O peso molecular dos produtos de PCR foi determinado em comparação ao marcador de peso molecular de 100pb (DNA Ladder - Invitrogen, California, USA) incluído nos géis. Os fragmentos amplificados foram visualizados por transiluminação em luz ultravioleta e registrados digitalmente pelo sistema de fotodocumentação de imagens em gel UVP Bio-imaging Systems (Upland, CA, USA).

4.7.4.5 Definição de triatomíneos positivos para *Trypanosoma cruzi*

Os triatomíneos foram classificados como positivos para *T. cruzi* segundo os critérios:

- a) detecção de formas tripomastigotas e/ou epimastigotas características de *T. cruzi* em exame parasitológico de fezes de triatomíneos a fresco e/ou coradas com Giemsa 10%;
- b) cPCR positiva.

4.7.5 Identificação da fonte alimentar de triatomíneos

O procedimento para identificação da fonte alimentar dos triatomíneos foi realizado em colaboração com a MSc. Rosemere Duarte, do Laboratório de Imunodiagnóstico do Departamento de Ciências Biológicas, Escola Nacional de Saúde Pública Sérgio Arouca, Fundação Oswaldo Cruz (DCB/ENSP/FIOCRUZ) (Figura 18).

Para a realização do teste imunoenzimático (ELISA), foram testados triatomíneos ingurgitados ou que apresentavam algum resíduo de alimentação sanguínea. A técnica de ELISA foi utilizada segundo o protocolo descrito por Burkot *et al.* (1981), modificado por Duarte (1997) (Anexo A).

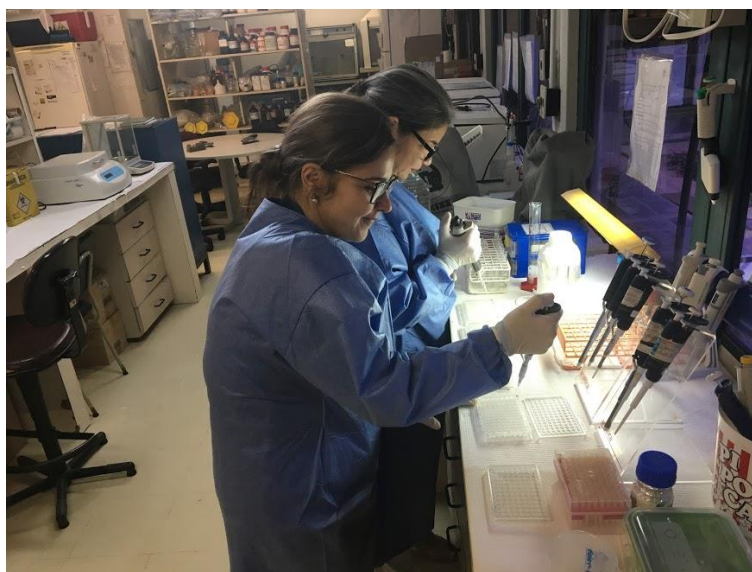


Figura 18 Processamento para análises de fonte alimentar em triatomíneos coletados em Araguaiana, Mato Grosso em parceria com MSc. Duarte do DCB/ENSP/FIOCRUZ. Fotos: acervo da autora.

Para tal, o tubo digestivo dos triatomíneos foi macerado e homogeneizado em solução salina tamponada com fosfato (PBS) 0,01M pH=7,2 a 7,4, mantidos em temperatura 20°C.

Para a realização dos testes, utilizou-se antissoro de possíveis vertebrados, inclusive humano, e invertebrados que pudessem servir como fonte alimentar. Para essa seleção, na primeira coleta de campo das localidades pesquisadas preenchemos um questionário sobre a fauna local com o morador.

De posse dessas informações, as amostras foram testadas para 11 antissoros específicos: ave (*Gallus gallus* Linnaeus, 1758), cabra (*Capra aegagrus* Erxleben, 1777), cão (*Canis familiaris* Linnaeus, 1758), cavalo (*Equus caballus* Linnaeus, 1758), gambá (*Didelphis marsupialis* Linnaeus, 1758), gato (*Felis catus* Linnaeus, 1758), humano (*Homo sapiens sapiens* Linnaeus, 1758), ovelha (*Ovis aries* Linnaeus, 1758), réptil (*Tupinambis merianae* Lacépède, 1788), roedor (*Rattus norvegicus* Berkenhout, 1769) e tatu (*Dasypus novemcinctus* Linnaeus, 1758).

Os antissoros utilizados foram obtidos a partir da imunização de coelhos Nova Zelândia com antígenos do soro de galinha, cabra, cão, cavalo, gambá, gato (representando os felídeos), humano, ovelha, réptil, roedor e tatu. Os soros imunes foram produzidos no Laboratório de Imunodiagnóstico do DCB/ENSP/FIOCRUZ (Protocolo CEUA/FIOCRUZ: 0068/00) e armazenados em alíquotas em freezer a 20°C negativos.

4.7.5.1 Ensaio imunoenzimático (ELISA)

Em microplacas de poliestireno de diluição 33 com 96 cavidades (nunc, 80040LE0910, Thermo Fisher Scientific), foram adicionados 50µl da amostra diluídos a 1:20 em tampão carbonato bicarbonato (pH 9,6; 0,05M, Sigma) e incubados em câmara úmida, por 2 horas a 37°C para sensibilização. Na sequência, utilizando a lavadora de microplacas semiautomática (Microplate Washer DNX – 9620, Perlong), foi feita a lavagem das microplacas com tampão de lavagem PBS/Tween 20- 0,05% (Sigma Chemicals Co-St. Louis, USA). Sequencialmente, 100 µl antissoros homólogos diluídos em tampão de diluição (PBS/Tween 20- 0,05%; leite desnatado 1%- Molico-Nestlé, Brasil) foi adicionado as amostras. As amostras foram novamente incubadas, por 30 minutos em estufa a 37°C. Finalizado o período de incubação, as placas foram lavadas como citado anteriormente.

Na sequência, foi adicionado 100µl de solução conjugado (goat antirabbit serum peroxidase conjugate- Sigma Chemical USA) diluído 20.000 vezes em tampão de diluição. As amostras foram novamente incubadas repetindo o padrão da etapa anterior. Após esse período, as microplacas foram novamente lavadas com procedimento de lavagem padrão.

A próxima etapa foi acrescentar 50µl de solução reveladora, composta por 10µl peróxido de hidrogênio (H₂O₂) 30 volumes (Merck Diagnóstica-RJ, 64 Brasil) e 10 mg O-

Phenylenediamine (OPD, Sigma Immunochemicals Co. USA) diluídos em 25 ml de tampão citrato/fosfato (pH 5,0; 0,05M, Sigma). As microplacas foram colocadas em câmara escura por 15 minutos a temperatura ambiente.

A seguir, para bloqueio da reação foram acrescentados 50µL de solução de ácido sulfúrico 1N. A leitura da absorbância foi feita a partir da leitora de microplacas (Test Line ELx 800), com filtro de leitura de 490nm e filtro de referência de 630nm. Para cada reação, utilizou-se controle positivo, contendo soro homólogo total diluído em tampão carbonato bicarbonato (pH 9,6; 0,05M, Sigma) 2.000 vezes.

Para estimar a positividade das amostras, fez-se o cálculo baseado na média das absorbâncias obtidas a partir das reações observadas com os soros heterólogos somado a três desvios padrão (“cut off”). Este procedimento é adotado para excluir dos resultados possíveis reações cruzadas e aumentar a especificidade do teste obtendo, assim, resultados mais confiáveis. Para a validação, foram esperados, no caso dos controles positivos, valores de absorbância >1,0.

4.7.6 Morfometria geométrica comparada de populações de *T. sordida*

Como base para o estudo proposto, foram utilizados espécimes de triatomíneos coletados na área de estudo, separados por área: inundável (AI) e não inundável (NI).

Para essa análise, utilizamos os hemielítros, por serem estruturas já utilizadas e bem documentadas na literatura. Diante da possível ocorrência de dimorfismo sexual para *T. sordida*, padronizamos por dissecação somente para as fêmeas. As asas foram removidas na base da articulação com o tórax com auxílio de pinça e montados entre lâminas. Foram utilizados setenta e oito hemielítros do lado direito de fêmeas (39 de cada área).

A digitalização das asas foi realizada em estereomicroscópio Leica EZ4E, escala de cunza. As coordenadas dos pontos de referências foram selecionadas conforme Bookstein (1991) e Vendramini *et al.* (2017). Foram selecionados e processados sete pontos de referência (interecção das veias) a partir do Software tpsDig e tps Relw v. 1.18. (ROHLF) (Figura 18).



Figura 19 Fotomicrografia de asa de fêmea de *Triatoma sordida* mostrando a disposição dos landmarks (PAR 1- 7). Fotos: acervo da autora.

A partir das informações dos setes pontos (PAR 1- 7), construiu-se uma matriz de configuração das coordenadas geométricas. As comparações de tamanho foram realizadas (utilizando como estimador isométrico o tamanho do centroide) e de conformação (usando o método de Procrustes- GPA). A análise GPA foi realizada para eliminar informações referentes a tamanho, posição e orientação (ROLFH, 1998).

Padrões gerais de variação morfológica obtidas com análise de componentes principais (PCA) das referências (PCA), gerou-se um mapa fatorial no MorphoJ (VENDRAMINI *et al.*, 2017). Os indivíduos dos distintos locais de coleta foram projetados PCA (PC1 e PC2) para detectar variação da forma. O PCA foi analisado a partir da matriz de covariância das coordenadas Procrustes gerado após o GAP das coordenadas de referências originais. O PCA foi realizado usando o Pacote Geomorph (ADAMS e OTÁROLA-CASTILLO, 2013) no software R (TEAM, 2013).

Para avaliar variações de tamanho utilizou um estimador isométrico determinado do centroide (CS), definido como o quadrado raiz da soma das distâncias quadradas entre o centro da configuração do marco e cada marco individual.

Variação do tamanho das asas foram analisadas por procrustes ANOVA, essas são aplicadas para inferir diferenças entre os grupos, para tal utilizou o MorphoJ v1.06e (KLINGENBERG, 2011).

Análises multivariadas (análise discriminante) entre as coordenadas de Procrustes: variáveis dependentes x CS como variável independente foram realizadas, a relação do tamanho do CS e a forma discriminante entre os grupos (alometria) foram feitas no software v. 2.16 (HAMMER *et al.*, 2001).

4.7.7 Indicadores entomológicos

Para cálculo dos indicadores entomológicos, utilizamos o proposto pelo Ministério da Saúde (1994) e pela Organização Pan americana de Saúde (2003):

Infestação Domiciliar

$$(ID) = \frac{\text{N.º de UD com presença de triatomíneos}}{\text{N.º de UD pesquisadas}} \times 100$$

Densidade Triatomínica Domiciliar (DTD)

$$(DTD) = \frac{\text{N.º de espécimes de triatomíneos capturados}}{\text{N.º de UD pesquisadas}}$$

Colonização Domiciliar (CD)

$$(CD) = \frac{\text{N.º de UD com presença de ninfas de triatomíneos}}{\text{N.º de UD pesquisadas}} \times 100$$

$$\text{Aglomerção} = \frac{\text{N.º de triatomíneos coletados}}{\text{N.º de UD infestadas}} \times 100$$

Infecção Natural (IN)

$$(IN) = \frac{\text{N.º de triatomíneos infectados por } T. \text{cruzi}}{\text{N.º de triatomíneos examinados}} \times 100$$

4.7.7.1 Densidade de triatomíneos por variáveis ambientais

No caso da análise desenvolvida, utilizou-se apenas a densidade de *T. sordida*, tendo em vista valores por período de coleta, por estação climática (seca e chuva), por tipo de área (inundável e não inundável) e, ainda, a distribuição segundo a fase de vida. Não foram consideradas espécimes sem identificação do estágio ninfal.

Os valores registrados para variáveis ambientais, isto é, precipitação pluviométrica, temperaturas máxima, mínima, compensada e umidade relativa, segundo o período da coleta, provêm do portal do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET, 2019).

Para testar se uma combinação de variáveis promovia aumento significativo na densidade de triatomíneos, utilizou-se primeiro o modelo de regressão de Poisson. Na sequência, aplicou-se o modelo de regressão binomial negativo que apresenta capacidade de incorporar a dispersão dos parâmetros das variáveis. As análises foram feitas no pacote

MASS do software R com o ajuste do modelo de regressão binomial negativa para dados de contagem.

A característica do modelo de regressão binomial negativo é que Y está concentrado nos inteiros positivos. A esperança e a variância desse modelo são (AGRESTI, 2018):

$$E(Y) = \mu$$
$$Var(Y) = \mu + D\mu^2$$

O índice D é chamado de parâmetro de dispersão. Conforme D, tende a 0. Portanto, Var (Y) tende a μ , a distribuição binomial negativa tende a distribuição Poisson.

O objetivo do modelo binomial negativo é expressar μ por meio das variáveis explanatórias. A função de ligação mais utilizada nesse tipo de problema é a logarítmica, logo, o problema pode ser escrito matematicamente como:

$$\log(\hat{\mu}) = \hat{\beta}_0 + \hat{\beta}_1 x_1 + \dots + \hat{\beta}_n x_n$$

Para testar se a inclusão ou exclusão de uma variável ou interação melhora o modelo em relação, aplicou-se a técnica Stepwise, muito utilizada para fazer seleção de covariáveis, com o emprego do critério de Akaike. Existem basicamente 3 diferentes métodos para realizar a seleção via Stepwise: backward, forward ou aplicar os dois concomitantes. O método forward é iniciado com um modelo vazio e vai acrescentando as variáveis mais importantes, uma por vez. O método backward tem início com o modelo completo e vai retirando as variáveis menos importantes, uma a uma. Já o método que combina ambos é parecido com o forward, porém sempre que adiciona uma nova variável, o método também remove a variável menos importante e computa o critério para manter ou reverter essa remoção (ABBAD *et al.*, 2002).

5 RESULTADOS

5.1 Coleta de triatomíneos e indicadores entomológicos

Oito coletas entomológicas para triatomíneos foram realizadas no município de Araguaiana, Mato Grosso, nos seguintes meses e anos: junho/17, setembro/17, janeiro/18, abril/18, julho/18, outubro/18, dezembro/18, março/19, com registro de 1.491 (Tabela 1).

Tabela 1 Número (n) absoluto de triatomíneos coletados em Araguaiana, Mato Grosso, segundo período de coleta.

Período da coleta	n
jun./17	113
set./17	158
jan./18	205
abr./18	150
jul./18	184
out./18	335
dez./18	223
mar./19	123
Total	1491

Foram realizadas buscas ativas em 47 UD, de 28 localidades monitoradas, assim como em quatro localidades pesquisadas por demanda espontânea em atendimento ao PIT (Figura 20, Tabela 2).

Os espécimes coletados pertenciam a duas espécies, *Triatoma sordida* e *Rhodnius neglectus*. A primeira foi a notadamente a mais abundante abrangendo 99,8% dos triatomíneos coletados, porém, destaca-se o encontro de um exemplar *R. neglectus* em simpatria com uma colônia de *T. sordida* de um dos galinheiros estudados. *Triatoma sordida* esteve presente em 33 UD de 20 localidades distintas (Figura 21). A ID foi de 70,2% (33/47) e a DTD foi de 31,72%. A colonização intradomiciliar por triatomíneos em todo o período avaliado foi de apenas 3% (1/33). Já para o peridomicílio, a colonização domiciliar foi elevada, atingindo 81,8% (27/33).

Tabela 2 Número de espécimes de triatomíneo por localidades, espécie, ambiente e fase de desenvolvimento coletados em unidades domiciliares de localidades de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil no período de junho de 2017 a março de 2019.

Município	Localidade	Coordenadas geográficas (Lat. e Long.)	Espécie	Ambiente	Fases de desenvolvimento								Total
					N1	N2	N3	N4	N5	NI	♂	♀	
Araguaiana	Fazenda Araguaia	15.5066, 51.7804	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	0	3	2	11	15	0	5	7	43
	Fazenda Barra Azul- 1	15.4423, 51.8533	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	19	23	20	7	29	0	32	25	155
	Fazenda Barra Azul- 2	15.4393, 51.8524	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	18	38	16	20	23	0	17	7	139
			<i>R. neglectus</i>		0	0	0	0	1	0	0	0	1
	Fazenda Boa Esperança	14.6353, 51.5283	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	8	16	6	3	6	0	4	2	45
	Fazenda Cruz de Malta	15.2443, 51.6881	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	8	15	29	4	17	0	9	14	96
	Fazenda 2 Irmãos	14.7138, 51.5934	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	0	2	1	2	4	0	0	7	16
	Fazenda Ilha Grande	15.0721, 051.5851	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	0	2	0	0	1	0	1	0	4
	Fazenda Jorlan- retiro	14.9520, 51.3667	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	7	27	30	17	27	0	18	14	140
	Fazenda Julio Simões	15.5335, 51.8299	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	25	6	16	5	17	3	13	13	98
					Intradomicílio	0	0	0	0	0	0	0	1
	Fazenda Lago Azul	15.5621, 51.7906	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	31	32	29	19	36	6	30	33	216
	Fazenda Lambari 2	15.2354, 51.8881	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	2	0	0	0	0	0	1	1	4
					Intradomicílio	0	0	0	0	0	0	0	1
	Fazenda Lambari- Projeto	15.1539, 51.8458	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	0	0	0	0	0	0	1	0	1
	Fazenda Lago Marrecão	15.1542, 51.6594	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	2	10	10	1	24	5	45	34	131
					Intradomicílio	0	0	0	0	0	0	2	2
	Fazenda Lozani	14.6353, 51.5283	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	13	6	2	5	15	0	16	8	65
	Fazenda N. Sra. Aparecida	15.0630, 51.4625	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	4	16	15	13	27	0	36	28	139
	Fazenda Pantanal	14.9279, 51.5890	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	1	12	6	0	0	0	1	0	20
	Fazenda Sta Izildinha	15.3980, 51.7383	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	0	0	0	0	0	5	7	4	16
	Fazenda Sta Sônia- retiro	15.1443, 51.8678	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	4	2	8	3	9	0	7	5	38
	Fazenda Sta Sônia- 4 boca	15.3980, 51.7383	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	3	2	5	1	4	0	0	0	15
Intradomicílio					0	0	0	0	0	1	0	2	3
Fazenda Vale do Sonho- r	15.1443, 51.8678	<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	5	19	12	6	21	0	17	16	96	
*Sede Araguaia- Centro	15.5335, 51.8299	<i>T. sordida</i>	Intradomicílio	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
*Bairro jd. Paraíso	15.7147, 51.8333	<i>R. neglectus</i>	Intradomicílio	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
*Chácara Aeroporto	15.5621, 51.7906	<i>T. sordida</i>	Intradomicílio	0	0	0	0	0	0	1	0	1	
*Chácara Sta Inês	15.7076, 51.8355	<i>R. neglectus</i>	Intradomicílio	0	0	0	0	0	0	0	1	1	
Total					150	231	207	118	276	20	263	226	1491

N1. ninfa de primeiro estágio, N2. ninfa de segundo estágio, N3. ninfa de terceiro estágio, N4. ninfa de quarto estágio, N5. ninfa de quinto estágio, NI. estágio não foi identificado, ♂. macho, ♀. fêmea. *Coletado pelo morador.

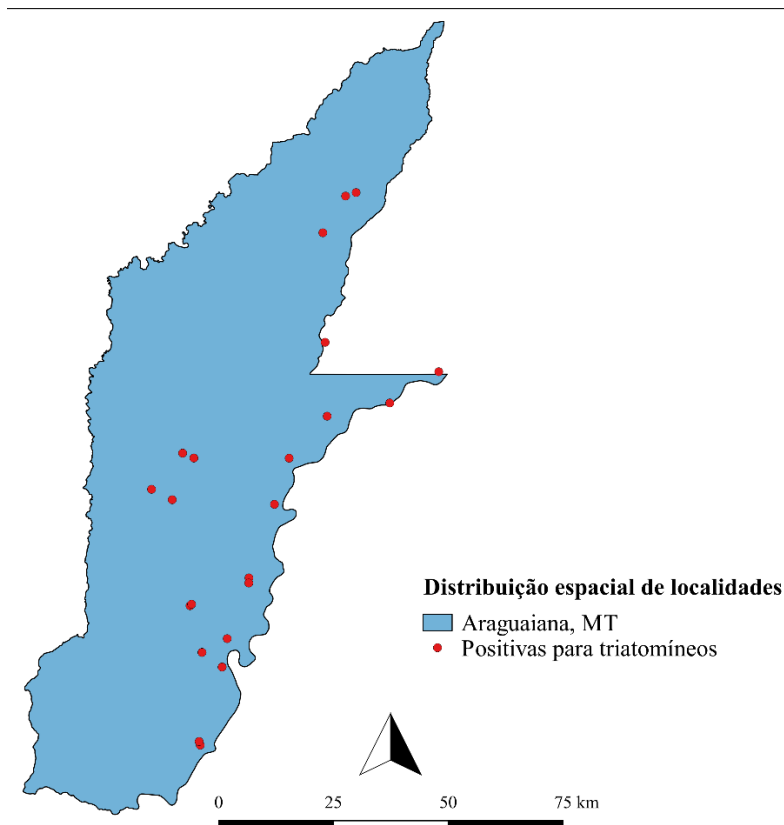


Figura 20 Distribuição espacial das 20 localidades positivas para triatomíneos em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil no período de junho de 2017 a março de 2019.

A densidade vetorial de triatomíneos nas localidades pesquisadas foi bastante heterogênea, variando de um espécime a uma colônia com 216 espécimes. A aglomeração foi de 45,2%, sendo que em 50% das localidades pesquisadas foi registrada população de *T. sordida* composta por mais de 50 triatomíneos. Diante dessa heterogeneidade, na tentativa de encontrar um fator que pudesse explicar essa variação, construiu-se mapas espaciais com a densidade graduada de espécimes associadas com a vegetação nativa, hidrografia e área consolidada (Figura 21. A, B, C).

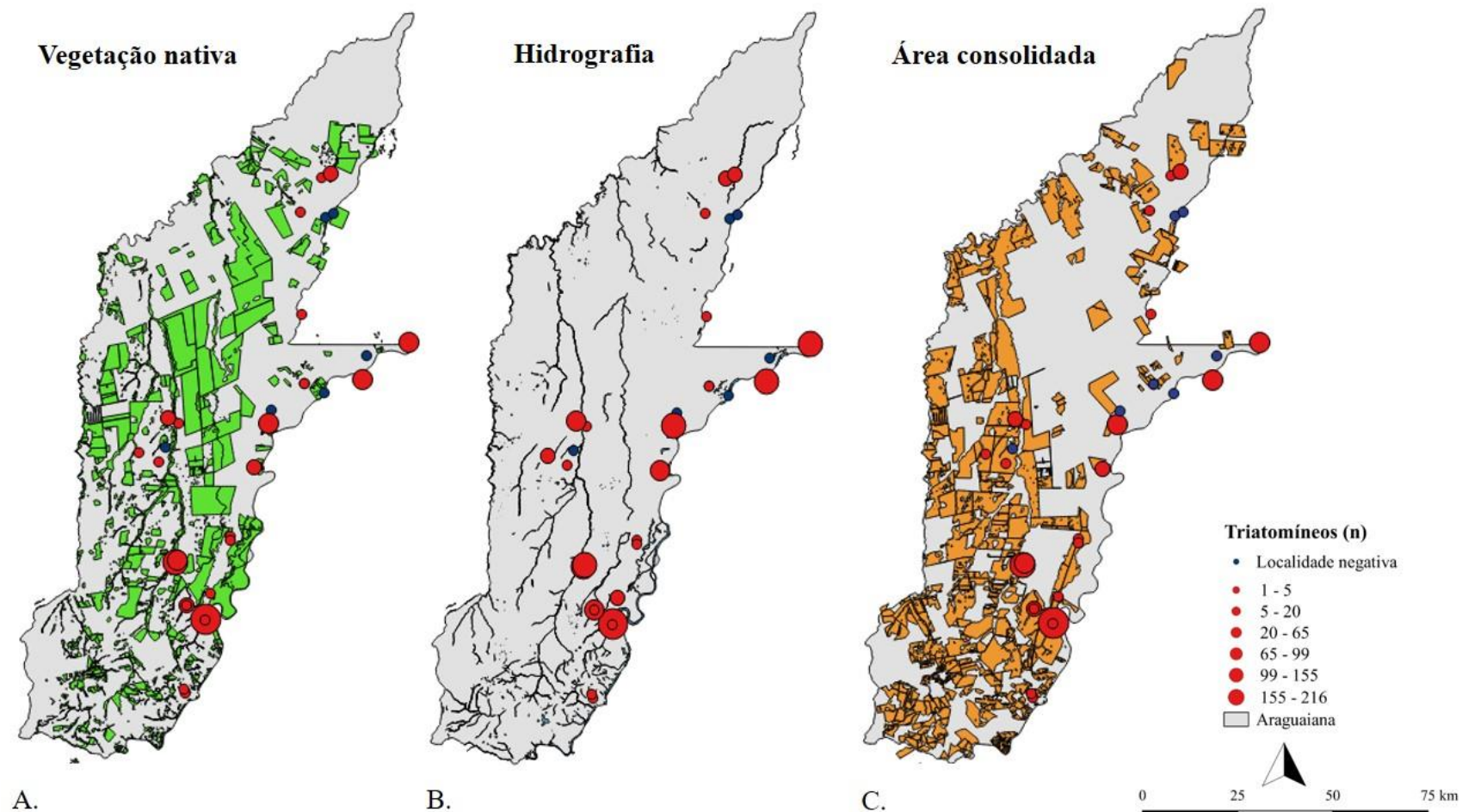


Figura 21 Distribuição espacial de *Triatoma sordida* nas localidades pesquisadas em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil relacionando a presença do triatomíneo a: **A.** Vegetação nativa; **B.** Hidrografia; **C.** Área consolidada. As localidades estão representadas por círculos (vermelho: positivo; azul: negativo). O diâmetro dos círculos vermelhos representa número de espécimes de *T. sordida* coletados por localidade, em ordem crescente (1- 5), (6- 20), (21- 65), (66- 99), (100- 155) e (156- 216).

As fases de desenvolvimento revelaram predominância dos estádios imaturos 73,9% (1002/1491) para o total geral de triatomíneos coletados (Figura 22).

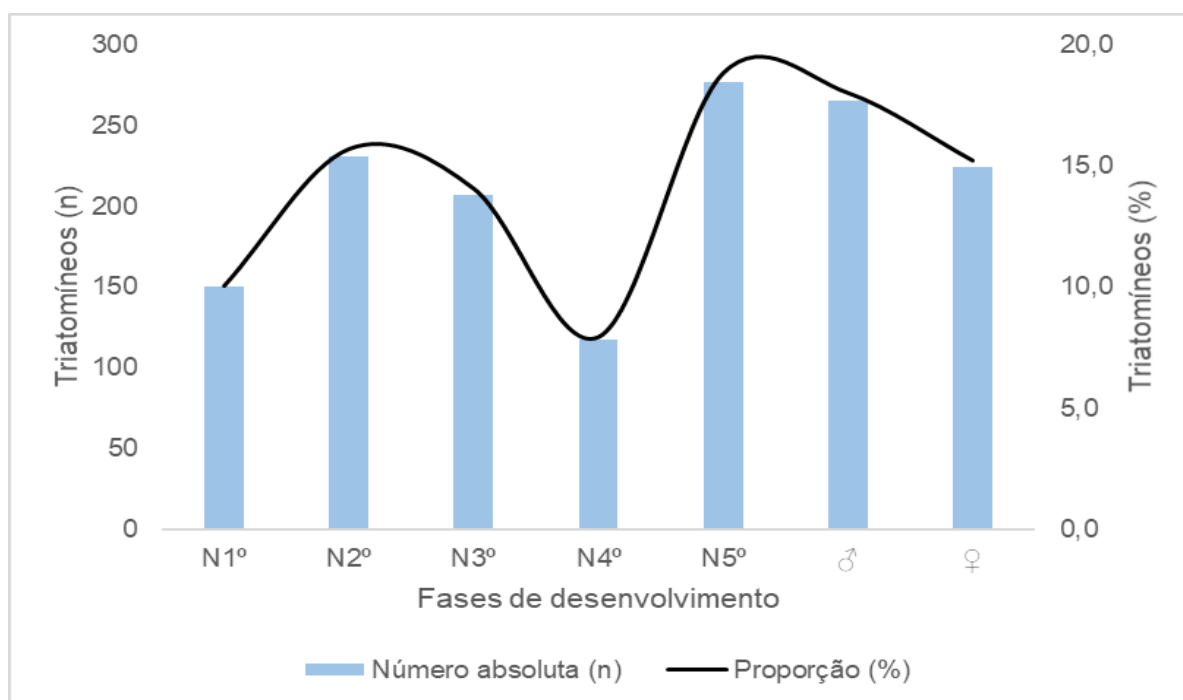


Figura 22 Distribuição dos triatomíneos segundo fases de desenvolvimento: N1º. ninfa de 1º estágio, N2º. ninfa de 2º estágio, N3º. ninfa de 3º estágio, N4º. ninfa de 4º estágio, N5º. ninfa de 5º estágio, ♂. macho, ♀. fêmea coletados em unidades domiciliares de Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

Considerando os ecótopos positivos para triatomíneos (Tabela 3, Figura 23), o nível de infestação foi maior para o peridomicílio: galinheiro representou 97,4% (1452/1491) e curral de carneiro 1,7% (25/1491). Apesar da baixa infestação, aproximadamente 1%, para o intradomicílio, 66,6% (8/12) desses foram coletados no quarto, com um encontro de *T. sordida* em colchão.

Tabela 3 Número de espécimes de triatomíneos coletados por ambiente e ecótopo em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

Espécie	Ambiente	Ecótopo	Total
<i>T. sordida</i>	Intradomicílio	Quarto	8
		Teto- Forro de madeira	2
		Sala	2
<i>R. neglectus</i>		Cozinha	1
<i>T. sordida</i>	Peridomicílio	Galinheiro	1451
		Curral de carneiro	25
		Tronco de árvore	1
<i>R. neglectus</i>		Galinheiro	1
Total			1491

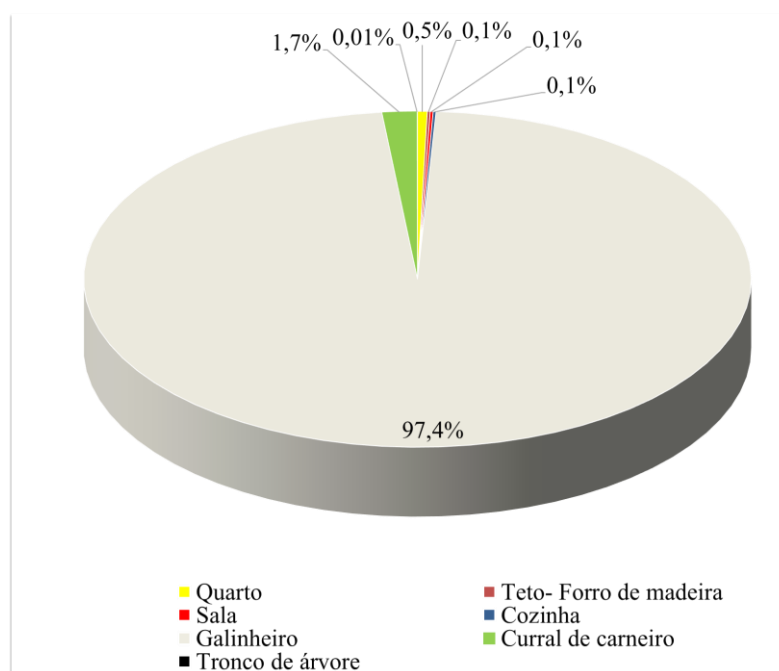


Figura 23 Densidade relativa de triatomíneos coletados UD de Araguaina, Estado de Mato Grosso, Brasil por tipo de ecótopos.

Quando são levadas em conta as características das áreas de coleta (com e sem pulso de inundação) do total de triatomíneos coletados (1491), temos 578 e 913, respectivamente. Assim, 39% (578/1491) foram coletados na área que passam por pulso de inundação e 61% (913/1491) na área não inundável. Apesar da densidade populacional de triatomíneos maior para áreas sem pulso de inundação, não ocorreu diferença significativa entre o total de

triatomíneos, entre número total de adultos e entre total de ninfas coletados ($p= 0,645016$, $p= 0,921249$, $p= 0,511287$, com $\alpha=0,005\%$), respectivamente (Figura 24 a 26).

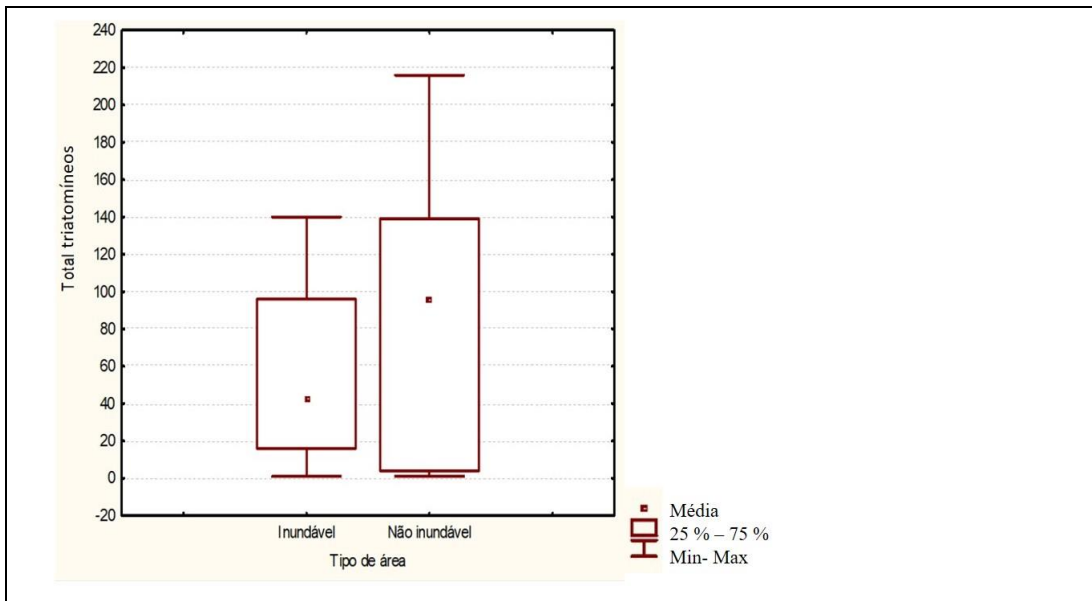


Figura 24 Análise comparativa entre o total de triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, por tipo de área: inundável e não inundável.

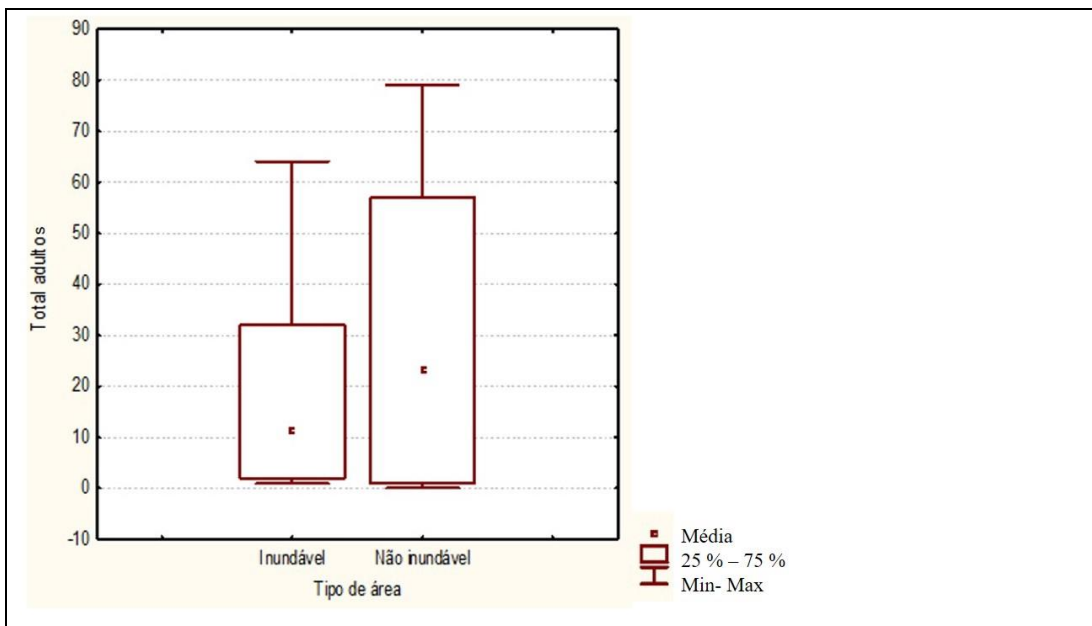


Figura 25 Análise comparativa entre o total de adultos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, por tipo de área: inundável e não inundável.

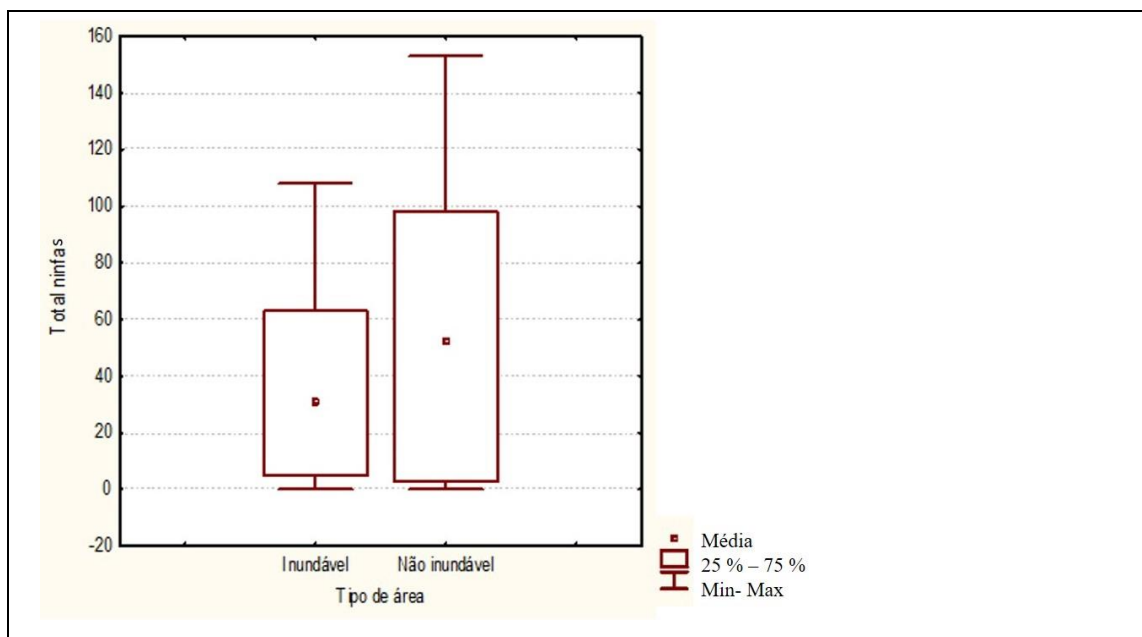


Figura 26 Análise comparativa entre o total de ninfas coletadas em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, por tipo de área: inundável e não inundável.

5.2 Sazonalidade

Para investigação do possível efeito da sazonalidade na densidade de triatomíneos, foram realizadas coletas periódicas ao longo de 24 meses sendo quatro para a seca, e quatro para a chuvosa (Tabela 4, Figura 27).

O número de triatomíneos por estação climática, seca e chuva, foi de: 605 e 886, respectivamente. A maior densidade de triatomíneos foi para as coletas realizadas em janeiro, outubro e dezembro de 2018, meses que compõem a estação chuvosa.

Tabela 4 Número de espécimes de triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil por estação climática no período de junho de 2017 a março de 2019.

Ano/Mês	Períodos de coleta								Total
	Seca		Chuva		Seca		Chuva		
	jun/17	set/17	jan/18	jul/18	abr/18	out/18	dez/18	mar/19	
2017	113	158							271
2018			205	184	150	335	223		1097
2019								123	123
Total									1491

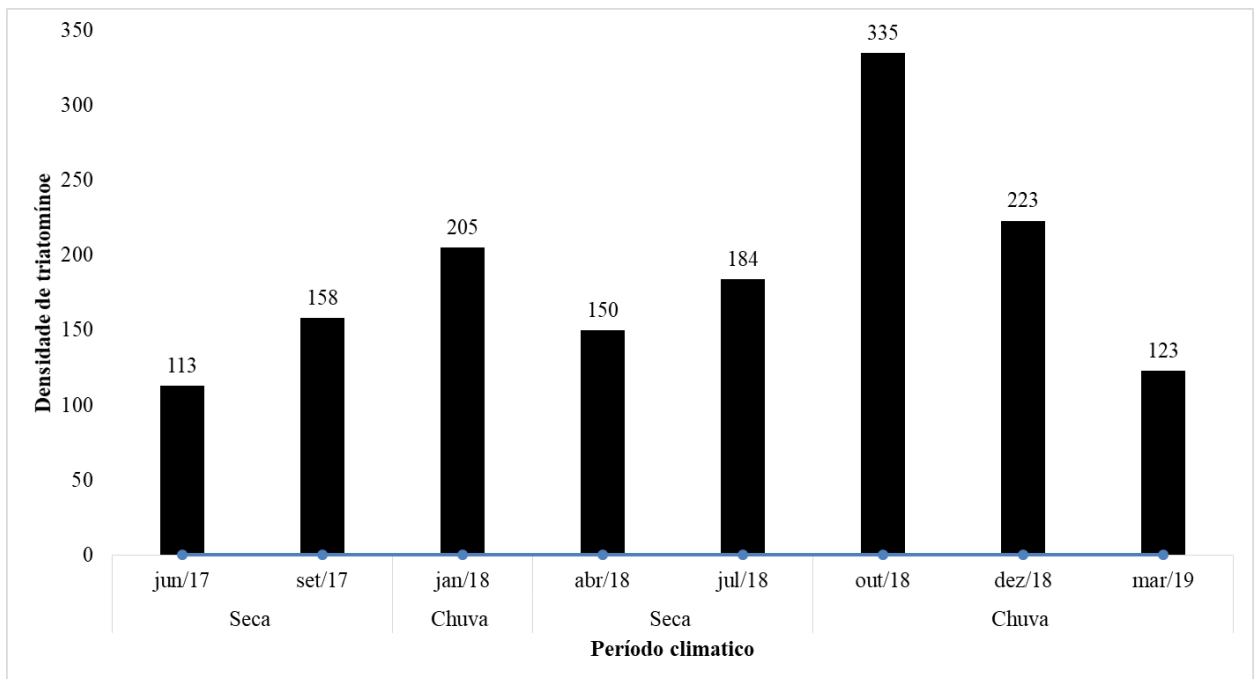


Figura 27 Densidade absoluta de triatomíneos segundo período climático: seca e chuva.

A densidade das fases de desenvolvimento dos triatomíneos discriminada pela variável período de coleta (seca e chuva) apresentou mais diferenças nos estádios ninfais: N3, N4 e N5. Vale frisar que estágio N5 a densidade foi acentuada no período das chuvas (Tabela 5, Figura 28).

Tabela 5 Número de espécimes de triatomíneos por fase de desenvolvimento segundo a estação climática coletados nas localidades de Araguaiana, Mato Grosso, no período de jun./17 a mar./19.

Estação climática	Fases de desenvolvimento								Total
	N1	N2	N3	N4	N5	NI	♂	♀	
Seca	67	89	69	32	62	19	140	127	605
Chuva	83	142	140	85	214	0	264	225	886
Total									1491

N1. ninfa de primeiro estágio, **N2.** ninfa de segundo estágio, **N3.** ninfa de terceiro estágio, **N4.** ninfa de quarto estágio, **N5.** ninfa de quinto estágio, **NI.** estágio não foi identificado, ♂. macho, ♀. fêmea.

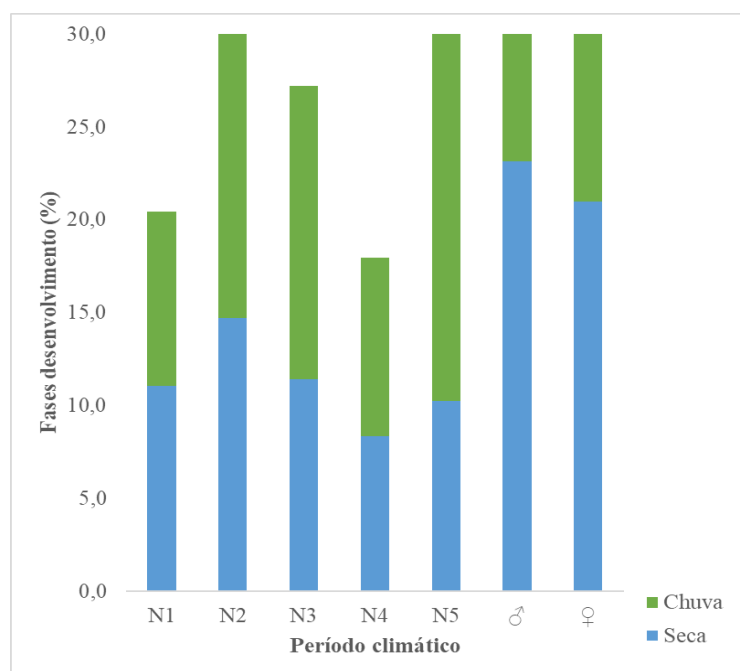


Figura 28 Densidade relativa das fases de desenvolvimento de triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, segundo período climático.

5.3 Fatores bioclimáticos

Foram tomados os valores das variáveis ambientais: precipitação pluviométrica, temperaturas máxima, mínima e compensada e umidade relativa para os períodos de coleta (Tabela 6).

Tabela 6 Valores registrados para as variáveis ambientais: precipitação pluviométrica, temperaturas máxima, mínima e compensada e umidade relativa segundo mês/ano da coleta.

Mês da coleta	Precipitação total (mm)	Umidade relativa média (%)	Temperatura máxima média °C	Temperatura compensada média °C
jun/17	0	62,4	33	25,01
set/17	63,8	41,1	37,4	28,6
jan/18	255,4	81,2	31,5	26
abr/18	86,7	74,5	32	25,8
jul/18	0	53,8	33,9	23,4
out/18	261,6	71,4	33,7	27,2
dez/18	237,1	72,4	33,6	27
mar/19	179,6	69,4	33	26,6

Fonte: Instituto Nacional de Meteorologia (INMET)

A análise da população de *T. sordida* por período de coleta, pelas variáveis ambientais acima mencionadas, apresentou correlação de moderada a forte com a precipitação pluviométrica, sem correlação para as demais variáveis ambientais (Tabela 7).

Tabela 7 Correlação entre variáveis ambientais com a população de *Triatoma sordida* coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

	Precipitação total (mm)	Temperatura máxima média (°C)	Temperatura compensada média (°C)	Temperatura mínima média (°C)	Umidade relativa média (%)	População de <i>T. sordida</i>
Precipitação total (mm)	100%	-30%	48%	80%	68%	65%
Temperatura máxima média (°C)	-30%	100%	51%	-21%	-89%	1%
Temperatura compensada média (°C)	48%	51%	100%	73%	-11%	28%
Temperatura mínima média (°C)	80%	-21%	73%	100%	57%	25%
Umidade relativa média (%)	68%	-89%	-11%	57%	100%	28%
População de <i>T. sordida</i>	65%	1%	25%	28%	28%	100%

5.4 Densidade de triatomíneos

Tendo em vista que isoladamente não foram encontradas diferenças significativas na densidade de triatomíneos relacionadas às distintas áreas de coletas (com e sem pulso de inundação), resolveu-se analisar as interações em conjunto, para identificar possíveis interferências do conjunto de variáveis sobre a densidade de triatomíneos na área de estudo.

Para tanto, inicialmente aplicou o modelo de regressão de Poisson, porém o mesmo se mostrou mal ajustado devido às características de superdispersão. Diante disso, usou o modelo de regressão binomial negativo que possui capacidade de incorporar a dispersão dos parâmetros. Para tanto, avaliou a densidade de *T. sordida* com a combinação das variáveis: precipitação pluviométrica, umidade, temperatura, estação, tipo de área, ano/mês, estádio/sexo.

As interações para as variáveis: tipo de área, ano/mês e estádio/sexo foram significativas, assim não foi feita interpretação dos efeitos isolados para essas variáveis (Tabela 8).

Tabela 8 Valores de “p” obtidos pelo modelo binomial negativo para as variáveis: tipo de área, ano/mês e estágio/sexo.

Variáveis selecionadas	p-valor
Tipo de área	3.864e-15
Ano/mês	< 2.2e-16
Estádio/sexo	< 2.2e-16
Tipo de área x Ano/mês	< 2.2e-16
Tipo de área x Estádio/sexo	0.00898
Ano/Mês x Estádio/sexo	2.2e-16

A análise das interações para tipo de área (inundável e não inundável) e mês da coleta mostrou mais diferenças para as distintas áreas nos meses de maior precipitação pluviométrica jan./18, out./18 e dez./18, sendo a densidade de triatomíneos mais elevada para área não inundável (Figura 29).

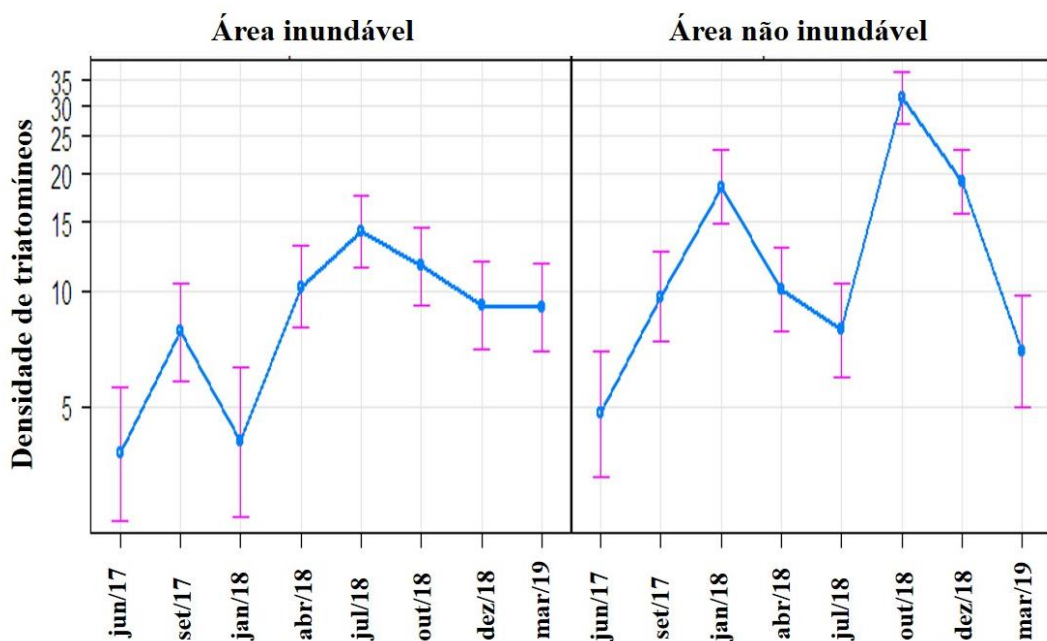


Figura 29 Interação entre a densidade de triatomíneo por tipo de área (inundável e não inundável), segundo período da coleta.

A interação entre os tipos de área (inundável e não inundável) e estágio ninfal/sexo mostrou mais diferenças para adultos, de ambos sexos, sendo a densidade desses elevada nas áreas sem pulso de inundação. Para as fases imaturas, o destaque com diferenças significativas na densidade, foi para ninfas de primeiro est dio também para área não inundável (Figura 30).

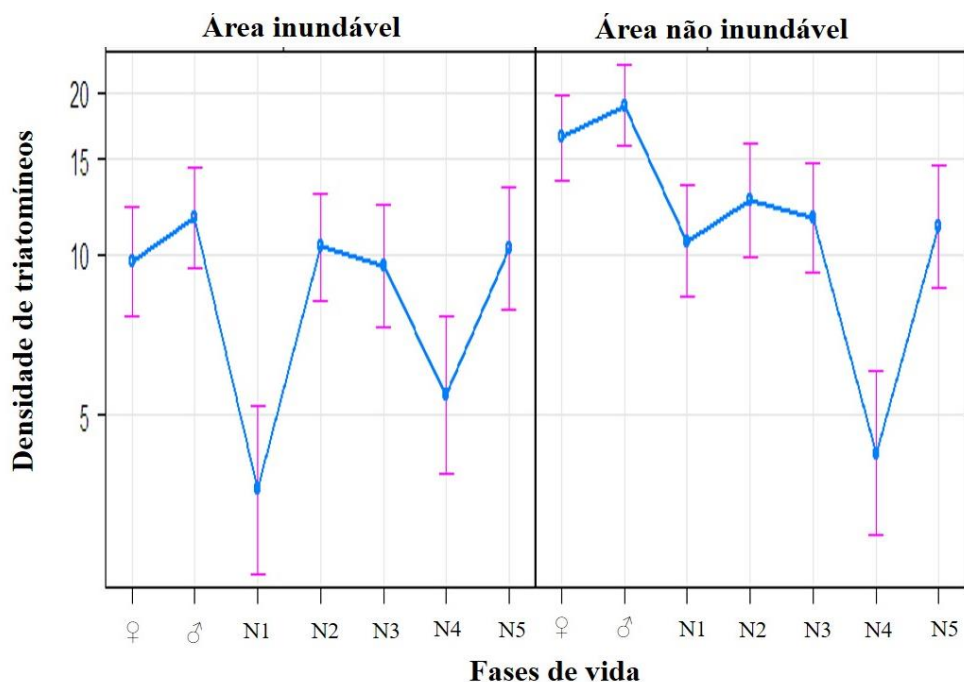


Figura 30 Interação entre tipo de área (inundável e não inundável) e fases de vida.

Ninfas dos estádios iniciais (N1 e N2) não apresentaram associação com a precipitação pluviométrica (Figura 31). Já os estádios de ninfas N3, N4 e N5 apresentaram tendência de maior densidade associada aos meses mais chuvosos (Figura 32). A densidade de adultos parece não sofrer interferências ao longo dos períodos de seca e chuva para área de estudo (Figura 33).

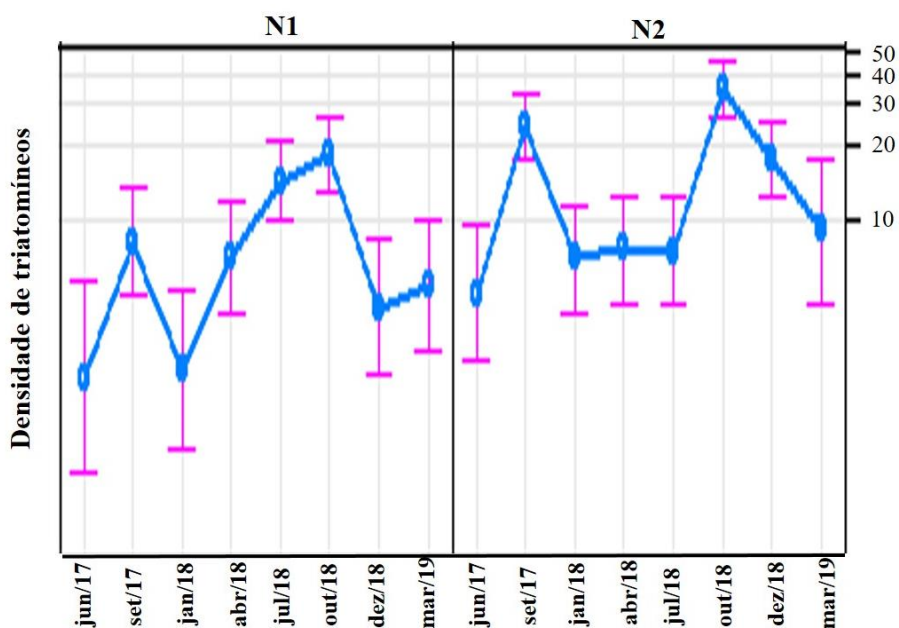


Figura 31 Densidade de estádios imaturos de triatomíneos: N1. ninfa de primeiro estágio e N2. ninfa de segundo estágio segundo o período de coleta.

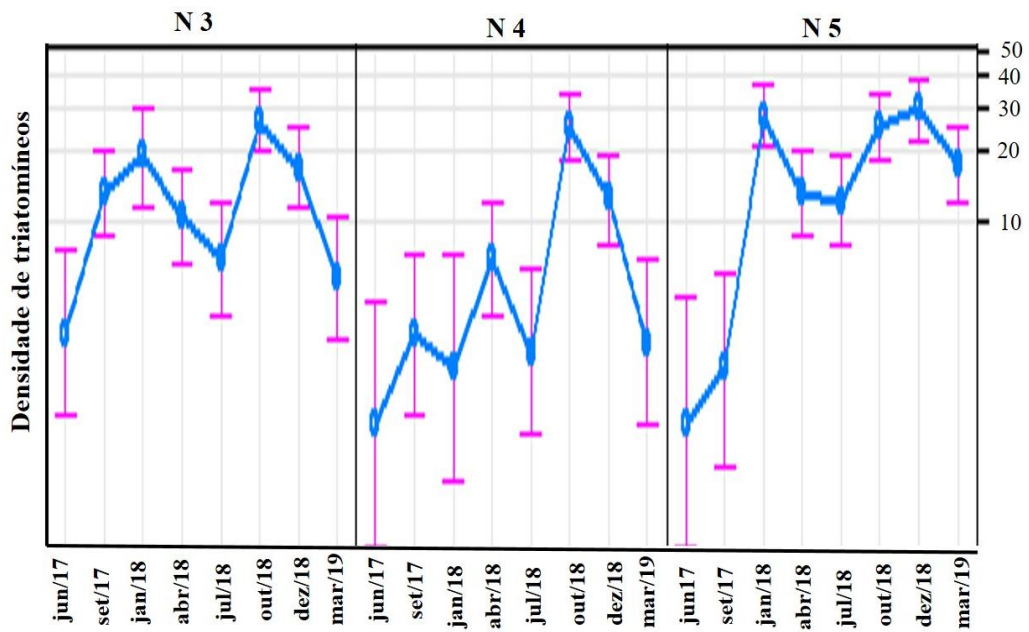


Figura 32 Densidade dos estádios imaturos de ninfas de triatomíneos: N3. ninfa de terceiro estágio, N4. ninfa de quarto estágio, N5. ninfa de quinto estágio, segundo o período de coleta.

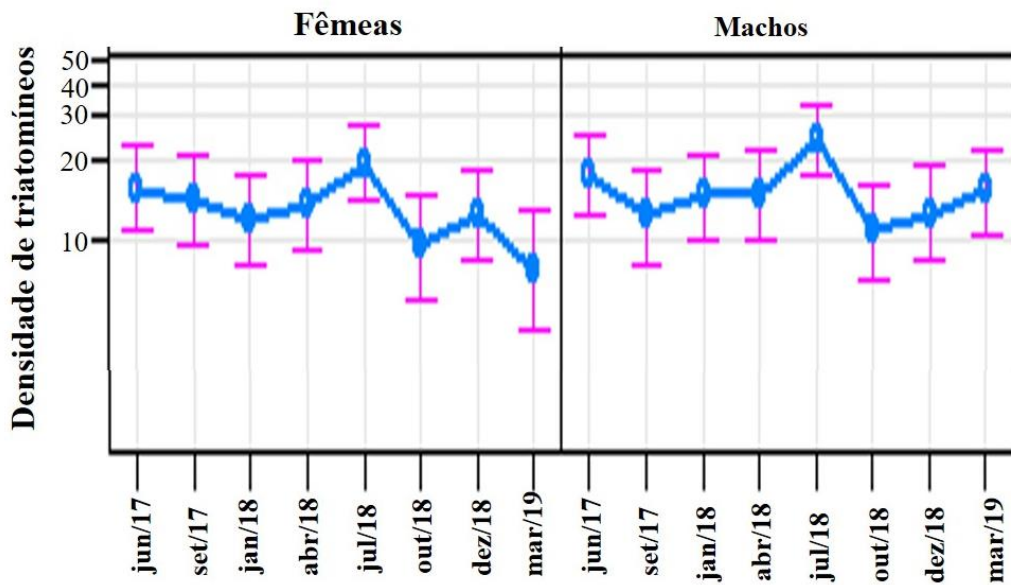


Figura 33 Densidade de adultos de triatomíneos segundo período de coleta.

A análise de resíduos revelou que estão bem comportados validando as conclusões provenientes do modelo estatístico.

5.5 Fauna local e ambiente

Ao longo das pesquisas entomológicas, observou-se a presença de animais domésticos e silvestres no intradomicílio, peridomicílio e entorno (Tabela 9). Os seguintes animais domésticos foram registrados em 100% das localidades monitoradas: cão, cavalo, galinha e gado.

Tabela 9 Fauna registrada por relato da população ou observação durante as coletas de triatomíneos nas localidades de Araguaiana, Mato Grosso.

Fauna		Ambiente			
Nome popular	Nome científico	Intradomicílio	Peridomicílio	Silvestre	
	Arara	<i>Ara ararauna</i> (Linnaeus, 1758)	x	x	x
	Búfalo	<i>Syncerus caffer</i> Sparrman, 1779 cf.	-	-	x
	Burro	<i>Equus asinus</i> Linnaeus, 1758	-	x	-
	Cão	<i>Canis familiaris</i>	x	x	-
	Cabra	<i>Capra aegagrus</i>	-	x	-
	Cavalo	<i>Equus caballus</i>	-	x	-
	Gado	<i>Bos taurus</i> Linnaeus, 1758 cf.	-	x	-
Doméstica	Galinha	<i>Gallus gallus</i>	x	x	-
	Galinha da angola	<i>Numida meleagris meleagris</i> (Linnaeus, 1758)	-	x	-
	Gato	<i>Felis catus</i>	x	x	-
	Ovelha	<i>Ovis arie</i>	x	x	-
	Pato	<i>Cairina moschata</i> (Linnaeus, 1758) cf.	-	x	-
	Peru	<i>Meleagris gallopavo</i> Linnaeus, 1757	-	x	-
	Pavão	<i>Pavo cristatus</i> Linnaeus, 1758	-	x	-
	Papagaio	<i>Amazona aestival</i> Linnaeus, 1758	-	x	x
	Porco	<i>Sus domesticus</i> Erxleben, 1777	x	x	-
	Anta	<i>Tapirus terrestris</i> Linnaeus, 1758	-	-	x
Silvestre	Colhereiro	<i>Platalea ajaja</i> Linnaeus, 1758	-	x	x
	Catitu	<i>Tayassu pecari</i> Link, 1795	-	-	x

Capivara	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> (Linnaeus, 1766)	-	-	X
Cobra	<i>Bothrops jararaca</i> (Wied-Neuwed, 1824) cf.	-	X	X
Coruja	<i>Athene cunicularia</i> (Molina, 1782) cf.	-	-	X
Curicaca	<i>Theristicus caudatus</i> (Boddaert, 1783)	-	X	X
Ema	<i>Rhea americana</i> (Linnaeus, 1758)	-	X	X
Gambá	<i>Didelphis marsupialis</i> Linnaeus, 1758	-	X	X
Garça	<i>Ardea alba</i> . Linnaeus, 1758	-	X	X
Gavião	<i>Arpia harpyja</i> Linnaeus, 1758 cf.	-	X	X
Jacaré	<i>Caiman yacare</i> Daudim, 1802	-	-	X
Javali	<i>Sus scrofa</i> Linnaeus 1758			X
Macaco	<i>Callithrix</i> Erxleben, 1777	-	-	X
Marreco	<i>Spatula querquedula</i> (Linnaeus, 1758)	-	-	X
Morcego	<i>Peropteryx macrotis</i> (Wagner, 1843) cf.	X	X	X
Mutum	<i>Crax alector</i> Linnaeus, 1766	-	X	X
Onça parda	<i>Puma concolor</i> Linnaeus, 1771			X
Onça pintada	<i>Panthera onca</i> (Linnaeus, 1758)			
Preá	<i>Cavia aperea</i> Erxleben, 1777	-	X	X
Perdiz	<i>Rhyncothus rufescens</i> Temminc, 1815	-	-	X
Quati	<i>Nasua nasua</i> Linnaeus, 1766	-	-	X
Rato	<i>Mus musculus</i> (Linnaeus, 1758)	X	X	X
Saracura	<i>Aramides cajaneus</i> (Stadius Muller, 1776)	-	-	X

Siriema	<i>Cariama cristata</i> (Linnaeus, 1766) ¹	-	-	X
Sapo	<i>Bufo bufo</i> Linnaeus, 1758	X	X	X
Tamanduá bandeira	<i>Myrmecophaga tridactyla</i> Linnaeus, 1758	-	-	X
Tatu	<i>Dasypus novemcinctus</i> cf.	-	X	X
Urubu	<i>Sarcoramphus papa</i> Linnaeus, 1758	-	-	X
Tuiuiú	<i>Jabiru mycteria</i> Lichtestein, 1819	-	-	X
Veado	<i>Ozotoceros bezoarticus</i> Linnaeus, 1758	-	-	X

Na maior parte das localidades pesquisadas, cerca de 90 %, foi observado um número elevado de cães. Outro fator comum foi a prática da atividade de caça, relacionada a riqueza da fauna silvestre dessa região.

No peridomicílio e no intradomicílio, além da presença de cães, a frequente circulação de outros animais domésticos como ovinos e porcos, assim como circulação e/ ou criação de animal silvestre (queixada) como animal de estimação (Figura 34, 35).





Figura 34 Registro da presença fauna no peridomicílio: **A. e B** Matilha canina; **C.e D.** caprinos; **E.** suíno no intradomicílio junto a gatos; **F.** porco criado como doméstico. Fotos: acervo da autora.



Figura 35 Animais silvestres I: **A.** tatu no peridomicílio da Fazenda Lago do Marrecão; **B.** aves em curral da Fazenda Lambari 2. Fotos: acervo da autora.

Dentre a fauna encontrada nos galinheiros monitorados, observou-se a presença de ninhos de ratos, sapos, serpentes e lagartixas. Outra característica observada foi a variedade de ecótopos artificiais, desde construções abertas ou com predomínio de telas, com menor possibilidade de abrigo para os triatomíneos, até a presença de tijolos com furos, que podem representar maior risco se forem utilizados para desova pelas fêmeas (Figura 36).



Figura 36 A a D. presença de tijolos com ovos de triatomíneos em galinheiros; E. e F. ovos de triatomíneos encontrados no interior dos tijolos. Fotos: acervo da autora.

Outro fator de risco percebido foi a distância dos anexos de animais (galinheiro, chiqueiro, curral) e das áreas de pastagem para as UD. Em aproximadamente 90% das localidades pesquisadas, os anexos foram construídos muito próximos as UD, o que pode facilitar o acesso de triatomíneos ao intradomicílio (Figura 37).



Figura 37 Registro da proximidade entre domicílios, anexos para abrigo de animais: **A.** e **B.** galinheiro; **C.** curral; **D.** chiqueiro e vegetação. Fotos: acervo da autora.

5.6 Avaliação da infecção natural (IN) por *Trypanosoma cruzi*

Dos 1.491 espécimes de triatomíneos coletados, 1304 possuíam conteúdo fecal em no intestino. Assim, realizou-se o exame parasitológico de fezes de triatomíneo a fresco por microscopia óptica para os 1304 espécimes e, por essa metodologia, todos foram negativos para *T. cruzi*.

Para a análise de IN para *T. cruzi* por biologia molecular, aleatoriamente realizou-se diagnóstico molecular por PCR convencional para 668 triatomíneos, sendo: 665 *T. sordida* e 3 espécimes de *R. neglectus*.

O resultado da taxa de IN por *T. cruzi* por biologia molecular revelou um IN de 0% para *R. neglectus* e de 10,9% (73/665) para *T. sordida*, sendo 14 fêmeas, 11 machos e 48 ninfas. Ademais, foi encontrada maior positividade para N5 (44%). Quando analisados as áreas e o período de coletas, encontramos maiores percentuais de IN para *T. sordida* coletado na área não inundável (72,6%) e no período de chuva (67,1%). No resultado abaixo, dentre 11 amostras intestinais analisadas três foram positivos para *T. cruzi* (Figura 38).

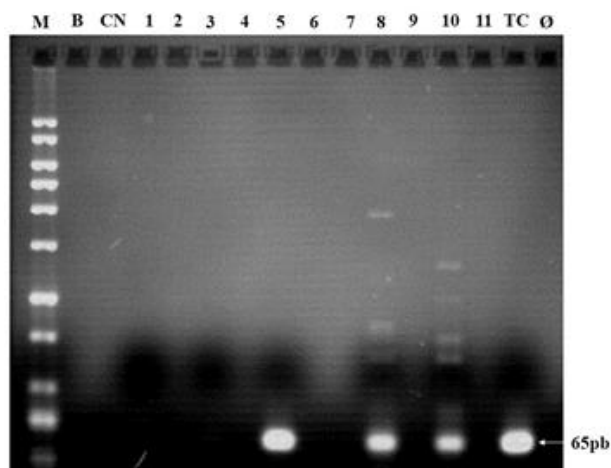


Figura 38 Revelação de rDNA nuclear por cPCR utilizando *primers* P21 para avaliar a IN por *Trypanosoma cruzi*. M: marcador de peso molecular de 50–1000pb; B: branco; CN: controle negativo (DNA de *R. neglectus* não infectado); 1 a 11: amostras de DNA de intestino de *T. sordida*

5.7 Avaliação da fonte alimentar

Foram testados os espécimes de triatomíneos cujo conteúdo intestinal apresentou, no momento da extração do intestino, sinais visuais de sangue (Figura 39). Assim, a partir do extrato intestinal foi feita a avaliação da fonte alimentar para 566 triatomíneos, sendo 565 intestinos provenientes de *T. sordida* e 1 de *R. neglectus*. Cada amostra foi submetida aos 11 antissoros, totalizando 6.226 análises.

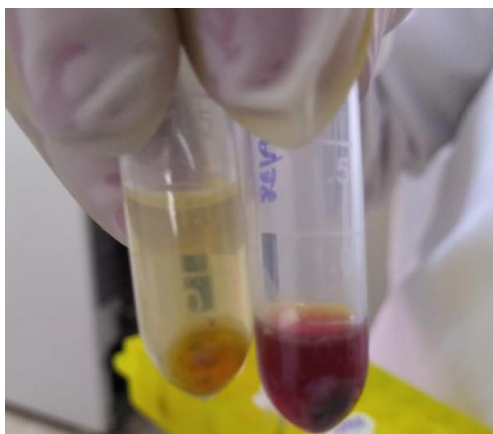


Figura 39 Amostra selecionada para análise de fonte alimentar com presença visual de resíduo sanguíneo no conteúdo intestinal do triatomíneo. Fotos: acervo da autora.

Todos os 11 sorotipos testados foram registrados em um dado momento. Do total de amostras analisadas, apenas 11,6% (66/566) não apresentaram reatividade para os antissoros utilizados e 88,4% (500/566) apresentaram reatividade para um ou mais dos antissoros testados. Dos 500 reativos, em percentual decrescente temos: ave (97,4%), gambá (15%), tatu (5%), réptil (2,6%), cão (1,4%), gato (1,2%), cabra (1%), ovelha (0,8%), humano, roedor e cavalo (0,4% cada).

Quando separados quanto à utilização de uma ou múltiplas fontes, encontramos 411 triatomíneos reativos para uma única fonte (Figura 40). e 89 para fontes múltiplas. Para esses, a reatividade variou de duas a seis fontes, sendo as combinações mais frequentes: ave/gambá e ave/gambá/tatu (Tabela 10). As fontes mais frequentemente utilizadas por *T. sordida*, sendo estatisticamente significativa a preferência para ave e gambá (Figura 41).

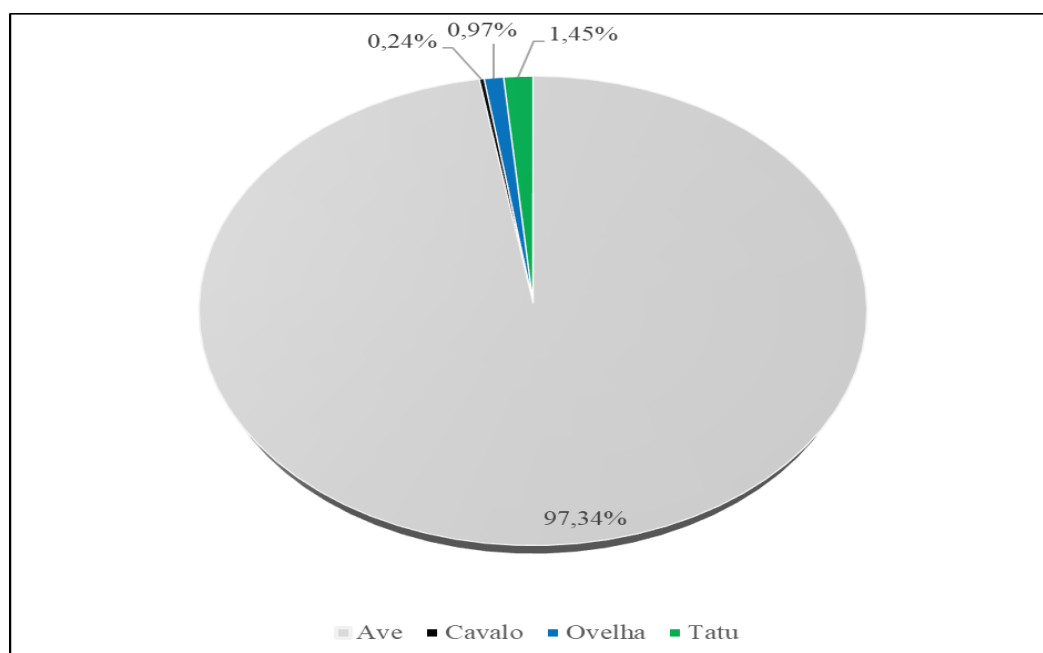


Figura 40 Reatividade de extrato intestinal positivo para um único antissoro de triatomíneos coletados em Araguaia, Mato Grosso.

Tabela 10 Múltiplas fontes alimentares identificadas por meio do teste de ELISA para triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

Alimentação fontes múltiplas	N	%
Ave/gambá	49	55,1
Ave/cabra	4	4,5
Ave/réptil	4	4,5
Ave/cão	2	2,2
Ave/cavalo	1	1,1
Cão/gambá	1	1,1
Ave/gambá/tatu	13	14,6
Gambá/gato/tatu	1	1,1
Ave/cão/gambá	2	2,2
Ave/gambá/réptil	2	2,2
Ave/roedor/tatu	1	1,1
Ave/humano/réptil	1	1,1
Ave/gambá/réptil/tatu	2	2,2
Ave/gato/humano/réptil	1	1,1
Ave/cão/gamba/réptil	1	1,1
Ave/gambá/roedor/tatu	1	1,1
Ave/gambá/gato/réptil/tatu	1	1,1
Ave/cabra/gambá/gato/tatu	1	1,1
Ave/cão/gambá/gato/réptil/tatu	1	1,1
Total	89	100,0

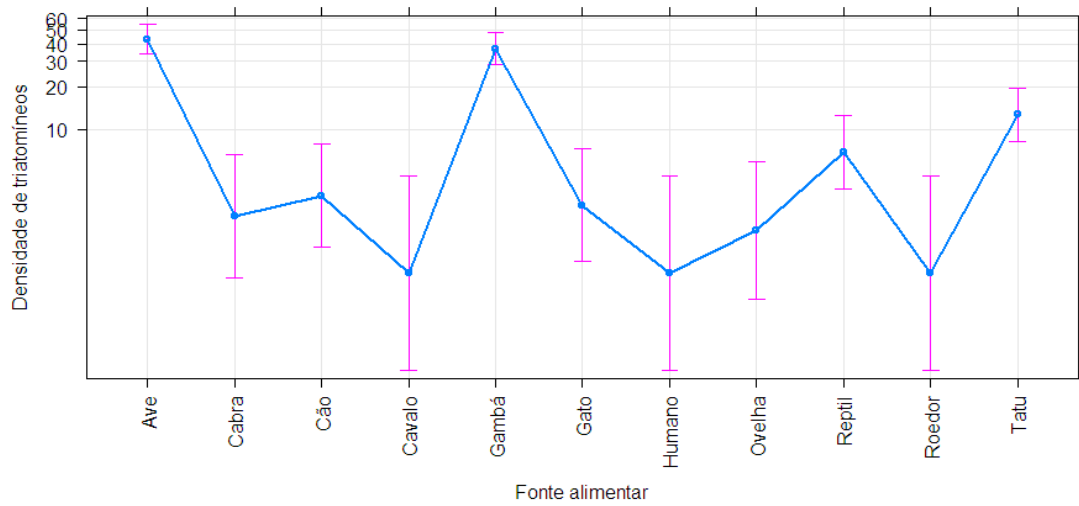


Figura 41 Análise estatística para avaliar a preferência alimentar de *Triatoma sordida* coletados em Araguaina, Estado de Mato Grosso, Brasil.

Quanto a fase de desenvolvimento dos 566 triatomíneos analisados temos: 93 machos, 84 fêmeas e 389 ninfas de 1º até o 5º estágio. O resultado de múltiplas fontes alimentares utilizados revelou um ecleatismo alimentar tanto em ninfas como nos adultos de *T. sordida* (Tabela 11).

Tabela 11 Fontes alimentares, segundo a fase de desenvolvimento, identificadas em triatomíneos coletados em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

Fonte alimentar	Fases de desenvolvimento								Total
	N1	N2	N3	N4	N5	NI	M	F	
Ave	13	47	71	49	109	2	59	50	400
Cavalo	-	-	-	-	-	-	1	-	1
Ovelha	-	-	2	-	-	-	1	1	4
Tatu	-	-	-	-	1	-	2	3	6
Ave/gambá	2	9	9	3	23	-	1	2	49
Ave/cabra	-	-	-	1	1	-	-	2	4
Ave/réptil	1	-	-	1	1	-	1	-	4
Ave/cão	-	1	-	-	1	-	-	-	2
Ave/cavalo	-	-	-	-	1	-	-	-	1
Cão/gambá	-	-	-	-	1	-	-	-	1
Ave/gambá/tatu	1	-	4	-	2	-	4	2	13
Gambá/gato/tatu	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Ave/cão/gambá	-	-	-	-	-	-	-	2	2
Ave/gambá/réptil	-	-	-	1	1	-	-	-	2
Ave/roedor/tatu	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Ave/humano/réptil	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Ave/gambá/réptil/tatu	-	-	1	-	-	-	-	1	2
Ave/gato/humano/réptil	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Ave/cão/gamba/réptil	-	1	-	-	-	-	-	-	1
Ave/gambá/roedor/tatu	-	-	-	-	-	-	1	-	1
Ave/gambá/gato/réptil/tatu	-	-	-	-	-	-	1	-	1
Ave/cabra/gambá/gato/tatu	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Ave/cão/gambá/gato/réptil/tatu	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Não reativos	4	12	4	3	5	1	22	15	66
Total	21	70	91	58	146	3	93	84	566

Dois triatomíneos adultos coletados em galinheiro de localidades distintas foram reativos para sangue humano (Tabela 12). Abaixo apresentamos o resultado da revelação de uma das placas reagentes para sangue humano, bem como para aves, gambás e tatu (Figura 42).

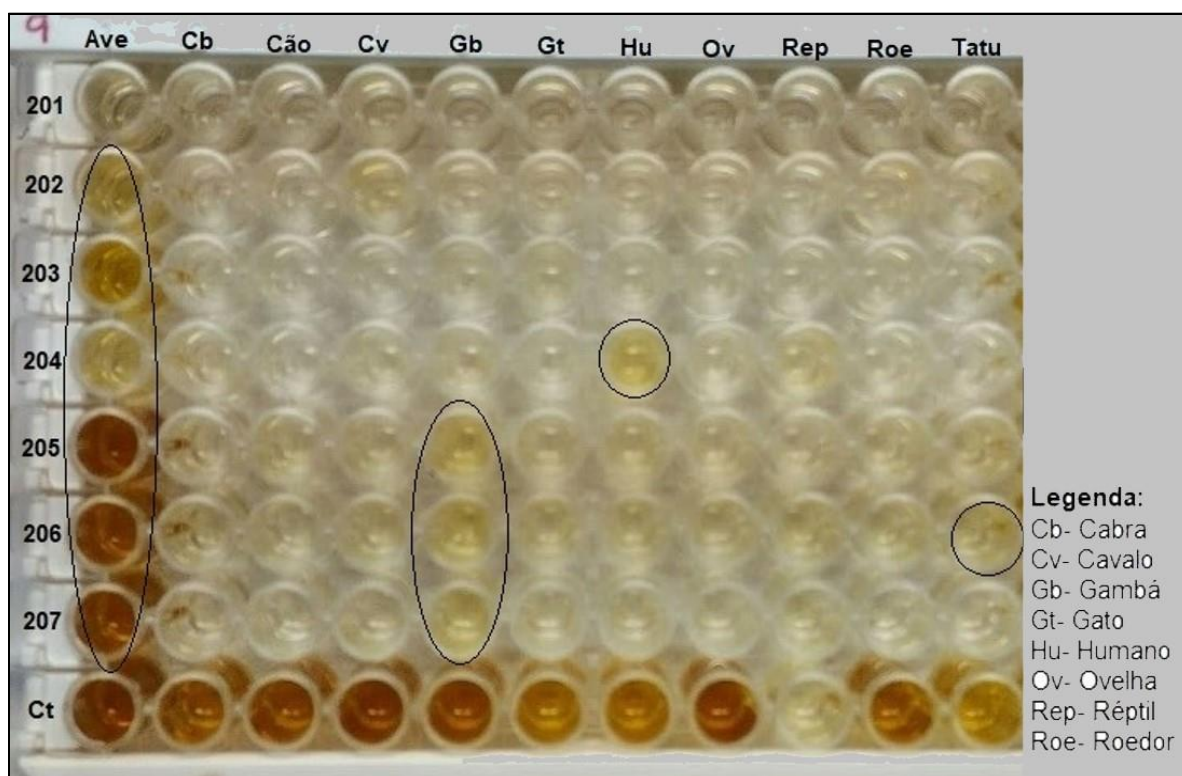


Figura 42 Exemplo de revelação dos resultados para fonte alimentar de conteúdo intestinal de *Triatoma sordida* com amostras positivas para presença de: ave, gambá, humano e tatu – Teste de Elisa. Fotos: acervo da autora.

Para avaliar a possível interferência dos tipos de áreas (inundável e não inundável) sobre a fonte alimentar utilizada pelos triatomíneos, aplicou-se o modelo de regressão binomial negativo com as variáveis: fontes alimentares, tipo de área e a interação entre elas. Não foi encontrada a interação estatisticamente significativa das distintas áreas sobre a preferência alimentar de *T. sordida* com a aplicação do método de “Stepwise”. (Tabela 12).

Tabela 12 Resultado dos valores obtidos pelo modelo binomial negativo para fonte alimentar utilizada pelos triatomíneos coletados das distintas áreas.

Variáveis selecionadas	p-valor
Fonte alimentar	2.2e-16
Tipo de área	0.0006081

A preferência de *T. sordida* pelos hospedeiros: ave e gambá foi marcante para as duas áreas (com e sem inundação) selecionadas para as coletas (Figura 43).

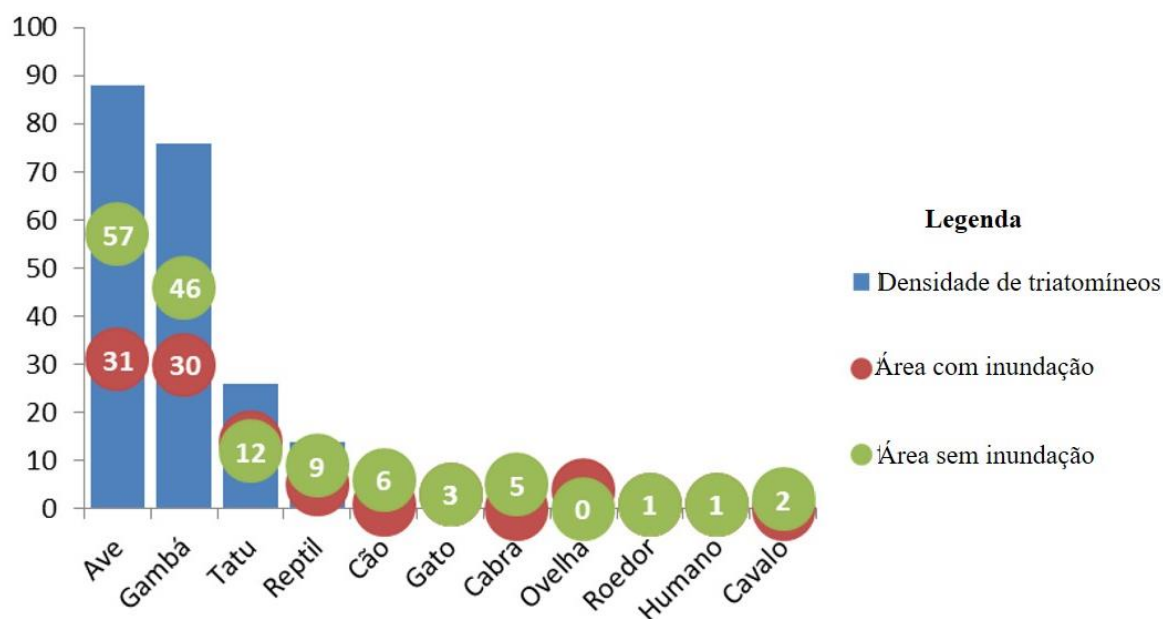


Figura 43 Resultado da regressão binomial aplicada para avaliar a interferência das distintas áreas de coleta sobre a preferência alimentar de *T. sordida*.

5. 8 Análise da morfometria geométrica alar

O resultado das análises comparativas dos componentes principais das asas de *T. sordida* de área inundável e não inundável, não revelou diferenças significativas no tamanho ($p=0,7958$), porém, as asas dos espécimes coletados na área inundável apresentaram asas com tamanho de centroide maior (Figura 44).

A análise canônica para a forma indicou similaridades entre as asas de *T. sordida* coletadas nas distintas áreas, sem variação estatística significativa ($p > 0,0728$) (Figura 45).

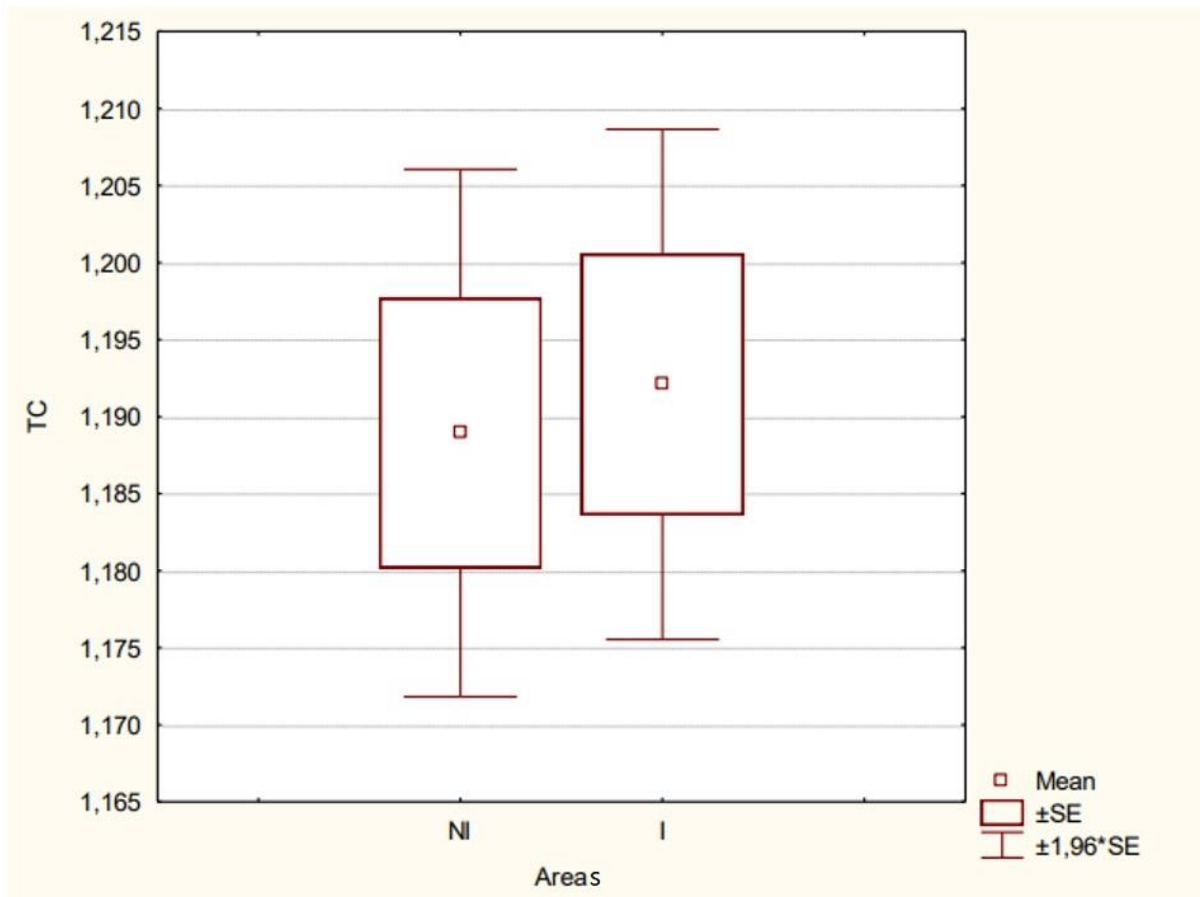


Figura 44 Boxplot do tamanho do centróide de asas direitas de fêmeas de *T. sordida* coletados de área não inundável (NI) e inundável (I) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

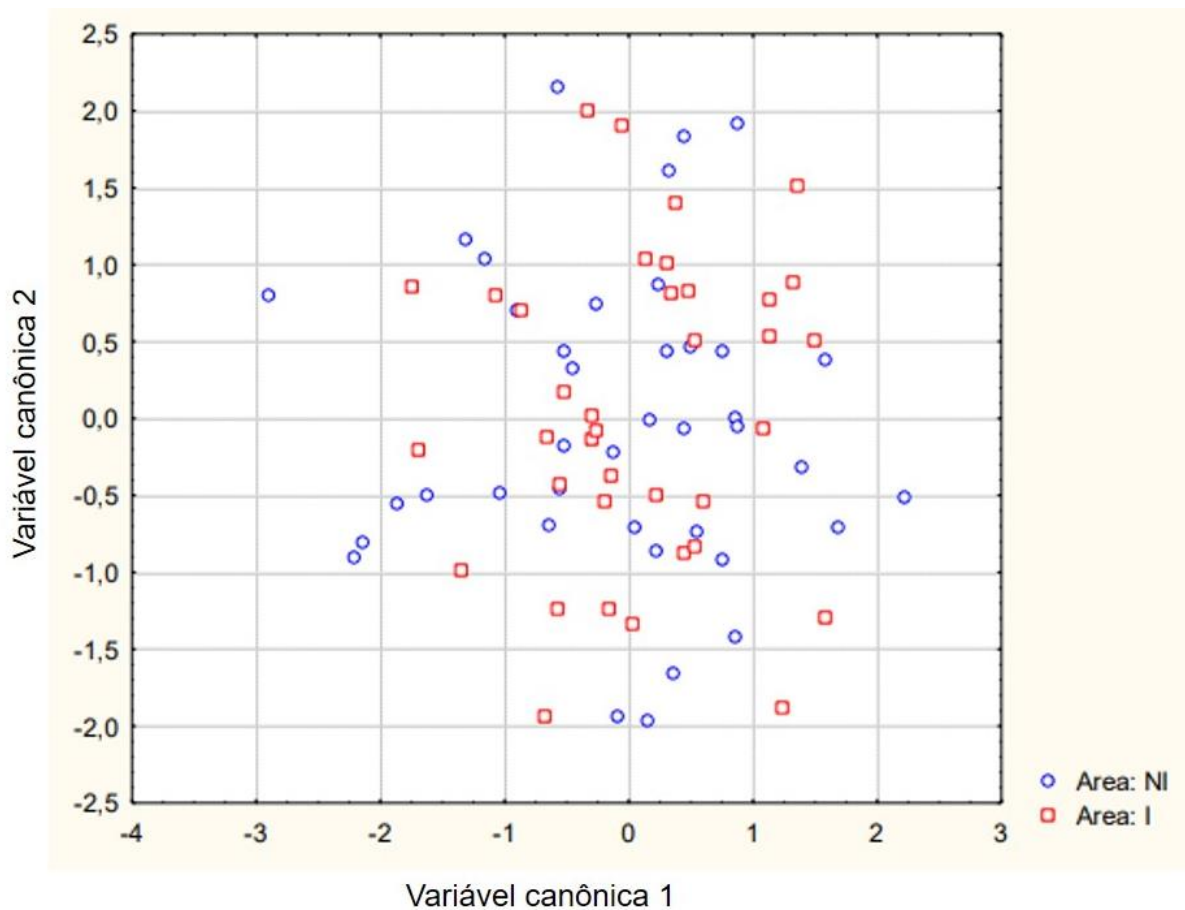


Figura 45 Análise de variações de formas de asas direitas de fêmeas para *T. sordida* coletados de áreas não inundável (NI) e inundável (I) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.

5.9 Parasitismo por Nematoda

Durante o procedimento para a extração do conteúdo intestinal, ao realizar a dissecção da última porção do segmento abdominal, observou-se a emergência de um parasito longo e fino de uma ninfa de 3º estágio de *T. sordida* (Figura 46).



Figura 46 Nematoda: **A.** Parasito juvenil de mermítideo emergindo da extremidade posterior de ninfa de 3º estágio de *Triatoma sordida* coletado de galinheiro em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil (coleta de dezembro de 2018). **B.** Mermítideo sob lâmina de microscopia para medição de comprimento total. Fonte: Martins *et al.* (2020).

O exame dos parasitos juvenis ao microscópio revelou Sthicosomes, glândulas esofágicas bem desenvolvidos, uma característica diagnóstica da família Mermithidae (KAYA; STOCK, 1997). O exame do parasito revelou ausência de apêndice na cauda e a presença de um anel na extremidade caudal, fornecendo evidências robustas para a identificação do gênero *Agamermis* Cobb, Steiner e Christie, 1923. O espécime apresentava cor branca, levemente transparente e formato arredondado e afilado nas extremidades (Figura 47). O mermítideo era muito longo quando comparado ao hospedeiro triatomíneo, medindo 193 mm de comprimento máximo e 0,45 mm de diâmetro.

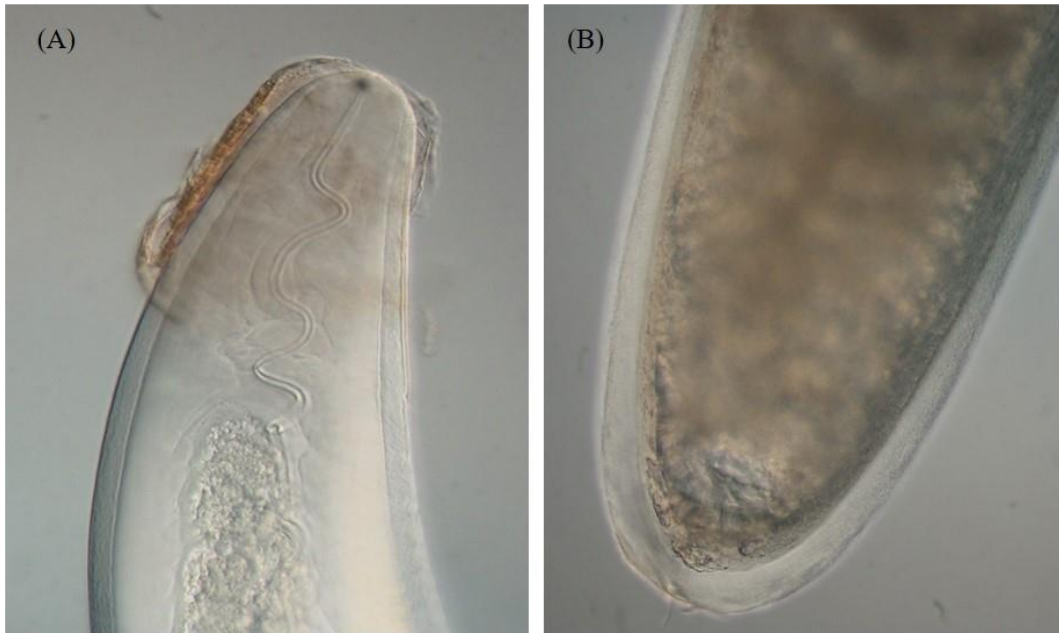


Figura 47 Mermitídeo nematoide parasito de *Triatoma sordida* observado por contraste de interferência diferencial (DIC). **A.** porção anterior **B.** porção posterior mostrando o anel da extremidade da cauda. Barras de escala: 60 μ m (A); 150 μ m (B). Fonte: Martins *et al.* (2020).

O espécime foi coletado em dezembro de 2018, na estação chuvosa, em galinheiro no peridomicílio da localidade “Lago Azul” (15°33'43.9" S, 051°47'26.2" W, 294 m alt.) (Figura 48) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil.



Figura 48 Galinheiro da localidade “Lago Azul” (15°33'43.9" S, 051°47'26.2" W, 294 m alt.) Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil, onde foi coletado a ninfa de *T. sordida* parasitada por um mermitídeo. Fotos: acervo da autora.

O registro inédito do parasitismo de *T. sordida* por um mermitídeo foi publicado por Martins *et al.* (2020) (Apêndice C).

Distribuição, infestação domiciliar, densidade triatomínica e ecótopos

O monitoramento entomológico bianual apresentou *T. sordida* como espécie mais abundante representando 99,8 % dos triatomíneos coletados, sendo confirmado por outros autores como espécie de maior frequência em capturas pelos serviços de vigilância em saúde (CARBAJAL de la FUENT *et al.*, 2008; GALVÃO, 2014; GURGEL-GONÇALVES *et al.*, 2012; OBARA *et al.*, 2011; OLIVEIRA; SILVA, 2007; PEREIRA *et al.*, 2013; RIBEIRO *et al.* 2019; SILVEIRA; DIAS, 2011). Estudos associam a predominância e abundância dessa espécie ao oportunismo pós-eliminação do *T. infestans* (DIAS; VINHAES, 2000; DIOTAIUTI, 1991, 1995; PESSOA *et al.*, 2016; ROJAS de ARIAS, 2001; SILVEIRA, 2002).

Apesar da baixa infestação, a presença de *R. neglectus* precisa ser considerada, uma vez que espécimes foram encontrados no intradomicílio e no peridomicílio em um galinheiro, com uma grande população de *T. sordida*. O encontro de *T. sordida* e *R. neglectus* em um mesmo ecótopo foi relatado anteriormente por Diotaiuti *et al.* (1993) em ambiente artificial e por Forattini *et al.* (1971) em ambiente natural. Espécimes de *R. neglectus* são comumente encontrados em palmeiras no Cerrado (ABAD-FRANCH *et al.*, 2009; GURGEL-GONÇALVES *et al.* 2003, 2009). Forattini *et al.* (1979), GURGEL-GONÇALVES *et al.* (2010), RODRIGUES *et al.*, 2009 alertam para o risco dessa espécie invadir e colonizar domicílios.

A distribuição espacial para *T. sordida* ao longo dos 6.000 Km² de área sinalizou uma ampla distribuição geográfica dessa espécie no município de Araguaína corroborando a elevada adaptação e capacidade de dispersão relatada por outros autores (DIOTAIUTI *et al.*, 1995; GONZALES-BRITES *et al.*, 2014; FORATTINI *et al.*, 1973, 1974, 1983; PEREIRA *et al.*, 2013; PESSOA *et al.*, 2015a, 2016; SCHOFIELD, *et al.* 1991). A distribuição espacial dos triatomíneos coletados tem relação com a vegetação nativa, hidrografia/mata ciliar e área consolidada. As três variáveis citadas parecem exercer interferência na presença e densidade de *T. sordida* nas localidades pesquisadas em Araguaiana, porém, a presença de área consolidada, entendida segundo o Código Florestal como presença de imóveis rurais de longa data exercendo atividades agropastoris, parece desempenhar mais influência para a presença dessa espécie.

No momento, Araguaiana apresenta extensas áreas de pecuária com alteração gradativa da fitofisionomia. A análise do desmatamento acumulado por Bioma revela que o

Cerrado foi o mais afetado, com perda de 49 % de sua cobertura (SEMA, 2018), sendo a taxa de desmatamento para Mato Grosso de 16,8 % em 2019 (INPE, 2020). As áreas de pastagem beneficiam *T. sordida* (FORATTINI *et al.*, 1973, 1980; MACEDO *et al.*, 2004; SILVA *et al.*, 2011).

A taxa de ID foi alta, 70% dos das UD monitorados estavam infestados por *T. sordida*, preferencialmente no peridomicílio, corroborando os achados de Bar e Wisnivesky-Colli, (2001), Cominetti *et al.* (2013); Diotaiuti *et al.* (1995, 1998), Falavigna-Guilherme *et al.* (2002), Forattini *et al.* (1980); Pelli *et al.* (2007), Oliveira; Silva (2007), Monteiro *et al.* (2009), Obara *et al.*, (2011), Oliveira *et al.* (2018), Rossi *et al.* (2015), Toledo *et al.* (1997), Vinhaes; Silveira (2001). Os galinheiros tiveram um papel importante para a elevada taxa de domiciliação encontrada. Resultados similares foram registrados por Rossi *et al.* (2014) e Sherlock (2000).

Diante da degradação ambiental, esses triatomíneos apresentam tendência a buscar o peridomicílio e ecótopos estáveis, com oferta de abrigo, alimento e condições microclimáticas necessárias para o desenvolvimento de suas populações (DIOTAIUTI *et al.*, 1993; SCHOFIELD *et al.*, 1999; SILVA *et al.*, 2011;).

A proximidade das UD com a vegetação e a presença de ecótopos artificiais no peridomicílio, podem desempenhar um papel importante na introdução e manutenção de populações de triatomíneos (CAMPBELL-LENDRUM *et al.*, 2007; GUREVITZ *et al.*, 2011; DUMONTEIL *et al.*, 2013, 2004; BUSTAMANTE *et al.*, 2014). Outro aspecto importante tem relação com as características de construção e organização da UD, que facilitariam a domiciliação e o desenvolvimento das colônias de triatomíneos (SILVA *et al.*, 2011).

O resultado da CD seguiu o padrão encontrado por Diotaiuti *et al.* (1998), com alta colonização peridomiciliar (82 %) e pequenas e raras colônias intradomiciliares (3 %). A elevada CD pode indicar o sucesso no estabelecimento das populações de *T. sordida*. Para Forattini (1975), a estabilidade da colônia dessa espécie nos ecótopos artificiais depende do desenvolvimento das formas imaturas, pois os adultos permanecem o tempo suficiente para a fecundação e as desovas iniciais. Decorrida essa fase, tendem a colonizar outros ecótopos. Assim, o encontro dessas colônias de *T. sordida* estabelecida no peridomicílio representa risco iminente, pela possibilidade da colonização intradomiciliar, dada a proximidade as UD. Estudos indicam que *T. sordida* pode estar nessa direção, com registros de elevada colonização do intradomicílio e espécimes infectados por *T. cruzi* (DAMBORSKI *et al.*, 2001; RIBEIRO-JUNIOR *et al.*, 2019; SÁNCHEZ *et al.*, 2020).

Os ecótopos artificiais presentes no peridomicílio funcionam como fontes de reinfestação, pois, em localidades com várias UD dentro do mesmo peridomicílio e

consequentemente ecótopos diversos, a aplicação de controle químico nos ecótopos positivos para triatomíneos, foi possível observar a dispersão de *T. sordida* ampliando a colonização desses anexos nas coletas subsequentes. Registros similares foram encontrados por Viana (2011). Forattini *et al.* (1973) relataram a capacidade de transferência ativa dessa espécie entre ecótopos artificiais.

Os resultados indicaram aumento na densidade populacional de *T. sordida* para o segundo ano do monitoramento, mesmo diante da aplicação do controle químico residual pela SMS, contrapondo-se aos resultados de Diotauti (1998), cujos encontros indicaram que borrifação com intervalos em torno de um ano seriam suficientes para controlar as populações peridomiciliares do *T. sordida*. Uma possibilidade para a persistência pode advir do baixo poder residual dos inseticidas em ambientes externos, diretamente afetados pelas inteperes climáticas, fato também relatado por Gonzales-Brites *et al.* (2014), Oliveira-Filho *et al.* (2000) e Sánchez *et al.* (2016).

Para Forattini (1974), o controle de *T. sordida* com inseticida tem um bom resultado. Entretanto, em áreas com a ocorrência de nichos ecológicos próximos às UD, o risco de reinfestação do peridomicílio é elevado. Segundo Abad-Franch *et al.* (2010), espécies nativas mantêm populações silvestres com capacidade de reinfestar domicílios tratados com inseticidas nas suas áreas de ocorrência. Pessoa *et al.* (2015b), associaram as reinfestações à degradação ambiental que facilitam a dispersão de *T. sordida* e a consequente colonização de novos ecótopos. Para a área de estudo, a proximidade com vegetação nativa e os resquícios dessas associada a presença de triatomíneos foi marcante, 65 % (19/29) das UD positivas estavam a ≤ 1500 m de distância. A distância das UD para a vegetação nativa variou de 10 a 5000 metros. Assim, uma medida importante a ser aplicada para redução do ID de triatomíneos na região seria o distanciamento das UD do ambiente silvestre. Para Dantas *et al.* (2018), o aumento da distância entre as áreas peridomiciliares e o ambiente silvestre, e das UD para as estruturas peridomésticas, pode reduzir a taxa de contato entre humanos e insetos infectados e, consequentemente, as taxas de transmissão de DCh. Os principais determinantes para o estabelecimento da infecção humana envolvem a adaptação dos triatomíneos ao domicílio e peridomicílio com a circulação de *T. cruzi* entre os animais silvestres e domésticos nestes ambientes (COURA, 2007).

É imprescindível aprimorar as medidas de intervenção voltadas à DCh pelo risco iminente de domiciliação dessa espécie na área de estudo. Uma série histórica de 10 anos de dados secundários (dados não publicados) indicou o incremento da densidade de *T. sordida* nos peridomicílios, fato confirmado em nossos resultados. Tartarotti *et al.* (2004) enfatizam

que o acompanhamento de novas populações de vetores em regiões de risco deve ser realizado periodicamente.

A taxa de aglomeração elevada para *T. sordida* pressupõe fator de risco para a população local, pois a competição por recursos pode levar a dispersão para o intradomicílio. Para Bar *et al.* (2006), o tamanho da população de triatomíneos parece desempenhar um papel importante na epidemiologia da DCh.

Área de estudo: estrutura populacional, sazonalidade e interferência de fatores bioclimáticos em população de *T. sordida*

Apesar do número de machos coletados ser levemente superior ao número das fêmeas, a razão macho/fêmea ficou dentro do padrão esperado (1:1). A razão de adulto/ninfas de *T. sordida* foi de 0.49, seguindo o padrão etário esperado para essa espécie, com predomínio de ninfas sobre adultos, corroborando os achados de Bar (2006) e Pelli *et al.* (2007).

Triatoma sordida é dotado de alta capacidade de mobilidade (FORATTINI *et al.*, 1975). Assim, adultos ficam em um ecótopo o tempo necessário para a fertilização e iniciar ovoposição, posteriormente dispersão (BAR, 2006). Segundo Souza *et al.* (1978), as fêmeas de *T. sordida* têm grande capacidade de dispersão, ficando até 85 % do tempo médio de duração da fase alada ovipondo, podendo espalhar em média 570 ovos em uma diversidade de ecotópos.

Observou-se que 70 % dos adultos de *T. sordida* coletados no intradomicílio eram fêmeas. A tentativa de dispersão para colonização de novos ecótopos por fêmeas pode ser a causa de nossos resultados apresentarem adultos machos em maior quantidade (54,2 %) no peridomicílio, sugerindo que esses tendem a permanecer na colônia quando encontram um ambiente estável.

Os resultados mostram que a população de *T. sordida* atingiu um tamanho importante a partir de outubro, na estação das chuvas. Na área de estudo, o período chuvoso estende-se de outubro a março, e o seco está compreendido entre maio e setembro (AQUINO *et al.*, 2009). Bar (2006), encontrou resultados semelhantes para essa espécie.

A maior densidade populacional de *T. sordida* coincidiu com registros de precipitação pluviométrica mais elevadas, sendo ninfas de quinto estágio mais prevalentes, sendo significativa a associação dessa estação climática para os estágios: N3, N4 e N5. Esse encontro pode revelar uma estratégia importante, pois quanto maior as ninfas maiores as chances de sobrevivência diante das intempéries das chuvas. Já o menor número de indivíduos foi coletado em junho, mês sem o registro de ocorrência da precipitação pluviométrica na região. Essa

variável ambiental parece ter interferência direta sobre o desenvolvimento de *T. sordida* na região. Nossos resultados contrapõem os encontrados por Cominetti (2015), registrou um aumento da população de *T. sordida* no período de seca, e declínio para o período chuvoso.

A distribuição geográfica de triatomíneos já foi associada com as variáveis climáticas: precipitação pluviométrica, umidade e temperatura (CARCAVALLO, 1999; GORLA *et al.*, 2002; PEREIRA *et al.*, 2013). As flutuações na densidade de *T. sordida* também podem ser atribuídas a fatores bioclimáticos (influência de temperaturas extremas e amplitude térmica, umidade relativa, ventos, dispersão, padrão de distribuição espacial, diapausa) e à disponibilidade de recursos tróficos (BAR, 2006).

Neste estudo, a densidade de *T. sordida* não apresentou correlação estatisticamente significativa com a umidade relativa, nem com a temperatura, como registrado por Silva *et al.* (2011, 2019), com baixa umidade e temperaturas elevadas favorecendo a população de *T. sordida*.

A avaliação de possível interferência do pulso de inundação na densidade populacional de *T. sordida* revelou maior abundância desses em áreas sem pulso de inundação, porém sem diferença estatística significativa. Porém quando observados os estádios de desenvolvimento, a presença de N1 no período das chuvas foi significativamente menor para AI, o que poderia ser associado a menor sobrevivência dos estádios de menor tamanho nesse ambiente.

Infecção natural por *T. cruzi*

Até 2019, a notificação dos casos crônicos de DCh ao MS não era obrigatória, tornando as informações sobre infecções humanas incipientes, restringindo-se aos casos agudos, que podem passar despercebidos. Assim, levantar informações sobre infecções em vetores fornece um indicativo da presença do patógeno e sua proximidade com humanos.

A taxa de transmissão do *T. cruzi* é influenciada por muitos fatores, incluindo a densidade e distribuição dos triatomíneos, taxas de infecção natural, de vetores e de reservatórios, a possibilidade de interação do inseto com humanos ou outros reservatórios importantes, a suscetibilidade humana e do reservatório à infecção (SCHOFIELD, 1994).

O índice de IN por *T. cruzi* para os espécimes de *T. sordida* coletados em Araguaiana foi baixo (10,9 %), concordando com os índices encontrados para essa espécie por Almeida *et al.* (2008); Castro *et al.* (1997); Dias *et al.* (1985); Mendonça *et al.* (2015); Oliveira e Silva (2007); Pelli *et al.* (2007); Silveira (2002). Para Silveira *et al.* (1993); Guarneri *et al.* (2000);

Rodriguez-Plane *et al.* (2020) e Lorosa *et al.* (1999) esse fato é atribuído a marcante ornitofilia dessa espécie.

Esses resultados sinalizam que *T. sordida* parece ter baixo potencial para sustentar altas taxas de transmissão de *T. cruzi* na área estudada no período desse estudo. No entanto, é preciso manter a vigilância dessas localidades, elevada taxa de ID e ampla distribuição de espécimes com *T. cruzi* dentro desses municípios. Destaca-se a importância da continuidade das ações de vigilância, para detecção precoce de possíveis alterações no comportamento dessa espécie nativa.

São crescentes os relatos, em distintas regiões, dessa espécie desempenhando papel fundamental na manutenção do risco de transmissão de *T. cruzi* a humanos (MINUZZI-SOUZA *et al.*, 2017; SÁNCHEZ *et al.*, 2016; RIBEIRO-JUNIOR. *et al.*, 2019). Para Maffey *et al.* (2012), o *T. sordida* é um vetor que pode atuar como “ponte” entre os ciclos de transmissão silvestres e domésticos. Lorosa *et al.* (2000) e Sanchez *et al.* (2016, 2020) registraram um aumento do potencial vetorial de *T. sordida* para transmissão da DCh.

A identificação precoce de áreas de risco com a indicação da circulação de *T. cruzi*, pode auxiliar no sentido de receber ações eficientes e apropriadas de intervenção, assim como para manter o programa de controle da DCh e suas ações epidemiologicamente acertadas e economicamente viáveis.

Outra consideração importante para a área de estudo que merece atenção por parte da SMS está relacionada com o risco de transmissão oral como possível forma de contaminação na região pesquisada, pois foi possível observar a cultura de armazenar alimentos não perecíveis de colheitas nos galinheiros, ranchos ou galpões externos, sendo que alguns desses foram positivos para presença de *T. sordida*. Vale frisar que já existe um estudo associando esse vetor a surtos orais da DCh, com investigação entomológica revelando a infecção humana a partir da provável ingestão de alimentos contaminados (DIAS *et al.*, 2008).

Hábitos alimentares de *T. sordida*

Aves podem ser consideradas como um elo importante no processo de domiciliação dos triatomíneos. Por ser uma relevante fonte alimentar para humanos, a criação de galinhas no peridomicílio é frequente oportunizando fonte alimentar e abrigo para os triatomíneos (RABINOVICH *et al.*, 2011; RICARDO-SILVA *et al.*, 2016). Para Fraenkel *et al.* (2020), o sangue de galinhas é utilizado como fonte de alimentação pelo vetor, possibilitando o estabelecimento de grandes populações.

Como apresentado nos resultados, os triatomíneos foram coletados predominantemente em galinheiros e, para os espécimes analisados, ave foi a fonte alimentar preferencial para *T. sordida*. Diversos estudos relatam a associação dessa espécie com os galinheiros por apresentar tendência ornitofílica (ALMEIDA *et al.*, 2008; DIOTAIUTI, 1994; FORATTINI *et al.*, 1979, 1982; GALVÃO, 2014; PIRES *et al.*, 1999).

No entanto, segundo Falavigna-Guilherme *et al.* (2001) e Gonzales-Brites *et al.* (2014), essa espécie utilizará as fontes alimentares disponíveis. Esse oportunismo de *T. sordida* foi marcante em nossos resultados, sendo encontradas espécimes consumindo todas as 11 fontes alimentares testadas, reforçando seu ecletismo e capacidade de circulação nos diferentes ambientes. Como fontes silvestres, destacamos o gambá (15%) e o tatu (5%). Detectou-se ainda a presença de antissoro para réptil e roedor, com valores de 2,6 e 0,4%, respectivamente.

Nossos resultados expuseram ninfas de estádios variados apresentando antígeno para sangue de hospedeiros diversos, isso pode estar associado ao nosso registro da circulação de animais sinátrópicos no peridomicílio, fator preocupante, pois a maior parte desses compõem o ciclo silvestre da doença e, tal como destacado por Coura e Dias (2009), podem criar um elo entre o parasito, os animais domésticos e/ou o homem, aumentando a possibilidade da infecção humana. Bar *et al.* (1999), ressaltam que a presença de mamíferos silvestres no peridomicílio favorece o risco de infecção humana em virtude da suscetibilidade desses animais ao parasito.

Nosso estudo evidenciou o gambá e o tatu como hospedeiros de segunda e terceira preferência alimentar para *T. sordida*, respectivamente. Esse encontro é importantes pela estreita relação desses com a cadeia de transmissão da DCh. Segundo Roque e Jansen (2014), marsupiais e tatus são os mais antigos hospedeiros do *T. cruzi*. Vários estudos relatam a elavada IN para gambás (DEANE *et al.*, 1984; FERNANDES *et al.*, 1999; RAMIREZ *et al.*, 2002) e uma parasitemia patente persistente (ZELEDÓN *et al.*, 1970). Historicamente, as espécies da família Didelphidae são reconhecidas como um "elo" entre os ciclos silvestres e domésticos de *T. cruzi* (BARRETO; RIBEIRO, 1979; FERNANDES *et al.*, 1994; NOIREAU *et al.*, 2005). Para tatus, há ainda o advento da possibilidade de contaminação oral para humanos, pela cultura da caça e consumo desses na dieta alimentar.

Ao longo das coletas, foi frequente o encontro de roedores junto aos ecótopos artificiais, inclusive com registro de ninhos contendo filhotes. Em uma UD desocupada ao longo do monitoramento, esses podem ter sido a fonte alimentar para *T. sordida* remanescentes coletados no galinheiro sem aves. A infecção de roedores silvestres por *T. cruzi* normalmente é restrita às áreas domiciliares (ROQUE; JANSEN, 2014). Diversos

estudos registram a participação desses nos ciclos de transmissão de *T. cruzi* (BONVICINO *et al.*, 2002; HERRERA *et al.* 2005, 2004, 2008; ROQUE *et al.*, 2005).

O encontro de *T. sordida* utilizando como fonte alimentar sangue de cães e gatos merece atenção pela proximidade com humanos. Estão entre os primeiros carnívoros domésticos descritos por Carlos Chagas como hospedeiros do *T. cruzi* (ROQUE; JANSEN, 2014), podem ser contaminados por via oral, ao complementar sua dieta com a ingestão de reservatórios silvestres (COMINETTI, 2010). Como mencionado em nossos resultados, a população canina é alta nas UD pesquisadas e, infelizmente, ainda é comum a prática de caça pela população local.

Na literatura, é crescente o registro de cães como os principais animais domésticos hospedeiros de *T. cruzi* (AMORA, 2004; CRISANTE *et al.*, 2006; CURTIS-ROBLES *et al.*, 2017; ELMAYAN *et al.*, 2019; GÜRTLER *et al.*, 1986; HERRERA *et al.*, 2005; LIMA *et al.*, 2012; REITHINGER *et al.*, 2005; ROQUE *et al.*, 2013; SOUZA *et al.*, 2009; VARGAS *et al.*, 2018; XAVIER *et al.*, 2012). Para Abad-Franch *et al.* (2011), Brasil (2009) e Gürtler (2007), os cães podem ser indicadores da infecção nas localidades.

A taxa de infecção encontrada em gatos ficou próxima a dos cães. Wisnivesky-Colli *et al.* (1987), mostraram que, embora apresentem baixas taxas de infecção, a sua associação com o ciclo domiciliar está principalmente relacionada com seus hábitos errantes. Rimoldi *et al.* (2012), isolaram cepas de *T. cruzi* a partir gatos domésticos e de *T. sordida*.

A alimentação por *T. sordida* em caprinos e ovinos ficou muito próxima, o que pode ser explicado em razão do convívio, visto que, comumente compartilham o mesmo ambiente na região estudada. O encontro de população, estabelecida nos currais destinados aos caprinos, indica a importância que eles têm como fonte alimentar no âmbito peridomiciliar e, ao mesmo tempo, sinaliza a sua suscetibilidade a infecção por *T. cruzi*. Outros autores relataram caprinos como fonte alimentar para triatomíneos (ALENCAR, 1987; MARCONDES *et al.*, 1991), além do estudo de parasitemia por *T. cruzi* (BEZERRA *et al.* 2014; CASTILLO, 1988; HERRERA *et al.*, 2005; FERNANDES *et al.*, 1994).

O registro de *T. sordida* utilizando sangue de cavalos como fonte alimentar pode ser justificado pela proximidade entre ecótopos artificiais positivos e o ambiente onde são depositados as “traias” (equipamentos usados para paramentar os animais destinados à equitação). Encontramos *T. sordida* acasalando em “pelego” (manta usada para proteção do animal que é colocada embaixo da sela) depositado na cerca do curral de caprinos, assim como a presença de adultos de *T. sordida* em acasalamento. Esses podem pertencer a população de triatomíneos do peridomicílio ou transportados passivamente do ambiente silvestre, no momento de cavalgadas nas matas

Apesar de *T. sordida* ser preferencialmente ornitofílico, os resultados indicaram a utilização de fontes alimentares variadas, incluindo potenciais reservatórios *T. cruzi*, o que pode levar a infecção desses triatomíneos presentes no peridomicílio, e, conseqüentemente, aproximar o ciclo de transmissão dos humanos, bem como promover mudanças nessa precedência.

. O registro de *T. sordida* utilizando sangue humano como fonte alimentar sinaliza o contato homem-vetor. Outros estudos também já relataram o encontro de sangue humano no conteúdo intestinal de *T. sordida* (CASTRO *et al.*, 1997; FRAENKEL *et al.*, 2020; MINUZZI-SOUZA *et al.*, 2018; LOROSA *et al.*, 1999; NOIREAU *et al.*, 1997). Estudo realizado no Paraguai mostrou sangue humano como fonte alimentar predominante para *T. sordida* (SÁNCHEZ *et al.*, 2020).

Apesar os estádios imaturos de triatomíneos não apresentarem asas, a análise da fonte alimentar para ninfas detectou a presença de nove fontes: aves, cabra, cão, cavalo, gambá, ovelha, réptil, tatu revelando um possível deslocamento para alimentação. Segundo Fraenkel *et al.* (2020), ninfas coletadas em aviário apresentaram sangue humano como fonte exclusiva, assim, há o indicativo de que, mesmo as ninfas, circulam entre as áreas, independentemente da disponibilidade de aves como fonte alimentar.

A identificação da fonte alimentar utilizada por vetores melhora nossa compreensão atual acerca dos ciclos biológicos da doença que, por sua vez, fornecem informações importantes para a otimização de mecanismos de controle vetorial (CHENA *et al.*, 2014).

Morfometria geométrica alar

O município de Araguaiana apresenta áreas rurais muito distintas, contendo uma região que passa por pulso de inundação ao longo do ano, permanecendo alagada por até três meses, denominado Pantanal do Araguaia. Variações na fitofisionomia também estão presentes, compostas por áreas com o domínio do Cerrado arbóreo denso (cerradão), que se constitui de uma formação composta por vegetação hidrófila nas áreas pantanosas, com denso estrato de árvores de porte médio e matas ciliares nas margens dos rios. Entretanto, o Cerrado, bioma natural, foi gradativamente modificado para atividades agropastoris (LOBO; LAERTE, 2008; SANO *et al.*, 2006).

Os triatomíneos possuem capacidade de manifestar alterações morfológicas em resposta aos fatores bióticos e abióticos (DUJARDIN *et al.* 1999a, 2009). Para Jaramilo *et al.* (2002), mudanças no tamanho de triatomíneos, sem diferenças na forma, podem ocorrer em respostas às alterações ambientais.

A investigação de possíveis alterações morfométricas alares por interferência ambiental do pulso de inundação revelou variações alares no tamanho para os *T. sordida* das distintas áreas, sendo maiores as asas de *T. sordida* da área inundável, porém, sem diferenças estatisticamente significativas. Já a similaridade observada para o formato das asas pode ser associada a uma baixa variação genética na população de *T. sordida*, para tanto é necessário proceder a avaliação genética dessa população. Estudos têm relatado a baixa variabilidade genética de *T. sordida* para o Brasil (PESSOA *et al.*, 2016; VENDRAMINI *et al.*, 2017). Monteiro *et al.* (2009), salientam que o encontro de baixos níveis de variação genética em populações peridomiciliares de *T. sordida* pode favorecer o modo de ação dos inseticidas utilizados nas campanhas de controle da DCh.

Aspectos relativos à variação genética, incluindo a avaliação dos níveis da população fluxo de estrutura e de genes entre populações de insetos são importantes para iniciativas controle vetorial (GÓNZALEZ-BRITEZ *et al.* 2014; NOIREAU *et al.* 1999; PANZERA *et al.*, 2015).

Nosso estudo também não revelou diferença estatisticamente significativa para a preferência alimentar dos triatomíneos das distintas áreas de coleta. Assim, tanto na área passível de inundações quanto na área não inundável, a fonte alimentar de primeira e segunda escolha para *T. sordida*: ave e gambá. Esse encontro de similaridades para fonte alimentar, pode ser uma das razões associada a ausência de diferenças morfométricas entre as populações de *T. sordida*. Para Guaniere *et al.* (2000), o hospedeiro utilizado pode gerar interferências sobre triatomíneos promovendo variações de tamanho. Schachter-Broide *et al.* (2009), destacam que as variações de conformação e tamanho de asas de triatomíneos podem ocorrer em razão da alimentação.

Parasitismo de *Triatoma sordida* por Nematoda, Mermithidae

Destacamos aqui o primeiro registro mundial de um triatomíneo infectado por um mermitídeo. Mermitídeos terrestres compõem um grande grupo de nematoides entomoparasitos obrigatórios, considerados importantes reguladores de populações de insetos, incluindo pragas agrícolas causadas por hemípteros (KABURAKI; IMAMURA 1932; CHOO; KAYA, 1990).

As fêmeas de mermitídeos, durante períodos de alta umidade, podem migrar do solo destinado à vegetação para oviposição. Esses ovos, posteriormente consumidos por insetos herbívoros, eclodem no intestino em fases juvenis, essas larvas passam subsequentemente da parede intestinal para o hemocele e são desenvolvidas dentro do hospedeiro. Ao atingir a

maturidade, os nemátodes emergem do solo e completam o seu ciclo de desenvolvimento (POINAR-JUNIOR, 1979; RUSCONIA *et al.*, 2017).

Mermitídeos adultos são de vida livre, ao passo que as fases jovens são consideradas parasitos devido à sua capacidade de retardar o desenvolvimento, induzir a esterilidade feminina e causar a morte do hospedeiro ao emergir para vida livre (KAISER, 1991; STUBBINS *et al.*, 2016).

Para Rusconia *et al.* (2017), uma parte considerável das espécies de mermitídeos constitui uma influência regulatória significativa para a dinâmica populacional de insetos pragas. Há registro desse parasitismo em mosquitos, gafanhotos, borboletas, libélulas, baratas (MEYER, 2014); em aranhas (PONAIR-JUNIOR, 1985a, 1985b, 1986, 1987, 1990, 2000; KOŠULIČ; MAŠOVA, 2019); em escorpiões e pseudoescorpiões (PONAIR-JUNIOR; ČURČIĆ, 1992); lesmas, besouros e lepidópteros (NIKDEL *et al.*, 2011). Existe ainda uma variedade de estudos relatando o encontro de larvas de mermitídeos em hemípteros (MARTINS *et al.*, 2020).

O galinheiro onde foi coletada a ninfa de *T. sordida* parasitada por mermitídeo, foi o ecótopo artificial com maior densidade populacional para triatomíneos encontrado no monitoramento entomológico, na estação climática de chuvas. A alta densidade populacional de triatomíneos pode levar ao aumento da competição local por fontes alimentares, levando os insetos a intenso deslocamento em busca de sangue. Por não possuírem asas, as ninfas triatomíneas transitam pelo solo e uma penetração infecciosa juvenil de ovos incubados no ambiente é suportada (ALVES; LOPES, 2008; CHRISTIE, 1936; STUBBINS *et al.*, 2016). Assim, é provável que a forma juvenil desse nematoide presente no solo tenha penetrado na ninfa, o que explica a presença desse mermitídeo parasitando o *T. sordida*.

Em decorrência da inexistência de uma vacina, a estratégia básica de contenção da transmissão da DCh é o controle vetorial de triatomíneos, realizado por meio de aplicação periódica e sistemática de inseticidas de ação residual no intra e peridomicílio (DIAS, 1997). O controle com produtos químicos sintéticos, seguindo as recomendações de doses, formulações e necessidades de reaplicação de acordo ao efeito residual parece eficiente para triatomíneos, porém, para peridomicílios, essa eficiência parece ser afetada. Para Guhl *et al.* (2009), a utilização de inseticidas residuais pode não ser eficaz contra *T. sordida* autóctone em regiões onde é sinantrópica, por apresentar focos extradomiciliares (peridoméstico e silvestre) que podem ocasionalmente recolonizar áreas previamente tratadas.

Outra consideração importante sobre inseticidas advém dos danos que atingem os ambientes e os humanos, assim como a capacidade de induzir desenvolvimento de tolerância e resistência para os insetos (DIAS, 2009). O desdobramento de resistência aos inseticidas

usado na saúde pública para controle de insetos de importância médica como barbeiros, representa um desafio no controle das doenças como a DCh (BUSTAMANTE-GOMEZ, 2016). Relatos de resistência em triatomíneos a diferentes inseticidas vêm aumentando nos últimos anos (BUSTAMANTE-GOMEZ, 2016; DEPICKIRE *et al.*, 2012; LARDEUX *et al.*, 2010; OBARA *et al.*, 2011; PESSOA *et al.*, 2015b; PEDRINI *et al.*, 2009; TOLOZA *et al.*, 2008; VASSENA *et al.*, 2000).

Diante dessa acelerada indução de resistência a inseticidas, assim como pela crescente preocupação ecológica com efeitos negativos na saúde humana e ambiental, é fundamental o encontro de agentes de controle alternativos. Os nematoides da família Mermithidae estão entre o grupo estudado com resultados promissores como mecanismo de controle biológico (STUBBINS *et al.*, 2016; YADAV; DIHAN, 2004). Segundo Pettersen (1985), utilizar os mermitídeos para controle biológico é interessante, porque o grupo não é nocivo ao meio ambiente e não representa risco competitivo para outras espécies, pois têm capacidade de deslocamento reduzida por conta do seu ciclo de vida e na maioria das vezes induzem a morte do hospedeiro.

Há registros de estudos de controle biológico efetivo de pragas agrícolas utilizando mermitídeos (BERLATO, 2018; DOLINSK, 2006; PETTERSEN, 1985). O emprego desses nematoides para controle biológico de hemípteros também tem apresentado resultados promissores (LEITE *et al.*, 2005; TARLA *et al.*, 2017).

O controle de insetos de importância na saúde pública a partir de mermitídeos foram favoráveis em: *Aedes* (Di BATISTA *et al.*, 2015; MIJARES 1996, 2000b; PAILY *et al.*, 2013; VALDEZ, 2006), *Anopheles* (BECNEL; JHONSON 1998; MENDONZA *et al.*, 2014; MIJARES; BELLINI, 2000; PACHECO *et al.*, 1998), culicídeos (BECNEL; JHONSON, 1998; MIJARES, 2007; ROSS; SMITH, 1976; PACHECO *et al.*, 2009).

O encontro de um *T. sordida* parasitado por um nematóide, oportuniza a necessidade de novas pesquisas entomológicas nessa região em busca de outros triatomíneos parasitados e/ou formas juvenis de nematoides nos ecótopos artificiais, bem como abre possibilidades de estudos utilizando mermitídeos como agente para controle biológico de população de triatomíneo, fator importantíssimo para implementar o controle da DCh.

Educação em saúde e promoção da saúde

Como mencionado nos resultados, 84 dos triatomíneos analisados foram coletados pelos próprios moradores e entregues ao PIT, demonstrando a importância das ações de educação em saúde perante a comunidade. O conhecimento da população sobre os

triatomíneos e DCh é de suma importância para que se promova colaboração no controle aos vetores, reduzindo a transmissão vetorial (VILLELA *et al.*, 2009a, 2009b; COURA; JUNQUEIRA, 2012). O conhecimento dos aspectos relativos ao agente, ao hospedeiro e ao meio é fundamental para a prevenção. Quanto melhor o entendimento maior será a chance de intervir positivamente, evitando a ocorrência de agravos e favorecendo modos de vida mais saudáveis (AYRES, 2009).

Outro indicativo da efetividade das atividades de educação em saúde foi claramente percebido nas UD em que os moradores promoveram manejo ambiental concomitante as medidas de controle químico, realizadas pela SMS. Nessas UD, observou-se a redução ou eliminação da infestação por *T. sordida*. Gorla *et al.* (2013), Lucero *et al.* (2013), Rossi *et al.* (2015) e Walter *et al.* (2007) demonstraram que o gerenciamento ambiental não apenas é eficaz na manutenção de baixa infestação por triatomíneos, mas também melhora a eficácia da pulverização de inseticida porque reduz a atratividade de ecótopos como locais para reprodução de triatomíneos.

Nas localidades em que a população buscou o manejo ambiental com organização do ambiente, limpeza e retirada de entulhos, observamos a eliminação temporária de *T. sordida*, com restabelecimento de colônias em alguns meses. Já nas localidades em que a população não realizou nenhum tipo de manejo ambiental, mesmo com aplicação trimestral de controle químico residual, a densidade populacional de *T. sordida* foi mantida. Para Bezerra (2013), as condições de construção das UD, bem como a sua organização, terão um papel importante na colonização de triatomíneos. Rossi *et al.* (2015), ressaltam que uma melhora na estrutura dos galinheiros pode ser uma estratégia promissora considerando as dificuldades de controle de *T. sordida* no peridomicílio.

A sensibilização da população para práticas educativas em saúde, que incluam o manejo do peridomicílio, pode atuar como moderador do impacto da infestação por vetores da doença de Chagas, refletindo na qualidade de vida e na proteção de novas gerações (SILVA *et al.*, 2010).

Assim, é fundamental a divulgação das informações sobre doença de Chagas dirigidas à população em geral, com campanhas educacionais direcionadas às comunidades e, em particular, aos formadores de opinião, aos profissionais de saúde e às pessoas atingidas pela doença (e às de sua convivência) (BRASIL, 2017b). Briceño-León (1998), coloca que, no caso das endemias, a participação popular tem cada vez papel mais importante, pois são fenômenos coletivos que afetam grande parte da população e, portanto, qualquer política de controle requer a cooperação das pessoas submetidas ao risco.

A persistência da transmissão vetorial da DCh (SANTOS *et al.*, 2020) reforça a importância e necessidade da vigilância entomológica inseridas nas visitas domiciliares de rotina dos agentes de saúde, manutenção e sistematização das medidas de controle químico, propostas de melhoria nas condições das UD e manejo ambiental nos peridomicílios para reduzir o risco de infecção da DCh nas áreas endêmicas. Essas medidas são fundamentais para sustentabilidade do controle para DCh, uma vez que a reinfestação das casas por triatomíneos nativos ocorre de maneira continuada e, na medida em que existem focos silvestres de espécies vetoras do *T. cruzi*, há o risco de que ocorra a infecção dos reservatórios (PRIOTTO, 2012).

Coura *et al.* (2015), recomendam ações integradas para promover a informação e educação em saúde sobre esta forma da doença, em associação com o treinamento para profissionais de saúde, técnicos de laboratório, médicos, enfermeiros e auxiliares de enfermagem, com o objetivo de diagnosticar e tratar precocemente a doença em sua fase inicial.

A educação em saúde contribui com a formação da autonomia no sentido de identificar, utilizar as formas e os meios para preservar e melhorar a sua vida (OLIVEIRA; GONÇALVES, 2004). Nessa ótica, propomos o envolvimento da população como coautora do processo de construção do cuidado à saúde, estimulando a promoção de ambientes mais seguros e saudáveis.

7 CONCLUSÕES

A infestação domiciliar (ID) por triatomíneos foi elevada, sendo *T. sordida* a espécie mais abundante, galinheiro e curral de carneiros foram os ecótopos artificiais com maiores ID, evidenciando a necessidade do distanciamento desses e da utilização de material que dificulte a instalação de colônias de triatomíneos.

A prevalência de ninfas sobre os exemplares capturados na região é característica da ação adaptativa do *T. sordida* ao ecótopo artificial, consolidado no processo de domiciliação destacando a necessidade de manutenção dos programas de controle e vigilância entomológica para DCh para evitar o estabelecimento intradomiciliar de populações de *T. sordida*.

A alta taxa de colonização peridomiciliar associada ao encontro de *T. sordida* naturalmente infectado por *T. cruzi* traz indicativos da participação desse triatomíneo no ciclo epidemiológico do *T. cruzi* na região e pressupõe risco para a população local. Dessa forma, atenção especial deve ser dada ao monitoramento sistemático e periódico dessa espécie.

A densidade populacional de *T. sordida* não sofreu interferência do pulso de inundação, mas foi diretamente influenciada pela estação climática, com maior para o período chuvoso, portanto esse seria o período ideal para as atividades de controle, uma vez que colônias de triatomíneos em ápice presuntem tendência a dispersão.

O encontro de asas de *T. sordida* levemente maiores para a área inundável, ainda que sem diferenças estatisticamente significativas, sugere a necessidade de novos estudos para acompanhamento de possível evolução para alterações morfológicas nessa espécie e da genética dessa população.

A análise do conteúdo intestinal mostrou o ecletismo de *T. sordida*, porém a utilização de sangue humano como fonte alimentar revela a importância epidemiológica de *T. sordida*. Assim, recomenda-se vigilância entomológica contínua associada a campanhas de sensibilização para a participação social na gestão dos riscos associados aos vetores e hospedeiros de *T. cruzi*.

Os dados sobre infecções em populações humanas e vetores, consolidados pelos programas de vigilância em saúde devem ser publicados após monitoramento, uma vez que a identificação precoce de áreas a serem trabalhadas e a indicação da circulação de *T. cruzi*, poderá auxiliar no planejamento da gestão do risco. Para tanto é importante uma aproximação entre órgãos públicos de saúde e instituições de ensino para produção de ensino e pesquisa voltadas à DCh.

A redução e/ou eliminação de *T. sordida* diante do manejo ambiental associado ao controle químico reforça que o êxito da vigilância para DCh após a descentralização dos serviços de saúde depende do conhecimento dos ACS e ACE sobre a doença concomitante às ações de promoção da saúde e educação junto a população residente.

Esses resultados fornecem subsídios para a Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso quanto à necessidade de fortalecer a prevenção da DCh junto a vigilância em saúde com a devida atenção despendida as demais doenças endêmicas de transmissão vetorial.

O encontro de triatomíneo parasitado por nematóide, levanta a possibilidade de estudos para avaliar a utilização desse nematóide como controle biológico.

Considerações éticas

A pesquisa foi submetida ao Comitê de Ética da Plataforma Brasil em consonância com a Resolução nº. 466/2012 do Conselho Nacional de Saúde. Por ser um projeto que envolve espécies de triatomíneos nativas, foi cadastrado junto ao SISBio: 6557904.

Financiamento do projeto

O projeto foi financiado parcialmente pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Mato Grosso (FAPEMAT), via Programa de Pesquisa, para o SUS (PPSUS) com o recurso disponibilizado à instituição executora, que foi a Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso (SESMT) e pela Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ).

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abad-Franch F, Monteiro FA, Jaramillo NO, Gurgel-Gonçalves R, Dias FBS, Diotaiuti L. Ecology, evolution, and the long-term surveillance of vector-borne Chagas disease: a multi-scale appraisal of the tribe Rhodniini (Triatominae). *Acta Trop* 2009;110(2-3):159-77.

Abad-Franch F, Campos C, Santos WS, Barret TV. A doença de Chagas e seus vetores (TRIATOMINAE) no estado de Roraima. *Roraima: Homem, Ambiente e Ecologia* 2010;453-483. <https://www.researchgate.net/publication/305429360>

Abad-Franch F, Vega MC, Rolón MS, Santos WS, de Arias AR. Community participation in Chagas disease vector surveillance: systematic review. *PLoS Negl Trop Dis*. 2011;5(6):e1207.

Abad-Franch F, Diotaiuti L, Gurgel-Gonçalves R, Gürtler RE. On bugs and bias: improving Chagas disease control assessment. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2014;109(1):125-30.

Abbad G, Torres CV. Regressão múltipla stepwise e hierárquica em Psicologia Organizacional: aplicações, problemas e soluções. *Estudos de Psicologia* 2002;7:19-29.

Adams DC, Otárola-Castillo E. Geomorph: an R package for the collection and analysis of geometric morphometric shape data. *Methods Ecol. Evol.* 2013;4 (4):393-399.

Agresti A. An introduction to categorical data analysis. 3^a ed. John Wiley & Sons; 2018.

Alencar JE. História Natural da Doença de Chagas no Estado do Ceará. Fortaleza: Imprensa Universitária da UFC; 1987.

Alevi KCC, Oliveira J, Garcia ACC, Cristal DC, Delgado LMG, Bittinelli IF, et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A New Species of Argentinian Chagas Disease Vector Described Based on Integrative Taxonomy. *Insects* 2020;11(830). doi:10.3390/insects11120830

Almeida PS, Ceretti Júnior W, Obara MT, Santos HR, Barata JMS, Faccenda O. Levantamento da fauna de Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) em ambiente domiciliar e infecção natural por Trypanosomatidae no Estado de Mato Grosso do Sul. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2008;41:374-380.

Almeida CE, Lima MM, Costa J. Ecologia dos vetores. In Galvão C, org. Vetores da doença de Chagas no Brasil. Curitiba: Série Zoologia: Guia e Manuais de identificação. Soc. Bras. Zool. 2014. p. 220-235.

Alves SB, Lopes RB. Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ; 2008.

Amora SDSA. Epidemiologia da Leishmaniose e Tripanossomíase Canina no Município de Mossoró, Rio Grande do Norte [Dissertação]. Ceará: Universidade Estadual do Ceará; 2004.

Aquino S, Latrubesse EM, Souza-Filho EE. Caracterização hidrológica e geomorfológica dos afluentes da bacia do rio Araguaia. Rev. Bras. Geomorfologia 2009;10(1):34-54.

Argolo AM, Felix M, Pacheco R, Costa J. Doença de Chagas e seus principais vetores no Brasil. Rio de Janeiro: Imperial Novo Milênio. Fundação Oswaldo Cruz. Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro; 2008.

Ayres JRMC. Prevenção de Agravos, Promoção da Saúde e Redução da Vulnerabilidade. In: Martins MA, Carrilho FJ, Alves VA, Castilho CG, Wen CL. Clínica Médica. Barueri: Manole 2009. p. 437-455.

Bar ME, Alvarez BM, Oscherov EB, Damborsky MP, Jorg E. Contribución tal conocimiento de los reservatórios del Trypanosoma cruzi (Chagas, 1909) em la provincia de Corrientes, Argentina. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 1999;32:271-276.

Bar ME, Wisnivesky-Colli C. *Triatoma sordida* Stål 1859 (Hemiptera, Reduviidae: Triatominae) in palms of northeastern Argentina. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2001;96:895-899.

Bar ME. Boletín de Malariología Y Salud Ambiental. 2006;XLVI:1.

Barretto MP. Transmissores do *Triatoma cruzi*– os triatomíneos. In: Cançado JR. *et al.* Doença de Chagas. Belo Horizonte: Universidade Federal de Minas Gerais;1968. p. 189-224.

Barretto MP, Albuquerque DRR, Funayama GK. Estudos sobre reservatórios e vectores silvestres do *Trypanosoma cruzi*. XXXVI: Investigação sobre triatomíneos de palmeiras no município de Uberaba, MG, Brasil. Rev. Bras. Biol. 1969;29:577-588.

Barretto MP, Ribeiro RD. Reservatórios silvestres do *Trypanosoma* (*Schizotrypanum*) *cruzi*, Chagas 1909. Rev. Inst. Adolfo Lutz 1979;39:25-36.

Becnel JJ, Jhonson MA. Pathogenicity Tests on Nine Mosquito Species and Several Non-target Organisms with *Strelkovimermis spiculatus* (Nemata Mermithidae) J of Nematology 1998;30(4):4111-414.

Bello Corassa R, Aceijas C, Alves PAB, Garelick H. Evolution of Chagas' disease in Brazil. Epidemiological perspective and challenges for the future: a critical review. *Perspect Public Health* 2017;137(5):289-295. <https://doi.org/10.1177/1757913916671160>

Berlatto-Magnabosco ME. Nematóides entomopatogênicos visando o controle de *Elasmopalpus lignosellus* na cultura do milho [Dissertação]. Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia; 2018.

Bezerra CM. Hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres na transmissão de *Trypanosoma cruzi* pelo *Triatoma brasiliensis* em área de caatinga no município de Tauá, Ceará [Dissertação]. Ceará: Universidade Federal do Ceará. Faculdade de Medicina; 2013.

Bezerra CM, Cavalcanti LP, Souza RD, Barbosa SE, Xavier SC, Jansen AM, Ramalho RD, Diotaiut L. Hospedeiros domésticos, peridoméstico e silvestres na transmissão de *Trypanosoma cruzi* na área de Caatinga colonizada por *Triatoma brasiliensis*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2014;109(7):887-898.

Bonvicino CR, Otazu IB, D'Andrea PS. Karyologic evidence of diversification of the genus *Thrichomys* (Rodentia, Echimyidae). *Cytogenetic and Genome Research* 2002;97:200-204.

Borges EC, Dujardin JP, Schofield CJ, Romanha AJ, Diotaiuti L. Dynamics between sylvatic, peridomestic and domestic populations of *Triatoma brasiliensis* (Hemiptera: Reduviidae) in Ceara State, Northeastern Brazil. *Acta Trop* 2005; 93 (1):119-26.

Borges HBM, Silveira EA, Vedramin LN. Flora arborea de Mato Grosso: tipologias vegetais e suas espécies. Cuiabá-MT: Entrelinhas; 2014.

Bookstein F. Morphometric tools for landmark data: geometry and biology. Cambridge University Press, 1991; Cambridge.

Brasil. Ministério da Saúde. Superintendência de Campanhas de Saúde Pública (SUCAM). Manual de Normas Técnicas da Campanha de Controle da Doença de Chagas 1980; Brasília, DF.

Brasil. Ministério de Minas e Energia. Departamento Nacional da Produção Mineral. Projeto RADAMBRASIL. Folha Se.21 Corumbá e parte da folha SE.20: Geologia, geomorfologia, pedologia, vegetação e uso potencial da terra. Rio de Janeiro, 1982. (Levantamento de recursos naturais, 27).

Brasil. Ministério da Saúde. Brasil. Fundação Nacional de Saúde. Controle da doença de Chagas. Brasília, DF: MS. Diretrizes técnicas 1994.

Brasil. Ministério da Saúde. Portaria GM/MS nº 198, de 13 de fevereiro de 2004. Institui a Política Nacional de Educação Permanente em Saúde. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 2004. Seção 1.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Secretaria de Atenção à Saúde. Política nacional de Promoção da Saúde. 2.ed. Série Pactos pela Saúde 2006, v.7, Brasília: Ministério da Saúde; 2007.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Guia para vigilância, prevenção, controle e manejo clínico da doença de Chagas aguda transmitida por alimentos. Rio de Janeiro: PANAFTOSA-VP/OPAS/OMS 2009.

Brasil. Ministério do Meio Ambiente. Projeto de monitoramento do desmatamento dos biomas brasileiros por satélite. Monitoramento do bioma Pantanal. Brasília, DF 2010. Disponível em: <http://siscom.ibama.gov.br/monitorabiomas/pantanal/RELATORIO_PANTANAL_2008_PM_DBBS.pdf>. Acesso em: 18 abr. 2020.

Brasil. Contrato Organizativo da Ação Pública da Saúde. Secretaria da Gestão Estratégica e Participativa. Brasília: Ministério da Saúde; 2011a. Acessado em 31 de dezembro de 2020. Disponível em: <http://bvsmms.saude.gov.br>

Brasil. Ministério da Saúde. Fundação Nacional de Saúde. Funasa: 20 anos no coração do Brasil. Ministério da Saúde. Fundação Nacional de Saúde. Brasília: Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde 2011b. (Série C. Projetos, Programas e Relatórios).

Brasil. Política Saúde na Escola. Ministério da Saúde, Brasil. Departamento da Atenção Básica. Brasília: Ministério da Saúde; 2014. Acessado em 14 de dezembro de 2014. Disponível em: <http://dab.saude.gov.br/portaldab/pse.php>

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Boletim Epidemiológico. Doença de Chagas aguda no Brasil: série histórica de 2000 a 2013 2015;46:21. ISSN 2358-9450.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Coordenação Geral de Desenvolvimento da Epidemiologia em Serviços. Guia de Vigilância em Saúde: vol. Único. 2020 Formato eletrônico. 2ª ed. Brasília: Ministério da Saúde. Disponível em: <http://portalarquivos.saude.gov.br/images/pdf/2017/outubro/06/Volume-Unico2017.pdf>.

Brasil. Ministério da Saúde (BR). Secretaria de Vigilância em Saúde. Doença de Chagas: 14 de abril– Dia Mundial. Bol Epidemiol [Internet]. Acesso em maio de 2020; 51(n.esp.):1-43. Disponível em: <http://www.saude.gov.br/boletins-epidemiologicos>

Bradshaw AD. Evolutionary significance of phenotypic plasticity in plants. *Advances in Genetics* 1965;13:115-155.

Braz AM, Melo DS, Boni PF, Decco HF. A estrutura fundiária do Pantanal Brasileiro. *Finisterra* 2020;LV(113):157-174.

Briceño-León R. El contexto político de la participación comunitaria en América Latina. *Cad. Saúde Pública* 1998;14:141-7.

Brígido JC. O uso da PCR em tempo real para o estudo da carga parasitária e dos níveis transcricionais durante a infecção experimental por *Trypanosoma cruzi*” [Tese]. Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia; 2016.

Brommer JE. Phenotypic plasticity of labile traits in the wild. *Curr Zool* 2013;59:485-505.

Burkot TR, Goodman WG, Foliart GR. Identification of mosquito blood meals by enzyme-linked immunosorbent assay. *Am J Trop Med Hyg* 1981;30:1336-1441.

Bustamante DM, Urioste-Stone SM, Juárez JG, Pennington PM. Ecological, social e biological risk factors for continued *Trypanosoma cruzi* transmission by *Triatoma dimidiata* in Guatemala. *PLoS Negl Trop Dis*. 2014;9(8):1-10.

Bustamante Gomez, Marinely Blanca. Caracterização e distribuição da resistência a deltametrina de populações silvestres e domésticas de *Triatoma infestans* da Bolívia [Dissertação]. Belo Horizonte: Centro de Pesquisas René Rachou. Ciências da Saúde; 2016.

Camargo AP. Clima do Cerrado. In: MG Ferri (Coord.) *Simpósio sobre o cerrado*. São Paulo-SP: EdUSP. 1963; p. 75-95.

Campbell DA, Westenberger SJ, Sturm NR. The determinants of Chagas disease: connecting parasite and host genetics. *Curr Mol Med* 2004;4(6):549-562.

Campbell-Lendrum DH, Angulo WM, Esteban L, Tarazona Z, Parra GJ, Restrepo M et al. House-level risk factors for triatomine infestation in Colombia. *Int J Epidemiol* 2007;14:1-7.

Carbajal de la Fuente AL, Dias-Lima A, Lopes CM, Emperaire L, Walter A, Ferreira A, et al. Behavioral plasticity of Triatominae related to habitat selection in northeast Brazil. *J Med Entomol* 2008;45:14-9.

Carcavallo RU, Rodrigues MEF, Galvão C, Rocha DS, Girón IG, Arocha MAO, et al. Habitats e fauna relacionada. In: Carcavallo RU, Girón IG, Jurberg J, Lent H. Atlas dos vetores da doença de Chagas nas Américas. Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz 1997. p. 107-244

Carcavallo RU. Climatic factors related to Chagas disease transmission. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 1999;94:366-369.

Carotta F, Kawamura D, Salazer J. Educação Permanente em Saúde: uma estratégia de gestão para pensar, refletir e construir práticas educativas e processos de trabalhos. *Saúde e Sociedade* 2009;18(1):48-51.

Castillo ARF. Estudio epidemiológico de la infección humana y caprina por *Trypanosoma cruzi* em la area rural del município de São Sebastião de Umbezeiro, Paraíba [Dissertação]. Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz, Escola Nacional de Saúde Pública; 1988.

Castro GB, Machado EMM, Borges EC, Lorosa ES, Andrade RE, Diotaiuti L, et al. *Trypanosoma cruzi* Peridomiciliar Transmission by *Triatoma sordida* in the Municipality of Patis, Gerais State, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 1997;92(434).

Ceccim RB, Capazzolo AA. Educação dos profissionais de saúde e afirmação da vida: a prática clínica como resistência. In: Marins JJN et al Educação Médica em Transformação. São Paulo: Abem - HUCITEC; 2004.

Chena L, Nara E, Sánchez Z. Estandarización de la técnica PCR-RFLP del gen mitocondrial cyt b como herramienta para la identificación de fuentes de alimentación de insectos hematófagos. *Mem Inst Invest Cienc Salud* 2014;12(2):33-42.

Choo HY, Kaya HK. Parasitism of brown planthopper and whitebacked planthopper by *Agamermisunka* in Korea. *J of Nematology* 1990;22:513-517.

Christie JR. Life history of *Agamermis decaudata*, a nematode parasite of grasshoppers and other insects. *J of Agricultural Research* 1936;52:161-198.

Cominetti MC. Infecção natural por *Trypanosoma* sp. em *Triatoma sordida*, *Didelphis albiventris* e *Sus scrofa* em comunidade rural de Mato Grosso do Sul [Dissertação]. Campo Grande: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Faculdade de Medicina; 2010.

Cominetti MC, Almeida RFC, Gonçalves GMA, Andreotti R. Monitoring. *Trypanosoma cruzi* infection in triatomines using PCR in Mato Grosso do Sul, Brazil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2013;46(3):277-28.

Cominetti MC. Ecoepidemiologia da entomofauna Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) e distribuição populacional das discretas unidade de tipagem (DTU) de *Trypanosoma cruzi* em Mato Grosso do Sul [Tese]. Campo Grande: Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Faculdade de Medicina; 2015.

II Consenso Brasileiro em Doença de Chagas, 2015. *Epidemiol. Serv. Saúde* 2016, Brasília;(25): 7-86.

Côrrea AD, Miranda-Filho N, Siqueira-Batista R, Huggins DW. Papel dos reservatórios na epidemiologia da moléstia de Chagas. *Rev. Bras. Med.* 1998;55:414-420.

Corrêa RR, Espínola HN. Descrição de *Triatoma pseudomaculata*, nova espécie de triatomíneo de Sobral. Ceará. *Arquivo de Hig e Saúde Publica* 1964; 9:115-127.

Costa J, Lorenzo M. Biology, diversity and strategies for the monitoring and control of triatomines- Chagas disease vectors. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2009;1:46-51.

Coura JR. Trypanosomiasis, Chagas disease. *Ciênc. Cult.* 2003;1:30-33.

Coura JR. Chagas disease: what is known and what is needed- A background article. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2007;102(I):113-122.

Coura JR. Doença de Chagas. In: JR Coura. Síntese das doenças infecciosas e parasitárias. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan 2008. p. 12-18.

Coura JR, Dias JCP. Epidemiology, control and surveillance of Chagas disease: 100 years after its discovery. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2009;104:31-40.

Coura JR, Junqueira ACV. Risks of endemicity, morbidity and perspectives regarding the control of Chagas disease in the Amazon Region. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2012;107(2):145-154.

Coura JR. The main sceneries of Chagas disease transmission. The vectors, blood and oral transmissions- a comprehensive review. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2015;110(3):277-282.
<https://doi.org/10.1590/0074-0276140362>

Crisante G, Rojas A, Teixeira MMG, Añez N. Infected dogs as a risk factor in the transmission of human *Trypanosoma cruzi* infection in western Venezuela. Acta Trop 2006;98(3):247-254.

Curtis-Robles R, Snowden KF, Dominguez B, Dinges L, Rodgers S, Mays G, et al. Epidemiology and molecular typing of *Trypanosoma cruzi* in naturally- infected hound dogs and associated triatomine vectors in Texas, USA. PLoS Negl Trop Dis. 2017;11(1).

Damborsky MP, Bar ME, Oscherov EB. Detección de triatomíneos (Hemiptera: Reduviidae) en ambientes domésticos y extradomésticos. Corrientes, Argentina. Cad. Saúde Pública 2001;17(4): 843-849.

Dantas ES, Gurgel-Gonçalves R, Villela DAM, Monteiro FA, de Freitas RM. Should I stay or should I go? Movement of adult *Triatoma sordida* within the peridomestic area of a typical Brazilian Cerrado rural household. Parasites & Vectors 2018;11:14.

Deane LM. Animal reservoirs of *Trypanosoma cruzi* in Brazil. Rev. Bras. Malariologia D. Trop. 1964;16:27-48.

Deane MP, Lenzi HL, Jansen AM. *Trypanosoma cruzi*: vertebrate and invertebrate cycles in the same mammal host, the opossum *Didelphis marsupialis*. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 1984;79:513-5.

Depickere S, Buitrago R, Siñani E, Baune M, Monje M, Lopez R, Waleckx E, Chavez T, Brenière SF. Susceptibility and resistance to deltamethrin of wild and domestic populations of *Triatoma infestans* (Reduviidae: Triatominae) in Bolivia: new discoveries. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2012;107(8):1042-1047. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762012000800013>

Rezende JM, Rassi, AR. Por que os triatomíneos são chamados de “barbeiros”? Revista de Patologia Tropical/J of Tropical Pathology 2008;37(1):75-83. <https://doi.org/10.5216/rpt.v37i1.4035>

Diário Oficial da União. Decreto Nº 9.795, de 17 de maio de 2019.

Dias JCP, Borges Dias R. Aspectos sociais, econômicos e culturais da doença de Chagas. Ciên. e Cult. 1979;31:105-124.

Dias JCP, Loyola CPP, Brener S. Doença de Chagas em Minas Gerais: situação atual e perspectivas. Rev. Bras. Malariologia e D. Trop. 1985;37:7-28.

Dias JCP. Controle da Doença de Chagas. In: Dias JCP, Coura JR, organizadores. Clínica e terapêutica da doença de Chagas. Uma abordagem para o clínico geral. Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz; 1997. p. 453-467.

Dias JCP, Silveira AC, Schofield CJ. The impact of Chagas control in Latin America: a review. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2002;9:603-612.

Dias JCP, Bastos C, Araujo E, Mascarenhas AV, Netto EM, Grassi F. Acute Chagas disease associated with oral transmission. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2008;41:296-300. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822008000300014>

Dias JCP. Elimination of Chagas disease transmission: perspectives. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2009;104:41-5. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000900007>

Di Batista CM, Fischer S, Campos RE. Prevalência de parasitismo e tempo de sobrevivência de adultos do *Aedes albifasciatus* (Diptera: Culicidae) parasitados por *Strelkovimermis spiculatus* (Nematoda: Mermithidae). J Vector Ecol 2015;40(2): 3931-7. <https://doi.org/10.1111/jvec.12179>

Diotaiuti L. Importância atual e perspectivas de controle do *Triatoma sordida* em Minas Gerais [Dissertação]. Belo Horizonte: Universidade Federal de Minas Gerais; 1991.

Diotaiuti L, Loiola CF, Dias JCP. The ecology of *Triatoma sordida* in natural environments in two different regions of the state of Minas Gerais, Brasil. Rev. do Inst. Med. Trop. 1993;35:237-245.

Diotaiuti L, Paula OR, Falcão PL, Dias JCP. Evaluation of the Chagas' disease vector control program in Minas Gerais, Brazil, with special reference to *Triatoma sordida*. Bull Pan Am Health Organ 1994;28:211-219.

Diotaiuti L. Potencial vetorial do *Triatoma sordida*. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 1995;28:38-41.

Diotaiuti L, Azeredo BVM, Busek SCU, Fernandes AJ. Controle do *Triatoma sordida* no peridomicílio rural do município de Porteirinha, Minas Gerais, Brasil. Rev. Panam Salud Publica/Pan Am J Public Health 1998;3(1).

Dolinski C. Uso de nematóides entomopatogênicos para o controle de praga. 2016. [online]. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/283360372>

Duarte R. Ensaio Imunoenzimático ELISA para identificação experimental de fontes alimentares em *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) (Hemíptera: Reduviidae) [Dissertação]. Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz. Instituto Oswaldo Cruz; 1997.

Dujardin, J, Panzera P, Schofield C. Triatominae como modelo de plasticidade morfológica sob pressão ecológica. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 1999;94(1):223-228. doi: 10.1590/s0074-02761999000700036

Dujardin JP, Schofield CJ, Panzera F. Los vectores de la enfermedad de Chagas. Bruxelles: Académie Royale des Sciences D'Outre-Mer; 2002.

Dujardin JP; Slice D. Geometrics morphometrics. Contributions to medical entomology. In: Tibayrenc M Encyclopedia Of Infectious Diseases. Modern Methodologies. Unit States: Willian e Sons 2007; p. 435-47.

Dujardin JP. Morphometrics applied to medical entomology Infect Genet Evol, 2008; 8(6):875-89.

Dujardin JP, Costa J, Bustamante D, Jaramillo N, Catala S. Deciphering morphology in Triatominae: the evolutionary signals. Acta Trop 2009;110:101-111. doi:10.1016/j.actatropica.2008.09.026

Dumonteil E, Gourbière S. Predicción de la abundancia y tasa de infección de *Triatoma dimidiata*: un mapa de riesgo de transmisión natural de la enfermedad de Chagas en la Península de Yucatán, México. Rev. Biomed 2004;15:221-231.

Dumonteil E, Nouvellet P, Rosecrans K, Ramirez-Sierra MJ, Gamboaléon R, Cruz-Chan V, et al. Eco-Bio-Social determinants for house infestation by non domiciliated *Triatoma dimidiata* in the Yucatan Peninsula, Mexico. PLoS Negl Trop Dis. 2013;7(9):1-9.

Dworak ES, Araujo SM, Gomes ML, Massago M, Ferreira EC, Toledo MJO. Sympatry influence in the interaction of *Trypanosoma cruzi* with triatomine. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2017; 50(5):629-637. doi:10.1590/0037-8682-0219-2017

Elmayan A, Tu W, Duhon B, Marx P, Wolfson W, Balsamo G, et al. Alta prevalência de infecção por *Trypanosoma cruzi* em cães de abrigo do sul da Louisiana, EUA. Parasites & Vectors 2019;12(1):322.

Falavigna-Guilherme AL, Pavanelli GC, Silva SV, Costa AL, Araújo SM. Secondary triatomine species in dwellings and other nearby structures in municipalities under epidemiological surveillance in the state of Paraná, Brazil. Rev Panam Salud Publica/Pan Am J Public Health 2001;9(6).

Falavigna-Guilherme AL, Costa AL, Batista O, Pavanelli GC, de Araújo SM. Atividades educativas para o controle de triatomíneos em área de vigilância epidemiológica do Estado do Paraná, Brasil. *Cad. Saúde Pública* 2002;18(6):1543-50.

Felix EBG, Ferreira CMM, Santos LA, Teotônio SLG, Feitosa PWG, et al. Doença de Chagas no Brasil: estudo transversal com base nos dados referentes ao período de 2017-2018. *Revista Interfaces* 2020;8(2):561-70.

Fernandes AJ, Vitor RWA, Dias JCP. Avaliação parasitológica e sorológica de caprinos inoculados experimentalmente por *Trypanosoma cruzi*. *Rev. do Inst. de Med. Trop.* 1994;36(1):11-17.

Fernandes O, Mangia RH., Lisboa CV, Pinho AP, Morel CM, Zingales B, et al. The complexity of the complexity of the sylvatic cycle of *Trypanosoma cruzi* in Rio de Janeiro State revealed by non-transcribed spacer of the mini exon gene. *Parasitol* 1999;118:161-166.

Ferreira MS, Lopes ER, Chapadeiro E, Dias JCP, Ostermayer AL. Doença de Chagas. In: Veronesi R. *Tratado de infectologia*. 3ª ed. Rio de Janeiro: Atheneu; 2005.

Ferreira VF, Rocha GOR, Lopes MMB, Santos MS, Miranda SA. Educação em saúde e cidadania: revisão integrative. *Trab. Educ. Saúde* 2014;12(2):363-378.

Ferreira RTB, Cabral ML, Martins RS, Araújo PF, Silva SA, Britto C, Branquinho MR, Cardarelli-Leite P, Moreira OC. Detection and genotyping of *Trypanosoma cruzi* from açai products commercialized in Rio de Janeiro and Pará, Brazil. *Parasites & Vectors* 2018;11:233.

Forattini OP, Rocha e Silva EO, Ferreira OA, Rabello EX, Pattoli D. Aspectos ecológicos da Tripanossomíase Americana: III - Dispersão local de triatomíneos, com especial referência a *Triatoma sordida*. *Rev. Saúde Públ.* 1971;5:193-205.

Forattini OP, Ferreira OA, Rocha e Silva EO, Rabello EX. Aspectos ecológicos da tripanossomose americana V— Observações sobre colonização espontânea de triatomíneos silvestres em ecótopos artificiais, com especial referência ao *Triatoma sordida*. *Rev. Saúde Públ.* 1973;7:219-39.

Forattini OP, Ferreira OA, Rocha e Silva EO, Rabello EX. Aspectos ecológicos da Tripanossomíase americana. VI. Persistência do *Triatoma sordida* após alteração ambiental e suas possíveis relações com a dispersão da espécie. Rev. Saúde Públ. 1974;8:265-82.

Forattini OP, Ferreira OA, Rocha e Silva EO, Rabello EX. Aspectos ecológicos da tripanossomíase americana. vii. permanência e mobilidade do *Triatoma sordida* em relação aos ecótopos artificiais. Rev Saúde Públ. 1975;9:467-76.

Forattini OP, Ferreira AO, Silva EOR, Rabello EX. Aspectos ecológicos da tripanossomíase americana. XV- desenvolvimento, variação e permanência de *Triatoma sordida*, *Panstrongylus megistus* e *Rhodnius neglectus* em ecótopos artificiais. Rev. Saúde Públ. 1979;13:220-234.

Forattini OP (1980) Biogeografia, origem e distribuição da domiciliação de triatomíneos no Brasil. São Paulo. Rev. Saúde Públ.;14:265-299.

Forattini OP, Barata JMS, Santos JLF, Silveira AC. Hábitos alimentares, infecção natural e distribuição de triatomíneos domiciliados na região central do Brasil. Rev. Saúde Públ. 1982;16:171-204.

Forattini OP, Ferreira OA, Rabello EX, Barata JMS, Santos JLF. Desenvolvimento da domiciliação triatomínea regional em centro de endemismo de *Panstrongylus megistus*. Rev. Saúde Públ. 1983;17:436-460.

Fornel R. Estudo da variação morfológica craniana entre quatro blocos populacionais de *Ctenomys lami* (Rodentia, Ctenomyidae) através de morfometria geométrica [Dissertação]. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul; 2005.

Forsman A. Rethinking phenotypic plasticity and its consequences for individuals, populations and species. Heredity 2014;1-9. DOI:10.1038/hdy.2014.92.

Fraenkel S, Salvioni OD, de Arias AR, Arze VP, Rolón M, Ramirez N, Gómez CV. Identification of bloodmeal sources of triatomines captured in the Paraguayan Chaco region of South America by means of molecular biology analysis. Pathogens and global health 2020;1-9. <https://doi.org/10.1080/20477724.2020.1716558>

Galvão C. Vetores da doença de chagas no Brasil [online]. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia; 2014. Zoologia: guias e manuais de identificação. Available from SciELO Books: <http://books.scielo.org/id/mw58j/pdf/galvao-9788598203096.pdf>

Galvão C, Dale C. Chaves de identificação para adultos. In: Galvão C. org. Vetores da doença de Chagas no Brasil. Curitiba: Série Zoologia, Soc. Bras. de Zool. 2014; p. 171-178.

Galvão C. Taxonomia dos Vetores da Doença de Chagas da Forma à Molécula, quase três séculos de história. In: Atualidades em Medicina Tropical no Brasil: Vetores; Oliveira, J, Alevi KCC, Camargo LMA, Meneguetti, DUO, Eds.: Stricto Sensu: Rio Branco, Brazil; 2020. p. 9-37.

Garcia ES, Ratcliffe NA, Whitten MM, Gonzalez MS, Azambuja P. Exploring the role of insect host factors in the dynamics of *Trypanosoma cruzi*- *Rhodnius prolixus* interactions. Journal of Insect Physiology 2007;53:11-21.

Georgieva AY, Gordon ERL, Weirauch C. Sylvatic host associations of Triatominae and implications for Chagas disease reservoirs: a comprehensive review and new host records based on archival specimens. PeerJ.2017. 18;5:e3826. doi: 10.7717/peerj.3826.

Ghalambor CK, McKay JK, Carrol SP, Rezinck DN. Plasticidade fenotípica versus não adaptativa e o potencial para adaptação contemporânea em novos ambientes. British Ecological Society 2007;21(3):394-407.

González-Britez NE, Carrasco HJ, Martínez Purroy CE, Feliciangeli MD, Maldonado M, López E, Segovia MJ, Rojas de Arias A. Genetic and morphometric variability of *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) from the eastern and western regions of Paraguay. Frontier in Public Health 2014;2(149):1-9. doi: 10.3389/fpubh.2014.00149

Gorla DE. Variables ambientales registradas por sensores remotos como indicadores de la distribución geográfica de *Triatoma infestans* (Heteroptera: Reduviidae). Ecol Austral 2002;12: 117-127.

Gorla DE, Abraham L, Hernández ML, Porcasi X, Hrellac HÁ, Carrizo H, et al. New structures for goat corrals to control peridomestic populations of *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae) in the Gran Chaco of Argentina. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2013;108:352-358.

Guarneri AA, Pereira MH, Diotaiuti L. Influence of the blood meal source on the development of *Triatoma infestans*, *Triatoma brasiliensis*, *Triatoma sordida*, and *Triatoma pseudomaculata* (Heteroptera, Reduviidae). *J of Medical Entomology* 2000;37:373-379.

Guhl F, Pinto N, Aguilera G. Sylvatic triatominae: a new challenge in vector control transmission. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2009;104:71-75.

Gurevitz JM, Ceballos LA, Gaspe MS, Alvarado-Otegui JA, Enríquez GF, Kitron U, et al. Factors affecting infestation by *Triatoma infestans* in a rural area of the humid Chaco in Argentina: A multi-model inference approach. *PLoS Negl Trop Dis*. 2011;5(10):1-10.

Gurgel-Gonçalves R, Palma ART, Menezes MNA, Leite RN, Cuba CAC. Sampling *Rhodnius neglectus* (Triatominae) in *Mauritia flexuosa* palm trees (Arecaceae): a field study in the Brazilian Savanna. *Med. Vet. Entomol* 2003;17(3):347-9.

Gurgel-Gonçalves R. Filogeografia, morfometria e distribuição potencial de populações de *Rhodnius neglectus* (Hemiptera, Reduviidae) no Brasil [Dissertação]. Brasília: Universidade de Brasília. Ciências da Saúde; 2008.

Gurgel-Gonçalves R, Cuba CAC. Predicting the potential geographical distribution of *Rhodnius neglectus* (Hemiptera, Reduviidae) based on ecological niche modeling. *J Med. Entomol* 2009; 46(4):952-60.

Gurgel-Gonçalves R, Pereira F das Chagas A, Lima IP, Cavalcante RR. Distribución geográfica, infestación domiciliar e infección natural de triatóminos (Hemíptera: Reduviidae) en el Estado de Piauí, Brasil 2008. *Rev. Pan-Amaz Saúde* 2010;1(4):57-64.

Gurgel-Gonçalves R, Ferreira JBC, Rosa AF, Bar ME Galvão C. Morfometria geométrica e modelagem de nicho ecológico para delimitação de espécies de triatomíneos quase irmãos. *Med. Vet. Entomol* 2011;(25):84-93.

Gurgel-Gonçalves, R, Galvão C, Costa J, Peterson AT. Distribuição geográfica dos vetores da doença de Chagas no Brasil com base na modelagem de nicho ecológico. J. Trop. Med. 2012;1-15.

Gürtler RE, Solard ND, Lauricela MA, Haedo AS, Pietrokovski SM, Alberti AA, et al. Dynamics of transmission of *Trypanosoma cruzi* in a rural area of Argentina: III. Persistence of T. cruzi parasitemia among canine reservoirs in a two-year follow-up. Rev. Inst Med. Trop. de São Paulo 1986;28(4):213-219.

Gürtler RE, Cécere MC, Lauricella MA, Cardinal MV, Kitron U, Cohen JE. Domestic dogs and cats as sources of *Trypanosoma cruzi* infection in rural northwestern Argentina. Parasitology 2007;134:69-82.

Hammer Ø, Harper, D, Ryan P. PAST: paleontological statistics software package for education and data analysis. Palaeontol. Electron. 2001;4.

Hamilton SK. Hydrological controls of ecological structure and function in the Pantanal wetland (Brazil). In: McClain M (Ed.) The Ecohydrology of South American Rivers and Wetlands. Manaus: International Association of Hydrological Sciences 2002.

Herrera HM, Dávila AM, Norek A, Abreu UG, Souza SS, D'Andrea PS, et al. Enzoootiologia do *Trypanosoma evansi* no Pantanal, Brasil. Vet. Parasitol. 2004;125:263-75.

Herrera HM, D'Andrea OS, Xavier SCC, Mangia RH, Fernandes O, Jansen AM. *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 Trop. Med. and Hygiene 2005;99:379-388.

Herrera HM, Lisboa CV, Pinho AP, Olifiers N, Bianchi RC, Rocha FL, et al. The coati (*Nasua nasua*, Carnivora, Procyonidae) as a reservoir host for the main lineages of *Trypanosoma cruzi* in the Pantanal region, Brazil. Trans R Soc. Trop. Med. Hyg 2008;102:1133-39.

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE) [Internet]. Acesso em 09 de março de 2016. Disponível em <http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1>

Instituto Matogrossense de Economia Agropecuária (IMEA) 2010. Mapa das macrorregiões.

Instituto Nacional de Meteorologia (INMET) [Internet]. Acesso em 09 de março de 2019. Disponível em <https://portal.inmet.gov.br/>

Instituto Nacional de Pesquisas Espaciais (INPE). [Internet]. Acesso em novembro 2020. http://www.inpe.br/noticias/noticia.php?Cod_Noticia=5465

Jaramillo N, Calle D, Harling C, Calle J, Ortega E. Diferencias Morfométricas Asociadas a la Distribución Geográfica de *Rhodnius pallescens* provenientes de siete localidades de Colombia y Panamá. Técnico de estudio sobre *Rhodnius pallescens*, su Vigilancia y Control. Panamá: Publicación de Organización Panamericana de la Salud; 2002.

Jansen AM, Xavier SC, Roque AL. The multiple and complex and changeable scenarios of the *Trypanosoma cruzi* transmission cycle in the sylvatic environment. *Acta Trop* 2015;151:1-15.

Jansen A, Xavier SC, Roque AL. *Trypanosoma cruzi* transmission in the wild and its most important reservoir hosts in Brazil. *Parasites & Vectors* 2018;11:502. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-3067-2>

Juberg J, Rodrigues JMS, Moreira FFF, Dale C, Cordeiro IRS, Lamas Jr VD, et al. Atlas iconográfico dos triatomíneos do Brasil (vetores da doença de Chagas). 2ª ed. Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro 2015.

Junk WJ. Structure and function of the large central Amazonian river floodplains: synthesis and discussion. In: Junk WJ (Ed.). *The Central Amazon Floodplain: Ecology of a Pulsing System*. Berlin: Springer Verlag 1997; p. 455-472.

Kaburaki T, Imamura S. Mermithid-worm parasitic in leaf-hoppers, with notes on its life history and habits. Tokyo: Proceedings of the Imperial Academy 1932;8:139-141.

Kaiser H. Terrestrial and semiterrestrial Mermithidae. In: Nickle WR, ed. Manual of agricultural nematology. New York, NY: Marcel Dekker; 1991. p. 899-965.

Klingenberg CP. MorphoJ: an integrated software package for geometric morphometrics. Mol. Ecol. Resour. 2011;11(2):353-357.

Košulič O, Mašová Š. First report on mermithid parasitism (Enoplea: Mermithidae) in a Southeast Asian spider (Araneae: Araneidae) Helminthologia 2019;56(2):157-167. <https://doi.org/10.2478/helm-2019-0012>

Lardeux F, Depickere S, Duchon S, Chavez T. Insecticide resistance of *Triatoma infestans* (Hemiptera, Reduviidae) vector of Chagas disease in Bolivia. Trop. Med. Int Health 2010;15:1037-1048. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3156.2010.02573.x>

Leite LG. Tecnologia Sustentável- Nematóides contra inseto. São Paulo: Agência paulista de tecnologia de agronegócios 2005;1-15.

Lehane MJ. The Biology of Blood-Sucking in Insects. Cambridge. Cambridge: University Press; 2^a ed.; 2005.

Lent H, Jurberg J. O gênero *Eratyrus* Stal, 1859, com um estudo sobre a genitália externa (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). Rev. Bras. Biol. 1970;30(2):297-312.

Lent H, Wygodzinsky P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas disease. Bul Amer Mus Nat Hist 1979;163:520-529.

Lima AFR, Jeraldo VLS, Silveira MS, Madi DD, Santana BK, Melo CM. Triatomines in dwellings and outbuildings in an endemic area of Chagas disease in northeastern Brazil. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2012;(45)6:701-706.

Lima NRWL, Sodré GA, Lima HRR, Paiva SR, Lobão AQ, Coutinho AJ. Plasticidade fenotípica. Rev. Ciência Elem. 2017;5(02):17. doi.org/10.24927/rce2017.017

Lobo F, Laerte FG. Vegetação remanescente nas áreas prioritárias para conservação da biodiversidade: padrões de distribuição e características. Goiânia: Universidade Federal de Goiás Goiás. Boletim Goiano de Geografia; 2008.

Lorosa ES, Andrade RE, Santos SM, Pereira CA, Vinhaes MC, Jurberg J et al. Estudo da infecção natural e fontes alimentares de *Triatoma costalimai* Verano, Galvão, 1959, *Rhodnius neglectus* Lent, 1954 e *Psammolestes tertius* Lent, Jurberg, 1965 do Estado de Goiás, Brasil, através da técnica de precipitina. Entomol y Vect. 1999;6:405-414.

Lorosa ES, Nunes IM, Vinhaes MC, Andrade RE, Jurberg J. Preferência alimentar de algumas espécies de Triatomíneos capturados no estado do Rio Grande do Sul, Brasil, com auxílio da técnica de precipitina e grau de infectividade. Entomol y Vect. 2000;7(2):211-225.

Lucena DT. Doença de Chagas no Nordeste. Rev. Bras. Malariol. D. Trop. 1959;11(4):675-696.

Lucero DE, Morrissey LA, Rizzo DM, Rodas A, Garnica R, Stevens, et al. Ecohealth interventions limit triatomine reinfestation following insecticide spraying in La Brea, Guatemala. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 2013;88:630-637.

Macedo AM, Machado CR, Oliveira RP, Pena SD. *Trypanosoma cruzi*: genetic structure of populations and relevance of genetic variability to the pathogenesis of Chagas disease. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2004;(99):1-12.

Maffey L, Cardinal MV, Ordóñez-Krasnowski PC, Lanati LA, Lauricella MA, Schijman AG, Gürtler RE. Direct molecular identification of *Trypanosoma cruzi* discrete typing units in domestic and peridomestic *Triatoma infestans* and *Triatoma sordida* from the Argentine Chaco. Parasitology 2012;139:1570-579.

Marcondes CB, Dias JCP, Guedes LA, Filho ANF, Rodrigues VLCC, Mendonça DD. Estudo epidemiológico de fonte de alimentação sanguínea dos triatomíneos da fazenda aroeira (Catolé do Rocha, Paraíba) e circunvizinhanças. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 1991;24(3):137-140.

Marimon BS, Lima ES (2001). Caracterização fitofisionômica e levantamento florístico pre- o florístico preliminar no pantanal dos rios Mortes-Araguaia, Cocalinho, Mato Grosso, Brasil. *Acta bot. bras.*;15(2):213-229.

Martins FM., Moraes SC, Martins FM., Moraes SC, Obara MT, Galvão C. *Panstrongylus diasi* Pinto & Lent, 1946 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae): first record in Mato Grosso, Brazil. *Check List* 2019a;14 (6):1-6. <https://doi.org/10.15560/14.6.1>

Martins FM., Moraes SC, Brito VN, Santos JC, Santos-Silva LK. Relevância da vigilância entomológica para controle da doença de Chaga. In: 55º Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical e XXVI Congresso Brasileiro de Parasitologia 2019; Belo Horizonte. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*; 2019b.

Martins FM., Moraes SC, Cohen SC, MQ, Galvão C. First record of a mermithid worm (Nematoda, Mermithidae) parasitizing a third instar nymph of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) from Mato Grosso, Brazil. *ZooKeys* 2020;980:79-91. doi: 10.3897/zookeys.980.55865

Martins-Melo FR, Alencar CH, Ramos AN Jr., Heukelbach J. Epidemiology of Mortality Related to Chagas' Disease in Brazil, 1999–2007. *PLoS Negl Trop Dis.* 2012;6:8.

Martins-Melo FR, Carneiro M, Ramos AN Jr, Heukelbach J, Ribeiro ALP, Werneck GL. A carga de doenças tropicais negligenciadas no Brasil, 1990-2016: Uma análise subnacional do Global Burden of Disease Study 2016. *PLOS Negl Trop Dis* 2018;12(6):e0006559. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006559>

Mendoza VJ, Oliveira J, Rimoldi A, Ferreira-Filho JCR, Araújo JF, Rosa JA. Triatominae Survey (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) in the South-Central Region of the State of Bahia, Brazil between 2008 and 2013. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 2015;92(5):1076–1080. doi:10.4269/ajtmh.14-0556

Mendoza CPR, Blanco J, Quant SS, Astin GE, Ávila CIG, García IG, Díaz ZM. *Romanomermis culicivora* (Nematoda: Mermithidae): una alternativa para el control de vectores de malaria en Nicaragua. *Rev. Cubana de Medicina Tropical* 2014;66(1):101-111.

Meyer M. New record of a parasitoid worm (Mermithidae, Nematoda) in a spider of the genus *Trochosa* (Lycosidae) *Arachnologische Mitteilungen* 2014;48:13-15.

Mijares AS, Avila IG, Rosales JR, Monteiro AS. Release of *Romanomermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae) To Control *Aedes taeniorhynchus* (Diptera: Culicidae) in Punta del Este, Isla de la Juventud, Cuba. *J Med Entomol* 1996;33(4):680-682.

Mijares SA, Pérez-Pacheco R. Aplicación del nematodo *Romanomermis culicivorax* (Nematoda: Mermithidae) en criaderos naturales de larvas de mosquitos (Diptera: Culicidae), en el Parque Lenin, Cuba. *Folia Entomol Mexicana* 2007;46(3):119-26.

Mijares SA, Bellini AC. Producción masiva de *Romanomermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae) y su aplicación en criaderos de anofelinos en Boa Vista (Roraima), Brasil *Rev Panam Salud Publica/Pan Am J Public Health* 2000a;7(3).

Mijares SA, Pérez-Pacheco R, Honorio M. Susceptibilidad de las larvas de *Aedes aegypti* al parasitismo por *Romanomermis culicivorax* en condiciones de laboratorio y de campo en Oaxaca, México. *Rev Panam Salud Pública* 2000b;8(5):299-304.

Ministério da Saúde. Brasil. Informações técnicas sobre a doença de Chagas e seus vetores no Brasil referente ao ano de 2014 [Internet]. Acesso em junho 2018. Disponível em: <http://www.saude.gov.br/bvs>

Ministério da Saúde. Brasil. Fundação Nacional de Saúde. FUNASA 20 anos no coração do Brasil. Série C. Projetos, Programas e Relatórios 2011. [Internet]. Acesso em maio 2018. Disponível em: <http://www.saude.gov.br/bvs>

Minuzzi-Souza TTC, Nitz N, Cuba Cuba CA, Santalucia M, Knox MB, Hagström L, , Furtado, CB, Vital TE, Obara MT, Hecht MM, Gurgel-Gonçalves R. Synanthropic triatomines as potential vectors of *Trypanosoma cruzi* in Central Brazil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2017; 50(6):824-828.

Minuzzi- Souza TTC, Silva LR, Hagström L, Hecht M, Nitz N, Gurgel-Gonçalves R. Molecular bloodmeal analyses reveal that *Trypanosoma cruzi*-infected, native triatomine bugs

often feed on humans in houses in central Brazil. *Medical and Veterinary Entomology* 2018;1-5. <https://doi.org/10.1111/mve.12324>

Monteiro FA, Jurberg J, Lasoki C. Very low levels of genetic variation in natural peridomestic populations of the Chagas disease vector *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) in Southeastern Brazil. *Am J Trop Med Hyg* 2009;81:223-227.

Monteiro FA, Weirauch C, Felix M, Lazoski C, Abad-Franch F. Evolution, Systematics, and Biogeography of the Triatominae, Vectors of Chagas Disease. *Adv Parasitol.* 2018;99:265-344. doi: 10.1016/bs.apar.2017.12.002.

Moraes SC, Queiroz MFM. Peridomiliation of *Triatoma sordida* (Stal, 1859) on artificial ecotopes in the municipality Araguaiana-MT. In: XVIII International Congress for Tropical Medicine and Malaria and XLVIII Congress of the Brazilian Society of Tropical Medicine 2012; Rio de Janeiro. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*; 2012.

Moreno EC, Baracho L. Vigilância epidemiológica no Programa de Controle da Doença de Chagas em Minas Gerais, Brasil (1984-1998). *Cad. Saúde Pública* 2000;16(2):113-116.

Neiva A, Lent H. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 1943;39(1):1-45. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761943000400004>

Neves, DP. *Parasitologia Humana*. 11^a. ed. São Paulo: Atheneu; 2011.

Nikdel M, Kaiser H, Niknam G. First record Of *Hexamermiscf albicans* (Siebold, 1848) (Nematoda: Mermithidae) infecting Lepidopteran larvae from Iran. *Nematol. Mediterr* 2011;39:81-83.

Noireau F, Bosseno MF, Carrasco R, Telleria J, Vargas F, Camacho C, Yaksic N, Brèniere SF. Sylvatic triatomines (Hemiptera: Reduviidae) in Bolivia: trends toward domesticity and possible infection with *Trypanosoma cruzi* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae). *J. Med. Entomol.* 1995;32:594-598.

Noireau F, Flores R, Gutierrez T, Dujardin JP. Detection of wild dark morphs of *Triatoma infestans* in the Bolivian Chaco. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 1997;92:583-584.

Noireau F, Gutierrez T, Zegarra M, Flores R, Brèniere F, Cardozo R. Cryptic speciation in *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) from the bolivian Chaco. *Tropical Medicine and International Health* 1998;3:364-372.

Noireau F, Flores R, Vargas F (1999) Trapping sylvatic Triatominae (Reduviidae) in hollow trees. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 1999;93:13-14.

Noireau F, Carbajal-de-la-Fuente AL, Lopes CM, Diotaiuti L. Some considerations about the ecology of Triatominae. *A. Acad. Bras. Ciênc.* 2005;77:431-6.

Obara MT, Otrera VCG, Gonçalves RG, Santos JP, Santalucia M, Rosa JA, Almeida OS, Barata JMS. Monitoramento da suscetibilidade de populações de *Triatoma sordida* Stål, 1859 (Hemiptera: Reduviidae) ao inseticida deltametrina, na região Centro-Oeste do Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2011;44:206-212. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822011005000004>

Obara MT, Wanderley DMV, da Silva RA. Procedimentos de captura, montagem, conservação e envio. In: Galvão C. org. *Vetores da doença de Chagas no Brasil*. Curitiba: Série Zoologia, Soc. Bras. de Zool. 2014; p. 209-219.

Oliveira AWS, Silva IG. Distribuição geográfica e indicadores entomológicos de triatomíneos sinantrópicos capturados no Estado de Goiás. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2007;40:204-208.

Oliveira JL, Alevi KCC. Taxonomic status of *Panstrongylus herreri* Wygodzinsky, 1948 and the number of Chagas disease vectors. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2017;50(3):434-435.

Oliveira JL, Cury JC, Gurgel-Gonçalves R, Bahia AC, Monteiro FA. Field-collected *Triatoma sordida* from central Brazil display high microbiota diversity that varies with regard to developmental stage and intestinal segmentation. *PLoS Negl Trop Dis.* 2018;12(8):e0006709. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006709>

Oliveira HM, Gonçalves MJF. Educação em Saúde: uma experiência transformadora. *Rev. Bras. Enferm.* 2004;57(6):761-763.

Oliveira-Filho AT. Floodplain “murundus” of Central Brazil: evidence for the termite-origin hypothesis. *Journal of Tropical Ecology* 1992a;8:1-19.

Oliveira-Filho AM, Melo MTV, Santos CE, Faria Filho OF, Carneiro FCF, Oliveira-Lima JW, et al. Tratamento focais e totais com inseticidas de ação residual para o controle de *T. brasiliensis* e *T. pseudomaculata* no Nordeste brasileiro. *Cad. Saúde Pública* 2000;16(2):105-11.

Organização Mundial de Saude (OMS). Control of Chagas Disease. Second report of the WHO Expert Committee. Geneva: Technical Report Series 905; 2002.

Organización Panamericana de La Salud (OPAS). Guía para muestreo en actividades de vigilancia y control vectorial de la enfermedad de Chagas. Ed. OPS/DPC/CD/276/03; 2003.

Organización Panamericana de la Salud (OPS). Informe de la Consulta Técnica en Epidemiología, Prevención y Manejo de la Transmisión de la Enfermedad de Chagas como Enfermedad Transmitida por Alimentos (ETA). Rio de Janeiro: Organización Panamericana de la Salud; 2006.

Organização Mundial da Saúde, 2018. Doença de Chagas (tripanosomíase americana). Disponível em: <http://www.who.int/chagas/en/> Acessado em 18 de abril de 2018.

Pacheco PR, Mijares AS, Matínez SH, Ambrosio GF. Susceptibilidad de las larvas de *Anopheles pseudopunctipennis* al parasitismo del nematodo *Romanermis iyengari* (Nematoda: Mermithidae), Estado de Oaxaca, México. *Rev. Cubana Med Trop* 1998;50(3):199-202.

Pacheco PR, Mijares AS, López AV, Tomás SHM, Espinosa JS. Efectividad y supervivencia de *Romanermis culicivora* en criaderos naturales de larvas de mosquitos. *Agrociência* 2009;43:861-868.

Paily KP, Chandhiran K, Vanamail P, Kumar NP, Jambulingam P. Eficácia de um nematóide mermithid *Romanermis iyengari* (Welch) (Nematoda: Mermithidae) no controle

do mosquito *Aedes albopictus* (Skuse) (Duse-Culicidae) em uma área de seringueira de Kerala, Índia. *Parasitol Res.* 2013;112(3):1299-304. <https://doi.org/10.1007/s00436-012-3265-3>

Panzer F, Pita S, Nattero J, Panzer Y, Galvão C, Chavez T, De Arias AR, Téllez LC, Noireau F. Cryptic speciation in the *Triatoma sordida* subcomplex (Hemiptera, Reduviidae) revealed by chromosomal markers. *Parasites & Vectors* 2015;8:495.

Pedrini N, Mijailovsky SJ, Girotti JR, Stariolo R, Cardozo RM, Gentile A, Juárez MP. Control of pyrethroid-resistant Chagas disease vectors with entomopathogenic fungi. *PLOS Negl Trop* 2009;3:434. <https://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0000434>

Peduzzi M, Gerra DAD, Braga CP, Lucena FS, Silva JAM. Educational activities for primary healthcare workers: permanent education and inservice healthcare education concepts in the daily life of primary healthcare units in São Paulo. *Interface - Comunic., Saude, Educ* 2009; 13(30):121-34.

Pelli A, Silva MA, Sarmiento FR, Martins E, Mata SA, Domingues MA, et al. Parâmetros populacionais para *Triatoma sordida* Stal, 1859, o vetor mais frequente da doença de Chagas no Triângulo Mineiro (Heteroptera, Triatominae). *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2007;40(1):25-8.

Pereira G, Chávez ES, Silva MES. O estudo das unidades de paisagem do bioma Pantanal. *AmbiAgua, Taubaté* 2012;7(1):89-103. <http://dx.doi.org/10.4136/ambi-agua.826>

Pereira JM, de Almeida PS, de Sousa AV, de Paula AM, Machado RB, Gurgel-Gonçalves R (2013) Climatic factors influencing triatomine occurrence in Central-West Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2013;108(3):335-341.

Pessoa GCD, Obara MT, Rezende JC, de Mello BV, Ferraz ML, Diotaiuti L. Deltamethrin toxicological profile of peridomestic *Triatoma sordida* in the North of Minas Gerais, Brazil. *Parasit Vectors* 2015a;8:263-9.

Pessoa GCD, Vinãs PA, Rosa ACL, Diotaiuti L. History of insecticide resistance of Triatominae vectors. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2015b;48(4):380-389. <http://dx.doi.org/10.1590/0037-8682-0081-2015>

Pessoa GCA, Sousa TN, Sonoda IV, Diotaiuti L. Assessing the mitochondrial DNA diversity of the Chagas disease vector *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2016;111:322-329.

Petersen JJ. Nematodes as biological control agents: Part I. Mermithidae. Adv Parasitol. 1985;24:307-44. doi: 10.1016/s0065-308x(08)60565-5.

Pigliucci M. Phenotypic Plasticity: Beyond Nature and Nurture. Baltimore: The Johns Hopkins University Press; 2001.

Pires HHR, Borges EC, de Andrade RE, Lorosa ES, Diotaiuti L. Peridomiciliary infestation with *Triatoma sordida* Stål, 1859 in the County of Serra do Ramalho, Bahia, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 1999;94:147-149.

Poinar-Junior GO. Nematodes for biological control of insects. Boca Raton: CRC Press; 1979.

Poinar-Junior GO. Mermithid (Nematoda) parasites of spiders and harvestmen– Journal of Arachnology 1985a;13:121-128.

Poinar-Junior GO, Chang PM. *Hexameris cathetospiculae* n.sp. (Mermithidae, Nematoda), a parasite of the rice stemborer, *Tryporyza incertulas* (Wlk.) (Pyralidae; Lepidoptera) in Malaysia. J. Nematol. 1985b;17:360-363.

Poinar-Junior GO, Benton CLB. *Aranimermis aptispicula* n.g., n.sp. (Mermithidae: Nematoda), a parasite of spiders (Arachnida: Araneida). Systematic Parasitology 1986;8:33-38. <https://doi.org/10.1007/BF00010307>

Poinar-Junior GO. Nematode Parasites of Spiders. In: Nentwig W. Ecophysiology of Spiders. Springer, Berlin: Heidelberg;1987. p. 299-308. https://doi.org/10.1007/978-3-642-71552-5_22

Poinar-Junior GO, Early JW. *Aranimermis giganteus* n. sp. (Mermithidae: Nematoda), a parasite of New Zealand mygalomorph spiders (Araneae: Arachnida). Rev. Nematol. 1990;13:403-410.

Poinar-Junior GO. Nematodes for biological control of insects. Boca Raton: CRC Press.
Poinar GO Jr., Čurčić BPM 1992 Parasitism of pseudoscorpions (Arachnida) by mermithidae (Nematoda). J of Arachnology 1992;20:64-66.

Poinar-Junior GO. Heydenius araneus n.sp (Nematoda: Mermithidae), a parasite of a fossil spider, with an examination of helminths from extant spiders (Arachnida: Araneae). Invertebr Biol 2000;119:388-393. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7410.2000.tb00108.x>

Priotto MM. Aspectos gerais da vigilância entomológica da doença de Chagas na Região Sul do Rio Grande do Sul, Brasil Fornel R. Estudo da variação morfológica craniana entre quatro blocos populacionais de *Ctenomys lami* (Rodentia, Ctenomyidae) através de morfometria geométrica [Dissertação]. Pelotas: Instituto de Biologia. Departamento de Microbiologia e Parasitologia; 2012.

Rabinovich JE, Kitron UD, Obed Y, Yoshioka M, Gottdenker N, Chaves LF. Ecological patterns of blood-feeding by kissing-bugs (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2011;106:479-94.

Ramos LJ, Souza JL, Souza CR, Oliveira J, Rosa JA, Camargo LMA, Cunha RM, Meneguetti DUO. First report of *Triatoma sordida* Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the State of Acre and Brazilian Western Amazon. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2018;51(1):77-79.

Ramirez LE, Lages-Silva E, Alvarenga-Franco F, Matos A, Vargas N, Fernandes O, et al. High prevalence of *Trypanosoma rangeli* and *Trypanosoma cruzi* in opossums and triatomids in a formerly-endemic area of Chagas disease in Southeast Brazil. Acta Trop 2002;84(3):189-98.

Reithinger R, Ceballos L, Stariolo R, Davies C, Gürtler RE. Chagas disease control: deltamethrin-treated collar reduce *Triatoma infestans* feeding success on dog. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene, London 2005;99(7):502-508.

Rey L. Tripanossomíase por *Trypanosoma cruzi* (Doença de Chagas): O Parasito. In: Rey L. Parasitologia. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2002. p. 295-304.

Ribeiro CCM. Filogeografia de *Triatoma sordida* (Stål, 1859) nas ecorregiões do cerrado, caatinga e chaco [Dissertação]. Rio de Janeiro: FIOCRUZ. Instituto Oswaldo Cruz. Biodiversidade e Saúde; 2014.

Ribeiro-Junior G, Santos CGS dos, Lanza F, Reis J, Vaccarezza F, Diniz C, et al. Wide distribution of *Trypanosoma cruzi*-infected triatomines in the State of Bahia, Brazil. *Parasites & Vectors* 2019;12:604. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3849-1>

Ricardo-Silva A, Goncalves TC, Luitgards-Moura JF, Lopes CM, Silva SP, Bastos AQ, et al. *Triatoma maculata* colonises urban domiciles in Boa Vista, Roraima, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2016;111:703-6.

Rimoldi A, Alves RT, Ambrósio DL, Fernandes MZT, Martinez I, Araújo RF, Cicarelli RMB, Rosa JA. Morphological, biological and molecular characterization of three strains of *Trypanosoma cruzi* Chagas, 1909 (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) isolated from *Triatoma sordida* (Stal) 1859 (Hemiptera, Reduviidae) and a domestic cat. *Parasitology* 2012;139:37-44.

Rodrigues VLCC; da Silva RA; Wanderley DMV; de Carvalho ME; Pauliquevis-Junior C. Detecção de triatomíneos da espécie *Rhodnius neglectus* em área urbana de municípios da região de Araçatuba. *BEPA, Bol. epidemiol. paul.* 2009;6(63). http://periodicos.ses.sp.bvs.br/scielo.php?script=sci_serial&pid=18064272&lng=pt&nrm=iso

Rodriguez-Planes LI, Gaspé MS, Enriquez GF, Gurtler RE. Impacts of residual insecticide spraying on the abundance and habitat occupancy of *Triatoma sordida* and co-occurrence with *Triatoma infestans*: a three-year follow-up in northeastern Argentina *Acta Trop* 2020;202:105251. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.105251>

Rojas de Arias A. Sensibilidad de diferentes métodos en la detección de Triatomíneos intradomiciliarios en zonas endémicas para la enfermedad de Chagas del Paraguay. Informe Técnico, Asunción: OPS. HDP/HDR/RG/PAR/1168; 2001.

Roff DA, Fairbairn DJ (2007). The evolution and genetics of migration in insects. *Bioscience* 2007;57:155-164.

Rohlf FJ. On applications of geometric morphometrics to studies of ontogeny and phylogeny. *Systematic Biology* 1998;47:147-158.

Rohlf FJ Shape statistics: Procrustes superimpositions and tangent spaces. *Journal of Classification* 1999;16:197-223.

Roque AL, D'Andrea PS, de Andrade GB, Jansen AM. *Trypanosoma cruzi*: padrões distintos de infecção nas espécies de roedores irmãos *Caviomorph Thrichomys apereoides laurentius* e *Thrichomys pachyurus* (Rodentia, Echimyidae). *Exp Parasitol.* 2005;111:37-46.

Roque AL, Xavier SCC, Gerhardt M, Silva MFO, Lima VS, D'Andrea PS, et al. *Trypanosoma cruzi* among wild and domestic mammals in different areas of the Abaetetuba municipality (Pará State, Brazil), an endemic Chagas disease transmission área. *Vet. Parasitol.* 2013;193(1):71-77. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.11.028>

Roque AL, Jansen AM. Reservatórios do *Trypanosoma cruzi* e sua relação com os vetores In: Galvão C. org. *Vetores da doença de Chagas no Brasil*. Curitiba: Série Zoologia, Sociedade Brasileira de Zoologia 2014; p. 76-87.

Ross J, Smith S. A review of the mermithid parasites (Nematoda: Mermithidae) described from North American mosquitoes (Diptera: Culicidae) with descriptions of three new species. *Can J Zool* 1976;54:1084-102. <https://doi.org/10.1139/z76-124>

Rossi JC. Fatores associados com a ocorrência de triatomíneos em unidades domiciliares de localidades rurais no município de Posse, Goiás, Brasil [Dissertação]. Brasília: Universidade de Brasília. *Medicina Tropical*; 2014.

Rossi JC, Duarte EC, Gurgel-Gonçalves R. Factors associated with the occurrence of *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) in rural localities of Central-West Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* 2015;110(2):192-200. doi:10.1590/0074-02760140395

Rusconia JM, Caminoa NB, Achinellya MF. Nematodes (Mermithidae) parasitizing grasshoppers (Orthoptera: Acrididae) in the Pampean region, Argentina. *Braz. J. Biol* 2017; 77(1):12-15. <http://dx.doi.org/10.1590/1519-6984.06015>

Schachter-Broide J; Gürtler RE, Kitron U, Dujardin JD. Temporal Variations of Wing Size and Shape of *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae) Populations from Northwestern Argentina Using Geometric Morphometry. J Med Entomol 2009;46(5):994-1000.

Sánchez Z, Russomando G, Chena L, Nara E, Cardozo E, Paredes B, Ferreira E. *Triatoma sordida*: indicadores de adaptación y transmisión de *Trypanosoma cruzi* en intradomicilio del Chaco Paraguayo. Mem. Inst. Investig Cienc Salud 2016;14(3):96-101.

Sánchez Z, Guillén L, Pineda D, Paredes B, Russomando G. Técnicas moleculares integradas a la vigilancia entomológica de vectores de la enfermedad de Chagas: Estudio del vector secundario *Triatoma sordida* en la Región Oriental del Paraguay. Mem. Inst. Investig. Cienc. Salud Asunción 2020;18(1).

Sano EE, Dambros LA, Oliveira GC, Brites RS. Padrões de cobertura de solos. In.: Ferreira LG (Ed.) Conservação da biodiversidade e sustentabilidade ambiental: prioridades, estratégias e perspectivas. Goiânia: SEMARH/AGMA/World Bank, 2006.

Santana VL, Souza AP, Lima DASD, Araújo AL, Justiniano SV, Dantas RP et al. Caracterização clínica e laboratorial de cães naturalmente infectados com *Trypanosoma cruzi* no semiárido nordestino. Pesquisa Vet. Bras. 2012;32(6):536-41.

Santos EF, Silva AAO, Leony LM, Freitas NEM, Daltro RT, Regis-Silva CG, et al.. Acute Chagas disease in Brazil from 2001 to 2018: A nationwide spatiotemporal analysis. PLOS Negl Trop Dis 2020;14(8):e0008445. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008445>

Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso. Cuiabá, Mato Grosso: Regimento Interno da Secretaria de Estado de Saúde- SES. Decreto N° 2.916, de 19 de outubro de 2010.

Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso. Instituição de 16 Regiões de Saúde. Cuiabá, Mato Grosso: Resolução CIB n° 065 de 03/4/2012, CIB-MT.

Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso. Plano estadual de educação permanente do Mato Grosso- PEEPS/MT 2019. Cuiabá, Mato Grosso: Resolução CIB/MT Ad Referendum N. 08 29 de janeiro de 2019.

Secretaria de Estado de Meio Ambiente de Mato Grosso. Análise dos dados de desmatamento do Estado de Mato Grosso: período 2016/2017. Cuiabá, Mato Grosso: Relatório Técnico nº 003/2018/CGMA/SRMA/SEMA-MT; 2018.

Secretaria de Estado de Planejamento de Mato Grosso SEPLAN/MT, 2007.1 Anuário Estatístico de Mato Grosso. Cuiabá, Mato Grosso: 2007. Disponível em: <http://www.anuario.seplan.mt.gov.br/2007/pdf/abertura.pdf>

Schofield CJ. The behaviour of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae): a review. Cambridge: Bulletin of Entomological Research 1979;63(3):363-379.

Schofield CJ. Control of Chagas' disease vectors. Br Med Bull. 1985;41:187-194.

Schofield CJ, Lehane MJ, McEwan P, Catala SS, Gorla DE. Dispersive flight by *Triatoma sordida*. Trans R Soc Trop Med Hyg. 1991;85:676-8.

Schofield CJ. Triatominae: biología y control. UK: Eurocommunica Publications; 1994.

Schofield CJ, Diotaiuti L, Dujardin JP. The process of domestication in triatominae. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 1999;94 (1):375-8.

Schofield CJ. *Trypanosoma cruzi*- the vector-parasite paradox. Mem. Inst. Oswaldo Cruz 2000; 95:535-544.

Sherlock IA. Vetores. In: Z Brener, ZA Andrade, M Barral Netto. *Trypanosoma cruzi* e doença de Chagas, 2nd ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2000.

Schlichting CD, Wund MA. Phenotypic plasticity and epigenetic marking: an assessment of evidence for genetic accommodation. International Journal of Organic Evolution (N. Y.); 2014. <https://doi.org/10.1111/evo.12348>

Silva RA, Scandar SAS, Rodrigues VLC, Cardoso-Júnior RP, Sei IA, Wanderley DMV. Cuidados do domicílio pela população em área infestada por *Triatoma sordida*. Rev. Baiana de Saúde Públ. 2010;34(2):267-278.

Silva RA, Mercado VTC, Barbosa GL, Cortiço VL, Rodrigues C, Vanderley DMV. Situação atual da vigilância entomológica da doença de Chagas no Estado de São Paulo. BEPA 2011; 8(87):4-13.

Silva MBA, Barreto AVMS, Silva HA, Galvão C, Rocha DS, Jurberg J, Gurgel-Gonçalves R “Triatomíneos sinantrópicos (Hemiptera, Reduviidae) no Estado de Pernambuco, Brasil: Distribuição geográfica e índices de infecção natural por *Trypanosoma* entre 2006 e 2007. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2011. <http://dx.doi.org/10.1590/S0037-86822012000100012>

Silva MBA, Menezes KR, Siqueira AM, Balbino VQ, Lorosa ES, Farias MCG, Freitas MTS, Silva A, Portela VMC, Jurberg J. Importância da distribuição geográfica dos vetores da doença de chagas em Pernambuco, Brasil, em 2012. *Rev Patol Trop*, 2015;44 (2):195-206.

Silva RA. Current state of the entomological surveillance of Chagas' disease in the state of São Paulo. *Braz. J. Hea. Rev.* 2019;2(2):742-755.

Silveira AC, Souza PC, Silveira Neto HV. Importância de espécies secundárias de triatomíneos na transmissão domiciliar da doença de Chagas no Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba. In: XXIV Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical; 1993. Fortaleza: Rev. Soc. Bras. Med. Trop; 1993.

Silveira AC, Arias AR, Segura E, Guillén G, Russomando G, Schenone H, et al. O controle da doença de Chagas nos países do cone sul da América. História de uma iniciativa internacional. 1991/2001. Organização Panamericana de Saúde 2002.

Silveira AC, Dias JCP. O controle da transmissão vetorial. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2011;44(2):52-63.

Silveira AC, Pimenta-Junior F. A inserção institucional do controle da doença de Chagas. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.* 2011;44(2):19-24.

Siqueira-Batista R, Rubião ECN, Cotta RMM, Pissinatti A, Soranz LFSP. Epidemiologia e ecologia. In: Siqueira-Batista, R; Gomes AP; Corrêa. AD, Geller M. Moléstia de Chagas. 2 ed. Rio de Janeiro: Rubio; 2007.

Smith-Gill SJ. Developmental Plasticity- Developmental Conversion Versus Phenotypic Modulation. *American Zoologist* 1983;23(1):47-55.

Soto-Vivas AS, Ropdríguez C, Bonfante-Cabarcá R, Aldana E. Morfometría geométrica de *Triatoma maculata* (Erichson, 1848) de ambientes doméstico y peridoméstico, estado Lara, Venezuela. *Bol Mal Salud* 2007;47(2).

Souza AI, Oliveira TMFS, Machado RZ, Camacho AA. Soroprevalência da infecção por *Trypanosoma cruzi* em cães de uma área rural do Estado de Mato Grosso do Sul. *Pesq. Vet. Bras.* 2009;29(2):150-152.

Souza JMP, Rodrigues VLCC, Rocha e Silva EO. *Triatoma sordida*– Considerações sobre o tempo de vida da forma adultos e sobre a ovoposição das fêmeas. *Rev. de Saúde Públ.* 1978;12(3):291-296.

Storer TI, Usinger RL, Stebbins RC. *Zoologia geral*. São Paulo: Mãe Graú Hill; 1991.

Stubbins FL, Agudelo P, Reay-Jones FP, Greene JK. *Agamermis* (Nematoda: Mermithidae) Infection in South Carolina Agricultural Pests. *J of nematology* 2016;48(4):290.

Szmuchrowski MA. Avaliação da sustentabilidade do plano de gestão do corredor ecológico Araguaia – bananal, inserido na bacia do Médio Araguaia – Brasil [Dissertação]. Tocantins: Universidade Federal do Tocantins. Ciências do ambiente; 2007.

Tarla G. Morphological diagnosis of *Aelia rostrata* Boh. (Heteroptera: Pentatomidae) parasitized by *Hexamermis* sp. (Nematoda: Mermithidae) in Ankara, Turkey *Türk. Biyo. Mücadele Derg.* 2017;8(1):21-28.

Tartarotti E, Azeredo-Oliveira MTV, Ceron CR. Problemática vetorial da doença de Chagas. *Arquivos de Ciên. da Saúde* 2004;11(1):44-47.

Team RC. *R: A Language and Environment for Statistical Computing*. Foundation for Statistical Computing 2013: Vienna, Austria.

Tyler KM, Engman DM. The life cycle of *Trypanosoma cruzi* revisited. Int J Parasitol 2001;1:472-481.

Toledo MJO, Kühn JB, Silva SV, Gasperi V, Araújo SM. Estudo sobre triatomíneos e reservatórios silvestres de *Trypanosoma cruzi* no Estado do Paraná, sul do Brasil. Resultados preliminares. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 1997;30(3):197-203.

Tolosa AC, Germano M, Cueto GM, Vassena C, Zerba E, Picollo MI. Differential patterns of insecticide resistance in eggs and first instar of *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae) from Argentina and Bolivia. J Med Entomol 2008;45:421-426. [https://doi.org/10.1603/0022-2585\(2008\)45\[421:dpoiri\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1603/0022-2585(2008)45[421:dpoiri]2.0.co;2)

Valdez MRS. Alterações comportamentais induzidas por parasitóides em larvas de mosquitos *Aedes aegypti* infectadas com nematóides Mermithid (Nematoda: Mermithidae). J Vector Ecol 2006;31(2):344-54. [https://doi.org/10.3376/1081-1710\(2006\)31\[344:pbaaaa\]2.0.co;2](https://doi.org/10.3376/1081-1710(2006)31[344:pbaaaa]2.0.co;2)

Vargas A, Malta JMAS, Costa VM, Claudio LDG, Alves RV, Cordeiro GS, et al. Investigação de surto de doença de Chagas aguda na região extra-amazônica, Rio Grande do Norte, Brasil, 2016. Investigación del, Cad. Saúde Pública 2018;34(1):1-8.

Vassena CV, Picollo MI, Zerba EN. Insecticide resistance in Brazilian *Triatoma infestans* and Venezuelan *Rhodnius prolixus*. Med Vet Entomol 2000;14:51-55. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2000.00203.x>

Vedrami DP, Obara MT; Gurgel-Gonçalves R, Cerreti-Junior W, Marelli MT. Wing geometry of *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) populations from Brazil. Infection, Genetics and Evolution 2017;49:17-20.

Via S, Lande R (1985) Genotype-environment interaction and the evolution of phenotypic plasticity. Evolution 1985;39:505-522.

Via S, Lande R. Evolution of genetic variability in a spatially heterogeneous environment: effects of genotype-environment interaction. Genetics Research 1987;49:147-156.

Vianna EM. Dinâmica de reinfestações por triatomíneos e alterações ambientais na ecoepidemiologia da doença de Chagas em área de *Triatoma sordida* Stål 1859 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) no norte de Minas Gerais, Brasil [Dissertação]. Belo Horizonte: Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas; 2011.

Villela MM, Souza JMBS, Melo VP, Dias JCP. Avaliação do Programa de Controle da Doença de Chagas em relação à presença de *Panstrongylus* Cad. Saúde Pública. 2009a;25(4):907-917. doi: 10.1590/S0102-311X2009000400022

Villela MM, Pimenta DN, Lamounier PA, Dias JCP () Avaliação de conhecimentos e práticas que adultos e crianças têm acerca da doença de Chagas e seus vetores em região endêmica de Minas Gerais, Brasil. Cad. Saúde Pública 2009b;25(8):1701-1710.

Vinhaes MC, Dias JCP. Doença de Chagas no Brasil. Cad. Saúde Pública 2000;16(2)7-12.

Vinhaes MC, Silveira AC. The possibilities of maintenance of the natural transmission of Chagas endemic disease in Brazil with the elimination of *Triatoma infestans*. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 2001;34(3):61-62.

Walter A, Lozano-Kasten F, Bosseno MF, Ruvalcaba EGC, Gutierrez MS, Luna CEM, Baunaure F, Phélinas P, Magallón-Gastélum E, Brenière SF. Peridomestic habitat and risk factors for *Triatoma infestans* in a rural community of the Mexican occident. Am J Trop Med Hyg 2007; 76:508-515.

Westphalen EVN, Bisungo MC, Araújo MFL. Aspectos epidemiológicos e históricos do controle da doença de Chagas no Continente Americano. BEPA 2012;9:17-34.

Wisnivesky-Colli C, Ruiz AM, Ledesma O, Gütlér RE, Lauricella M, Salomon DO, et al. Ecología doméstica de la tripanosomiasis americana: perfil alimentario del *Triatoma infestans* en un área rural de la provincia de Santiago del Estero, Argentina. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. 1987;20(1):31-39.

Whitman DW, Agrawal AA. What is phenotypic plasticity and why is it important? In: DW Whitman & TN Ananthakrishna. Phenotypic plasticity of insects: mechanisms and

consequences. Science Publishers; 2009. p. 1-63.
<https://www.researchgate.net/deref/http%3A%2F%2Fdx.doi.org%2F10.1201%2Fb10201>

World Health Organization 2019 [homepage na internet]. Chagas Disease (American trypanosomiasis). Fact sheets [acesso em maio 2019]. Disponível em:
[http://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](http://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))

Wund MA. Assessing the Impacts of Phenotypic Plasticity on Evolution. *Integrative and Comparative Biology* 2012;52:5-15.

Xavier SC, Roque AL, Lima VS, Monteiro KJ, Otaviano JC, Ferreira da Silva LF, *et al.* Lower richness of small wild mammal species and chagas disease risk. *PLoS Negl Trop Dis.* 2012; 6(5):e1647.

Yadav YK, Dhiman SC. Studies on parasitoids of *Halys dentatus* Fabr. (Heteroptera: Pentatomidae) and their bio-control efficacy. *Annals of Plant Protection Sciences* 2004; 12:260-262.

Zeledon R, Guardia VM, Zuniga A, Swartzwelder JC. Biology and ethology of *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811). I. Life cycle, amount of blood ingested, resistance to starvation, and size of adults. *J Med Entomol.* 1970;7:313-319.

Zingales B, Andrade SG, Briones MRS, Campbell DA, Guhl F, *et al.* A new consensus for *Trypanosoma cruzi* intraspecific nomenclature: second revision meeting recommends TcI to TcVI. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* , 2009;104:1051-1054.

Zingales B. *Trypanosoma cruzi*: um parasita, dois parasitas ou vários parasitas da doença de Chagas? *Revista de Biologia* 2011;6b:44-48.

Zingales B, Miles MA, Campbell DA, Tibayrenc M, Macedo AM, Teixeira MM, *et al.* The revised *Trypanosoma cruzi* subspecific nomenclature: rationale, epidemiological relevance and research applications. *Infect Genet Evol* 2012;12:240-53.

Zhao Y, Galvão C, Cai W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. ZooKeys 2021;1012:71-93. doi: 10.3897/zookeys.1012.54779 2021

**APÊNDICE A. TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE ESCLARECIDO
MORADOR DAS UD PESQUISADAS**

Termo de Consentimento Livre Esclarecido – Morador UD

Nº do Instrumento: _____

O (A) Sr.(a) está sendo convidado a participar do estudo “**Vigilância entomológica de *Triatoma sordida* (Stål, 1859) em Araguaiana, Estado de Mato Grosso, Brasil**” cujo objetivo é identificar as espécies de “barbeiro” potencialmente transmissoras de *Trypanosoma cruzi*, que causa doença de Chagas, no município de Araguaiana, MT.

Sua participação consistirá em autorizar a pesquisa entomológica no domicílio e peridomicílio de sua propriedade. Essa atividade seguirá o padrão rotineiro executado pelos Agentes de Saúde.

O único risco que esta pesquisa poderá trazer para o (a) Sr.(a) é o de constrangimento pois estaremos adentrando no interior de vosso domicílio para investigar todos os possíveis locais que possam servir de abrigo para “barbeiros”. Garantimos que seu nome e informações pessoais não serão divulgados, mantendo-os em sigilo e anonimato. Os resultados desta pesquisa serão divulgados de forma agregada e apenas no meio científico.

O (A) Sr.(a) terá benefício direto com esta pesquisa, pois caso seja encontrado o transmissor da doença de Chagas em seu domicílio a Secretaria Municipal de Saúde será imediatamente comunicada para que seja desenvolvida todas as ações cabíveis de controle previstas pelo Ministério da Saúde no Programa de Controle e Prevenção da Doença de Chagas (PCPDCh) e ainda os resultados obtidos nessa pesquisa, servirão para melhoria do programa de prevenção e controle da doença na região.

O (A) Sr.(a) tem total liberdade de participar ou não como voluntário desta pesquisa e ressalta-se que a concordância ou não em nada irá alterar relação com o serviço de Saúde em que você utiliza ou com o pesquisador responsável por este estudo. O (A) Sr.(a) poderá em qualquer momento desistir da pesquisa. Em caso de dúvidas a respeito da pesquisa basta entrar em contato com a pesquisadora responsável (Mirian Francisca Martins) ou pelo telefone (66) 9988-8804, ou pelo e-mail mirianfranmartins@gmail.com, ou se preferir entrar em contato com o Comitê de ética da Plataforma Brasil, disk grátis 136, opção 8 ou 9.

Este documento será emitido em duas vias sendo uma entregue ao pesquisador responsável e outra ficando em sua posse.

Eu, _____, RG: _____ fui informado(a) dos objetivos da pesquisa acima de maneira clara e detalhada e concordo em participar do estudo de forma voluntária.

Assinatura do(a) Morador

Data

Mirian Francisca Martins

**APÊNDICE B. REGISTRO DE INFORMAÇÕES DAS LOCALIDADES RURAIS
PESQUISADAS EM ARAGAIANA, MATO GROSSO**

Formulário n°:

Dados gerais de domicílios

Data da pesquisa: _____

Localidade: _____

N° da casa:

Coordenadas _____ / _____, Altitude: _____

N° de moradores:

Tempo em que a casa é habitada _____ anos.

Tempo de construção da casa _____ anos

Residência permanente () Residência temporária ()

Foi borrifada com inseticida? Nunca () Sim(), há _____ meses.

Distância da vegetação nativa:

Características do intradomicílio:

(Quando mista, assinalar todos os itens que se aplicam)

Paredes

Adobe () Madeira () Alvenaria parcial () Alvenaria completa() Taipa descoberta ()

Taipa com reboco () Outra (especificar) _____ Não há parede ()

Cobertura da casa

Telha amianto () Telha cerâmica () Telha madeira () Palha de coqueiro () Laje ()

Outra(especificar) _____

Tipo de piso

Terra batida () Cimento () Cerâmica () Barro () Tábua ()

Outro(especificar) _____

Dispensa alimentar

Dentro de casa () Fora de casa () Não tem dispensa () N° de janelas da casa: _____

N° de animais domésticos

Gato: _____ Cachorro: _____ Outro (especificar + n°): _____

Não possui ()

Animais dormem dentro de casa? Sim () Não ()

Se não, costumam frequentar a casa? Nunca () Sim ()

Eletricidade na casa

Possui () Não possui () Se possui, durante a noite alguma luz fica acesa?

Nunca () Sim () Às vezes ()

Características do peridomicílio:

Galinheiro

Presente () Ausente ()

Estrutura do galinheiro Madeira () Alvenaria () Outra (especificar):_____

Cobertura do galinheiro: Madeira () Telha cerâmica () Telha amianto () Outra (especificar):_____

Nº de galinhas_____

Distância do galinheiro para a casa_____metros

Limpa o galinheiro? Não () Sim ()

Frequência?_____

Curral (cabra, equino, ovelha, gado)

Presente () Ausente ()

Estrutura do curral Madeira () Alvenaria () Outra (especificar):_____

Cobertura do curral: Madeira () Telha cerâmica () Telha amianto ()

Nº de animais_____ Distância do curral para a casa_____metros

Limpa o curral? Não () Sim ()

Frequência?_____

Chiqueiro

Presente () Ausente () Estrutura do chiqueiro Madeira () Alvenaria () Outra (especificar):_____

Cobertura do chiqueiro: Madeira () Telha cerâmica () Telha amianto () Nº de porcos_____ Distância do chiqueiro para a casa_____metros

Limpa o chiqueiro? Não () Sim ()

Frequência?_____

Outro abrigo de animal

Presente () Ausente ()

Estrutura do abrigo Madeira () Alvenaria () Outra (especificar):_____

Cobertura do abrigo: Madeira () Telha cerâmica () Telha amianto () Nº de animais_____ Distância do abrigo para a casa_____metros

Limpa o abrigo? Não () Sim ()

Frequência? _____

Outros anexos

Paiol

Presente () Ausente ()

Estrutura do paiol Madeira () Alvenaria () Outra (especificar): _____

Cobertura do paiol: Madeira () Telha cerâmica () Telha amianto () Distância do paiol para a casa _____ metros

Limpa o paiol? Não () Sim ()

Frequência? _____

Rancho

Presente () Ausente () Estrutura do rancho Madeira () Alvenaria () Outra (especificar): _____

Cobertura do rancho: Madeira () Telha cerâmica () Telha amianto ()

Distância do rancho para a casa _____ metros

Limpa o rancho? Não () Sim ()

Frequência? _____

Galpão

Presente () Ausente () Estrutura do rancho Madeira () Alvenaria () Outra (especificar): _____ Cobertura do rancho: Madeira () Telha cerâmica ()

Telha amianto () Distância do rancho para a casa _____ metros

Limpa o galpão? Não () Sim ()

Frequência? _____

Cerca

Presente () Ausente ()

Estrutura da cerca Madeira () Arame () Pedra () Cerca viva () Outra (especificar) _____

Animais soltos no peridomicílio

Presente () Ausente () Porcos (nº) _____ Equinos (nº) _____ Gado (nº) _____

Cães (nº) _____ Gatos(nº) _____ Galinhas (nº) _____

Outros (especificar + nº) _____

Palmeiras

Presente () Ausente () Nº de palmeiras _____

Distância da casa _____ metros

Ninhos de aves na casa? Não () Sim ()

Entulhos

Presente () Ausente ()

Tipos de entulho

Pilhas de tijolos () Pilhas de madeira () Pilha de telhas () Outro
(especificar)_____

Animais silvestres costumam visitar o quintal

Não () Sim ()

Quais?_____

Presença de aves migratórias

Não () Sim ()

Quais?_____

Uso e cobertura do solo:

Cerrado ()

Mata Seca em regeneração ()

Solo exposto ()

Mata ciliar ()

Pastagens ()

Área de cultivo ()

Murundus ()

Afloramento rochoso ()

Outros:

Região passa por pulso de inundação:

Não () Sim ()

**First record of a mermithid worm
(Nematoda, Mermithidae) parasitizing
a third instar nymph of *Triatoma sordida* (Stål, 1859)
(Hemiptera, Reduviidae, Triatominae)
from Mato Grosso, Brazil**

Mirian Francisca Martins^{1,2}, Sinara Cristina de Moraes¹, Simone Chiniçz Cohen³,
Melissa Querido Cárdenas³, Cleber Galvão⁴

1 Departamento de Vigilância em Saúde Ambiental, Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso – SESMT, Amaro Leite, 474, Barra do Garças, MT, 78600–000, Brazil **2** Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Av. Brasil 4365, Rio de Janeiro, RJ, 21040–360, Brazil **3** Laboratório de Helminthos Parasitos de Peixes, Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Av. Brasil 4365, Pavilhão Cardoso Fontes, sala 45, Rio de Janeiro, RJ, 21040–360, Brazil **4** Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Av. Brasil 4365, Pavilhão Rocha Lima, sala 505, Rio de Janeiro, RJ, 21040–360, Brazil

Corresponding author: Simone Chiniçz Cohen (scohen@ioc.fiocruz.br)

Academic editor: David Finch | Received 26 June 2020 | Accepted 30 July 2020 | Published 28 October 2020

<http://zoobank.org/5435FEFD-4878-448C-8C63-F75FCS485231>

Citation: Martins MF, de Moraes SC, Cohen SC, Cárdenas MQ, Galvão C (2020) First record of a mermithid worm (Nematoda, Mermithidae) parasitizing a third instar nymph of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) from Mato Grosso, Brazil. ZooKeys 980: 79–91. <https://doi.org/10.3897/zookeys.980.55865>

Abstract

A juvenile specimen of a mermithid (Nematoda) was found parasitizing a third instar nymph of *Triatoma sordida* from Mato Grosso, Brazil. This is the first record of mermithid parasitism in a triatomine species. The Mermithidae represents a family of nematodes that are specialized insect parasites. Entomonematodes are one of the highly influential agents regulating the population dynamics of insects. This report introduces the opportunity to think about mermithids as a possible candidate for use as triatomine biological control.

Keywords

Mato Grosso, Brazil, Mermithidae, Nematoda, new host record, *Triatoma sordida*, Triatominae, parasite

Introduction

The insects of the subfamily Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) are true bugs specialized in blood-sucking. All species are potential vectors of *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Trypanosomatida, Trypanosomatidae), the causative agent of Chagas disease in the Americas, where the disease remains an important public health problem. Although a few species of triatomines are also found in Asia and Oceania, in these regions the vector-borne transmission of *T. cruzi* does not occur as the parasite is absent. Galvão and Justi (2015) summarized the information available about ecology, niches, and associations with humans, and *T. cruzi* infection of all triatomine species.

Triatoma sordida (Stål, 1859) is a species endemic to Argentina, Bolivia, Brazil, Paraguay, and Uruguay (Galvão 2014). In Brazil, *T. sordida* is the most commonly collected triatomine species, predominantly in peridomestic environments (Obara et al. 2011; Rossi et al. 2015). *Triatoma sordida* presented the highest infection rate for *T. cruzi* in the state of Bahia, including the report of infected colonies in intradomestic environments (Ribeiro-Jr. et al. 2019). According to Minuzzi-Souza et al. (2017), *T. sordida* plays a key role in maintaining the risk of transmission of *T. cruzi* to humans in the state of Goiás and the Distrito Federal in Brazil. In the state of Bahia, Brazil, this species was associated with oral transmission of Chagas disease to humans (Dias et al. 2008).

Entomonematodes are one of the highly influential agents regulating the population dynamics of insect pests through association with their hosts in relationships ranging from fortuitous to parasitic. Many investigators have recognized these parasites as potential biological control agents (Poulin 2011). Results showed that entomonematodes are a safe and effective environmental alternative for controlling pests in crops of economic importance (Shapiro-Ilan et al. 2010; Duncan et al. 2013; Gumus et al. 2015), because of their capacity to retard development, induce female sterility, and cause death on host emergence (Kaiser 1991).

The mermithids represent a family of nematodes with more than fifty genera, specialized parasites of invertebrates, especially insects, parasitizing at least fifteen different orders (Nickle 1972; Poinar-Jr. 2015). The life cycle of mermithids includes five stages, as described in Poinar-Jr. (1983): egg, second stage juvenile (preparasitic infective juvenile), parasitic third stage juvenile, mature third stage postparasitic juvenile, two molts into adult (Kosulic and Masova 2019). The eggs of nematodes of terrestrial insects, containing juvenile forms, are deposited under leaves for ingestion as food. After ingestion, the eggs break, releasing juveniles that migrate to the insect hemolymph (Dolinski 2006). Another route involves the migration of the preparasitic larvae to the soil surface and climb grass or other vegetation to reach their hosts, when hatching occurs. They penetrate the body wall of recently hatched nymphs, entering in the body cavity. Within the host, the parasitic complete their growth and then emerge by forcing their way through the body wall to enter the soil (Christie 1936). Nematodes kill the host with their emergence to the soil where they molt into the adult stage to complete the cycle (Poinar-Jr. 1979). Emergence from its host by killing it, places them as parasitoids (Rusconi et al. 2017).

These parasitoids have parenteral intake of nutrition from the host tissues and hemolymph, which may strongly influence the physiological condition of the host,

from the first instars of parasite development (Nikdel et al. 2011), promoting severe competition for nutrients, resulting in atrophy of the thorax and abdomen, organ involvement, and changes in patterns of development of social insects and the general behavior of insects (Dolinski 2006). Parasitism by a mermithid is fatal to the host (Nickle 1972; Poinar-Jr. 1983; Nikdel et al. 2011).

Postparasitic juvenile and adult mermithids are most frequently collected. In this postparasitic free-living stage, the parasite does not feed anymore and only needs a suitable habitat to mature (Kosulic and Masova 2019).

Information about Mermithidae nematodes is scarce. In South America, there are a few studies about terrestrial mermithids in grasshoppers (Miralles and Camino 1983; Camino and Stock 1989; Camino and Lange 1997; Rusconi et al. 2017) and ants (Jouvenaz and Wojcik 1990; Poinar-Jr. et al. 2007) from Argentina. In Brazil, Rodrigues et al. (2005) reported an unidentified Mermithidae larva emerging from spiders from Brazil and Peru.

During entomological research for triatomine in the municipality of Araguaiana, Mato Grosso, Brazil, a single specimen of a mermithid nematode was collected from *T. sordida*. The purpose of the present paper is to report the first finding of a juvenile stage of a mermithid nematode parasitizing Triatominae from Brazil. To date, there are no records of endoparasitism by nematodes in triatomines in the world. A list of records of mermithids from hemipteran hosts is presented in Table 1.

Table 1. Worldwide mermithid host records for Hemiptera.

Host species	Genus	Locality	Reference
<i>Acanthosoma biline</i> (Say, 1832)	<i>Hemamermis</i>	United States	Kamminga et al. (2012)
<i>Euschistus servus</i> (Say, 1832)			
<i>Aelia acuminata</i> (Linnaeus, 1758)	Undetermined	Uzbekistan	Sultanov et al. (1990)
<i>Aelia rosacea</i> Boheman, 1852	<i>Hemamermis</i>	Turkey	Tarla et al. (2012)
	<i>Mermis</i>		Memişoğlu and Özer (1994)
<i>Chlorocis biline</i> (Say, 1831)	<i>Hemamermis</i>	United States	Kamminga et al. (2012)
	<i>Agamermis</i>		Scubbin et al. (2016)
<i>Capsusma maculatum</i> Rubtsov, 1977	<i>Psittacmermis</i>	Slovakia	Rubtsov (1977)
<i>Euschistus servus</i> (Say, 1832)	Undetermined	United States	Esquivel (2011)
	<i>Agamermis</i>		Scubbin et al. (2016)
<i>Euschistus</i> sp.	<i>Agamermis</i>	United States	Scubbin et al. (2016)
<i>Eurygaster integriceps</i> Puton, 1881	<i>Mermis</i>	Turkey	Dikyar (1981)
	<i>Hemamermis</i>		Memişoğlu and Özer (1994)
	<i>Hemamermis</i>		Tarla et al. (2011)
<i>Eurygaster maura</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Hemamermis</i>	Turkey	Tarla et al. (2015)
<i>Elasmocentrus javatinctus</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Psittacmermis</i>	Russia	Rubtsov (1969)
<i>Halys abasatus</i> (Fabricius, 1775)	<i>Hemamermis</i>	India	Yadav and Dhiman (2004)
<i>Megacopta cribraria</i> (Fabricius, 1778)	<i>Agamermis</i>	United States	Scubbin et al. (2016)
<i>Nezara viridula</i> (Linnaeus, 1758)	Undetermined	United States	Fara et al. (2000)
	<i>Psittacmermis</i>		India
<i>Euschistus</i> spp.	<i>Agamermis</i>	United States	Scubbin et al. (2016)
<i>Platyaspis</i> sp.	<i>Hemamermis</i>	India	Gokulpane (1970)
<i>Psittaculus pallidus</i> (Westwood, 1837)	Undetermined	United States	Kamminga et al. (2012)
	<i>Hemamermis</i> or <i>Mermis</i> <i>Hemamermis</i>	Uruguay United States	Riberito and Castiglioni (2008) Kamminga et al. (2012)
<i>Rhopileurus nebulosa</i> (Poda, 1761)	<i>Hemamermis</i>	Italy	Manachini and Landi (2003)
<i>Sagrella fuscipes</i> (Harvath, 1898)	<i>Agamermis</i>	Asia	Chao and Kaya (1993)

Materials and methods

The municipality of Araguaiana is located in the northeast Mesoregion of Mato Grosso state, Brazil (15°43'47"S, 51°49'26"W), 270 m high, with 3,197 inhabitants spread over 6,429,386 km². The predominant biome is the Cerrado (IBGE 2012) and the main economic activity is livestock production (IMEA 2017).

The climate is characterized by two main seasons (dry winter and rainy summer), corresponding to type Aw according to the Köppen classification (Köppen 1948). The average annual humidity is 60% and the average annual temperature 24 °C, with a maximum of 40 °C and lowest minimum of 4 °C.

During the years 2017 to 2019, 28 rural localities of Araguaiana, Mato Grosso, Brazil, were monitored as part of entomological research for triatomine bugs. Insects were manually collected by the method of active search with the support of health surveillance agents from the "Secretaria Municipal de Saúde" of Araguaiana, inside the domicile environment from domiciliary units (DUs) with evidence of the presence of triatomines and/or reports of the presence of the bug by the resident and around artificial ecotopes in domicile environments. For the DUs with the presence of a triatomine the geographical coordinates were taken with a GPS Garmin.

In the entomological laboratory of the "Escritório Regional de Saúde de Barra do Garças" from the "Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso" (ERSBG/SESMT), the insects were counted, separated according to developmental stage (nymphs, adults) and posterior classification of the evolutionary stage of the nymphs and sex of the adults. These latter were taxonomically identified using the taxonomic keys of Lent and Wygodzinsky (1979) and Galvão (2014).

For investigation of the natural infection of *T. cruzi* in these triatomine specimens, dissection of the last portion of the abdominal segment was performed, slowly removing the entire intestine in the direction of a microscope slide, with the aid of tweezers.

For the taxonomic identification, the specimen of nematode worm was placed in a 2 mm tube containing 70% ethanol and sent to the "Laboratório de Helmintos Parasitos de Peixes" of the Oswaldo Cruz Institute, FIOCRUZ. The nematode was clarified in phenol and mounted on temporary slides. Measurements were taken directly using an ocular micrometer and are given in millimeters. Light microscope pictures were taken using a Zeiss Axioscope 2 microscope equipped with a camera lucida and a Sony MPEG Movie EX DSC-S75 digital camera. The nematode was identified according to available literature (Nickle 1972; Choo and Kaya 1990; Kaiser 1991; Stubbins et al. 2016).

Results

During entomological research for triatomines in the municipality of Araguaiana, Mato Grosso, Brazil, 1,488 specimens of *T. sordida* were found, with 220 being caught in the locality "Fazenda Lago Azul", Mato Grosso, Brazil (Fig. 1).



Figure 1. Map of the distribution of *Triatoma sordida*, showing the studied locality "Fazenda Lago Azul" in Araguaiana, Mato Grosso, Brazil (15°43'47"S, 51°49'26"W).

During the standard procedure for the extraction of intestinal content of a nymph of a third stage *T. sordida* (15 mm deep), a long and slim parasite was observed emerging from the triatomine (Fig. 2).

The parasitized specimen of *T. sordida* was collected in December 2018, in a chicken coop on "Fazenda Lago Azul", Araguaiana, Mato Grosso, Brazil (15°33'43.9"S, 051°47'26.2"W, 294 m high). The triatomine nymph was found between wooden plates. One animal water dispenser was observed near the chicken coop (Fig. 3).

Examination of parasitic juveniles under the microscope revealed well-developed stichosomes, a diagnostic characteristic of the family Mermithidae. The absence of tail appendage and presence of a tail end ring provided robust evidence for identification of the genus *Agamermis*. The specimen was white in color and slightly transparent at the tapered rounded ends (Fig. 4). The mermithid was extremely long in respect to its triatomine host, 193 mm in length and a maximum of 0.45 mm wide.

Discussion

Although triatomines are obligatorily hematophagous in all phases of their development, feeding across a broad range of mammals and other vertebrate species, there are some species able to feed on invertebrates by kleptohematophagy, hemolym-



Figure 2. Mermithid: **A** specimen emerging from the posterior end of the third stage nymph of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) collected in a chicken coop in Araguaína, Mato Grosso, Brazil in December 2018 **B** specimen on microscope slide.

phagy, and coprophagy (Ruas-Neto et al. 2001; Sandoval et al. 2000, 2004, 2010; Otálora-Luna et al. 2015).

The chicken coop where the parasitized *T. sordida* nymph was collected showed the higher density of triatomines in artificial ecotopes in our entomological survey. It is noteworthy that December is a rainy season for this region, with record high rainfall and humidity for 2018. A high population density of triatomines can lead to increased local competition for food sources, leading insects to intense displacement in search of blood. Because they do not have wings, triatomine nymphs transit through the soil and an infective juvenile penetration from hatched eggs in the environment is supported (Christie 1936; Alves and Lopes 2008; Stubbins et al. 2016). Thus, it is likely that the juvenile form of this nematode present in the soil has penetrated in the nymph, explaining the presence of this mermithid parasitizing the *T. sordida*.

This study provides the first report worldwide of a mermithid nematode infecting the immature stages of the vector hemipteran, *T. sordida*. Terrestrial mermithids are a large group of obligate entomoparasitic nematodes that are considered important regu-



Figure 3. Chicken coop on "Fazenda Lago Azul", Araguaiana, Mato Grosso, Brazil where the nymph of *Triatoma sordida* was found.

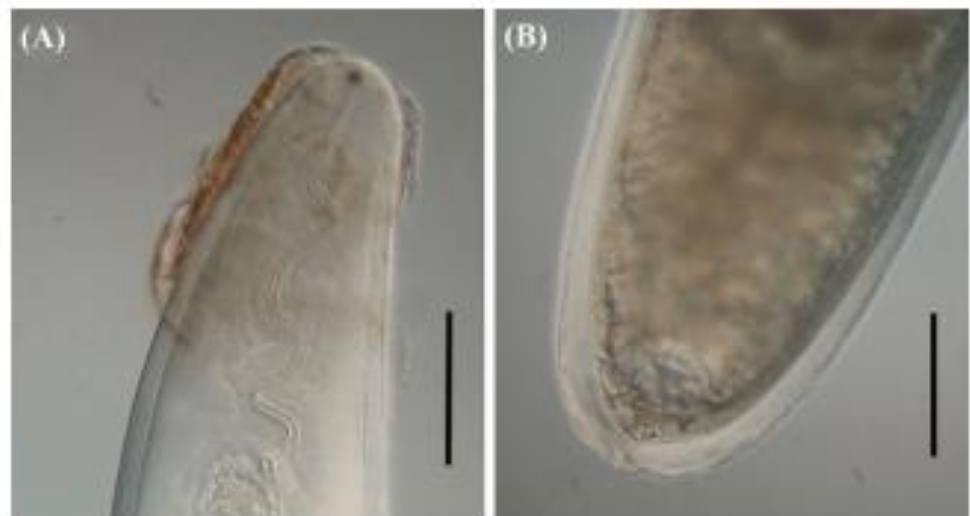


Figure 4. Mermithid nematode of *Triatoma sordida* observed by differential interference contrast (DIC). **A** Anterior portion **B** posterior portion showing the tail end ring. Scale bars: 60 μ m (**A**); 150 μ m (**B**).

lators for some insect populations, including hemipteran pests (Kaburaki and Imaura 1932; Choo and Kaya 1990), because of their capacity to retard development, induce female sterility, and cause death on host emergence (Kaiser 1991; Stubbins et

al. 2016). The majority of mermithid species constitute a significant regulatory influence on the population dynamics of plague insects (Rusconi et al. 2017).

Females can migrate from the soil onto the vegetation and lay eggs during periods of high moisture. These eggs are later consumed by the insects along with the vegetal material and hatch in the gut; the juveniles subsequently pass through the gut wall into the hemocoel and considerably increase in size inside the host. Nematodes kill the host with their emergence to the soil where they molt into the adult stage to complete the cycle (Poinar-Jr. 1979; Rusconi et al. 2017).

There is robust evidence that the nematode Mermithidae found parasitizing *T. sordida* belongs to the genus *Agamermis* Cobb, Steiner and Christie 1923. For accurate genus and species identification adult samples are required. The determination of mermithid species is difficult. One reason for this is that often only larval forms are obtainable, and another is that mermithids do not possess obvious morphological characteristics (Cobb et al. 1923). It is estimated that only one fifth of nematode species have so far been described (Storer and Usinger 1991).

Agamermis spp. have been reported infecting many insects species all over the world, including Pentatomidae and Plataspididae (Hemiptera), in the brown plant hopper (BPH), *Nilaparvata lugens* (Stål), and the white backed plant hopper (WBPH), *Sogatella furcifera* (Horvath), which are considered serious pests of rice Acrididae (Orthoptera), as well as in crustaceans in the Isopoda *Armadillidium vulgare* (Cobb et al. 1923; Kaburaki and Imamura 1932; Christie 1936; Weaver and King 1954; Rubtsov 1969; Choo and Kaya 1990; Baker and Poinar-Jr. 1995; Choo et al. 1995; Ighinosa 1988; Zimmerman 2010; Stubbins et al. 2016; Rusconi et al. 2017).

The Mermithidae family nematodes have been studied as a biological control mechanism with promising results (Dhiman and Yadav 2004; Stubbins et al. 2016). The growing concern about the negative environmental effects of controlling vector insects makes the discovery of alternative control agents essential.

This report introduces the opportunity of considering Mermithid parasites as possible candidates for use as biological control against Triatomines. The capacity of these parasites as regulators of the population, a mechanism essential to control Chagas disease should be investigated. Studies on nematode parasites of other hemipteran species showed that these parasites could demonstrate potential for population suppression.

Acknowledgements

The research was supported by the Brazilian National Research Council (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq) and Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Mato Grosso (FAPEMAT). We thank the Secretaria de Estado de Saúde de Mato Grosso for supporting the surveillance actions in health and the Secretaria Municipal de Saúde de Araguaiana for the support in field collections. To Nora B. Camino for help in identification of the specimen.

References

- Alves SB, Lopes RB (2008) Controle microbiano de pragas na América Latina: avanços e desafios. Piracicaba: FEALQ, 414 pp. <https://www.researchgate.net/publication/291352256>
- Baker GL, Poinar-Jr. GO (1995) *Agamermis catadecaudata* n. sp. (Nematoda: Mermithidae), a parasitoid of Orthoptera in southeastern Australia. *Fundamental and Applied Nematology* 18: 139–148. http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/fan/42719.pdf
- Bharnagar VS, Pawar CS, Jadhav DR, Davies JC (1985) Mermithid nematodes as parasites of *Heliothis* spp. and other crop pests in Andhra Pradesh. *Proceedings of the Indian Academy of Sciences Animal Sciences* 94: 509–515. <https://doi.org/10.1007/BF03186360>
- Camino NB, Lange CE (1997) Two new species of the genus *Ampimermis* Kaburaki and Imamura (Nematoda: Mermithidae) from Argentine grasshoppers (Orthoptera: Acrididae). *Fundamental and Applied Nematology* 20: 239–242.
- Camino NB, Stock SP (1989) Un nuevo nematodo parásito de lacridido *Laplatacris dispar* Rhen, 1939, en Argentina. *Revista Peruana de Entomología* 32: 30–32.
- Choo HY, Kaya HK (1990) Parasitism of brown planthopper and whitebacked planthopper by *Agamermis unka* in Korea. *Journal of Nematology* 22: 513–517.
- Choo YK, Kaya HK (1993) Parasitism of brown planthopper by the mermithid nematode *Agamermis* in rice. In: Bedding R, Akhurst R, Kaya H (Eds) *Nematodes and the biological control of insect pests*. Melbourne CSIRO, 21–26.
- Choo HY, Kaya HK, Kim HH (1995) Biological studies on *Agamermis unka* (Nematoda: Mermithidae), a parasite of the brown planthopper *Nilaparvata lugens*. *Biocontrol Science and Technology* 5: 209–224. <https://doi.org/10.1080/09583159550039936>
- Christie JR (1936) Life history of *Agamermis decaudata*, a nematode parasite of grasshoppers and other insects. *Journal of Agricultural Research* 52: 161–198.
- Cobb NA, Steiner G, Christie JR (1923) *Agamermis decaudata* Cobb, Steiner and Christie: a nema parasite of grasshoppers and other insects. *Journal of Agricultural Research* 23: 921–926.
- Dias JCP, Bastos C, Araujo E, Mascarenhas AV, Netto EM, Grassi F (2008) Acute Chagas disease associated with oral transmission. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 41: 296–300. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822008000300014>
- Dhiman SC, Yadav YK (2004) Studies on parasitoids of *Halys dentatus* Fabr. (Heteroptera: Pentatomidae) and their bio-control efficacy. *Annals of Plant Protection Sciences* 12: 263–266.
- Dikyar R (1981) Biology and control of *Aelia rostrata* in central Anatolia. *EPPD Bulletin* 11: 39–41. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2338.1981.tb01762.x>
- Dolinski C (2006) Uso de nematoides entomopatogênicos para o controle de pragas. In: Venzon M, Paula Jr TJ, Pallini A (Org.) *Tecnologias Alternativas para o Controle Alternativo de Pragas e Doenças*, Viçosa, 261–289. <https://www.researchgate.net/publication/283360372>
- Duncan LW, Stuart RJ, El-Borai FE, Campos-Herrera R, Pathak E, Giurcan UM, Graham JH (2013) Modifying orchard planting sites conserves entomopathogenic nematodes, reduces weevil herbivory and increases citrus tree growth, survival and fruit yield. *Biological Control* 64: 26–36. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2012.09.006>

- Esquivel JF (2011) *Euschistus servus* (Say) – A new host record for Mermithidae (Mermithida). Southwestern Entomologist 36: 207–211. <https://doi.org/10.3958/059.036.0210>
- Fuxa JE, Fuxa JR, Richter AR, Weidner EH (2000) Prevalence of a trypanosomatid in the southern green stink bug, *Nezara viridula*. Journal of Eukaryotic Microbiology 47: 388–394. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.2000.tb00065.x>
- Galvão C (2014) Vetores da doença de Chagas no Brasil [online]. Sociedade Brasileira de Zoologia, Curitiba, 289 pp. Zoologia: guias e manuais de identificação. <https://doi.org/10.7476/9788598203096> [Available from SciELO Books]
- Galvão C, Justi S (2015) An overview on the ecology of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae). Acta Tropica 151: 116–125. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.06.006>
- Gokulpure RS (1970) Some new hosts of a juvenile mermithid of the genus *Hexameris* (Steiner). Indian Journal of Entomology 32: 387–389.
- Gumus A, Karagoz M, Shapiro-Ilan D, Hazir S (2015) Novel approach to biocontrol: Release of live insect hosts pre-infected with entomopathogenic nematodes. Journal of Invertebrate Pathology 130: 56–60. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.07.002>
- Igbinoza IB (1988) Parasites of the immature stages of *Latoia viridissima* Holland (Lep. Limacodidae), a pest of palms in Nigeria. Journal of Applied Entomology 106: 527–530. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1988.tb00628.x>
- IBGE [Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística] (2012) <http://www.ibge.gov.br/cidadesat/topwindow.htm?1> [Accessed on 26 May 2020]
- IMEA [Instituto Matogrossense de Economia Agropecuária] (2017) Mapa das macrorregiões. <https://docplayer.com.br/67975674-Mapa-das-macrorregioes-do-imea.html>
- Jouvenaz DP, Wojcik DP (1990) Parasitic nematode observed in the fireant, *Solenopsis richteri*, in Argentina Florida. Entomologist 73: 674–675. <https://doi.org/10.2307/3495284>
- Kaburaki T, Imamura S (1932) Mermithid- worm parasitic in leaf-hoppers, with notes on its life history and habits. Proceedings of the Imperial Academy (Tokyo) 8: 139–141. <https://doi.org/10.2183/pjab1912.8.139>
- Kaiser H (1991) Terrestrial and semiterrestrial Mermithidae In: Nickle WR (Ed.) Manual of agricultural nematology. Marcel Dekker, New York, 899–965.
- Kamminga KL, Davis JA, Stock SP, Richter AR (2012) First report of a mermithid nematode infecting *Piezodorus guildinii* and *Acrosternum bilare* (Hemiptera: Pentatomidae) in the United States. Florida Entomologist 95: 214–217. <https://doi.org/10.1653/024.095.0137>
- Köppen W (1948) Climatología: con un estudio de los climas de la tierra. Fondo de Cultura Económica, México, 478 pp.
- Kosulic O, Masova S (2019) First Report on Mermithid Parasitism (Enoplea: Mermithidae) in a Southeast Asian Spider (Araneae: Araneidae). Helminthologia 56: 157–167. <https://doi.org/10.2478/helm-2019-0012>
- Lent H, Wygodzinsky P (1979) Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significance as vectors of Chagas' disease. Bulletin of the American Museum of Natural History 163: 123–520.
- Manachini B, Landi S (2003) New record of *Hexameris* sp. (Nematoda: Mermithidae) parasitizing (sic) *Rhaphigaster nebulosa* Poda (Hemiptera: Pentatomidae). Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura 35: 91–94.

- Memişoğlu H, Melan K, Özkan M, Kılıç AU (1994) Investigations on the crop losses the wheat caused by cereal bug (*Aelia rostrata* Bob.) in the region of central Anatolia. *Bitki Koruma Bülteni* 34: 111–121.
- Minuzzi-Souza TTC, Nitz N, Cuba Cuba CA, Santalucia M, Knox MB, Hagström L, Furtado CB, Vital TE, Obaza MT, Hecht MM, Gurgel-Gonçalves R (2017) Synanthropic triatomines as potential vectors of *Trypanosoma cruzi* in Central Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 50: 824–828. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0199-2017>
- Miralles DA, Camino NB (1983) Una nueva especie de Mermithidae, *Amphimermis bonaerensis* sp. n. (Nematoda: Enoplida). *Neotropica* 29: 153–156.
- Nickle WR (1972) A Contribution to our Knowledge of the Mermithidae (Nematoda). *Journal of Nematology* 4: 113–146.
- Nikdel M, Kaiser H, Niknam G (2011) First record of *Hecamermis cf albicans* (Siebold, 1848) (Nematoda: Mermithidae) infecting Lepidopteran larvae from Iran. *Nematology Medit* 39: 81–83.
- Obaza MT, Otrera VCG, Gurgel-Gonçalves RG, Santos JP, Santalucia M, Rosa JA, Almeida OS, Barata JMS (2011) Monitoramento da suscetibilidade de populações de *Triatoma sordida* Stål, 1859 (Hemiptera: Reduviidae) ao inseticida deltametrina, na região Centro-Oeste do Brasil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 44: 206–212. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822011005000004>
- Otalora-Luna E, Pérez-Sánchez AJ, Sandoval C, Aldana E (2015) Evolution of hematophagous habit in Triatominae (Hemiptera: Reduviidae). *Revista Chilena de Historia Natural* 88: 4. <https://doi.org/10.1186/s40693-014-0032-0>
- Poinar-Jr. GO (1979) Nematodes for biological control of insects. CRC Press, Boca Raton, 274 pp.
- Poinar-Jr. GO (1983) The natural history of Nematodes. Englewood Cliffs: Prentice Hall, 323 pp.
- Poinar-Jr. GO (2015) Phylum Nemata. In Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates. *Ecology and General Biology*, 273–302. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-385026-3.00014-0>
- Poinar-Jr. GO, Porter SD, Tang S, Hyman BC (2007) *Allomermis solenopsis* n. sp. (Nematoda: Mermithidae) parasitising the fire ant *Solenopsis invicta* Buren. (Hymenoptera: Formicidae) in Argentina. *Systematic Parasitology* 68: 115–128. <https://doi.org/10.1007/s11230-007-9102-x>
- Poulin R (2011) Evolutionary ecology of parasites. New York: Chapman & Hall, 325 pp. <https://doi.org/10.1515/9781400840809>
- Ribeiro-Jr. G, Santos CGS dos, Lanza F, Reis J, Vaccarezza F, Diniz C, Miranda DLP, Araújo RF de, Cunha GM, Carvalho CMM de, Fonseca EOL, Santos RF dos, Sousa OMF de, Reis RB, Araújo WN de, Gurgel-Gonçalves R, Reis MG dos (2019) Wide distribution of *Trypanosoma cruzi*-infected triatomines in the State of Bahia, Brazil. *Parasites Vectors* 12: 604. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3849-1>
- Riberiro A, Castiglioni E (2008) Characterization of populations of natural enemies of *Pleodorcus guildinii* (Westwood) (Hemiptera: Pentatomidae). *Agrociencia* 12: 48–56.
- Rodrigues T, Álvares ÉS, Machado ÉO, de Maria M (2005) New records of the family Mermithidae (Nematoda) as parasitoids of spiders (Arachnida: Araneae) in Brazil and Peru. *Revista Ibérica de Aracnología* 12: 119–120.

- Rossi JC, Duarte EC, Gurgel-Gonçalves R (2015) Factors associated with the occurrence of *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) in rural localities of Central-West Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 110: 192–200. <https://doi.org/10.1590/0074-02760140395>
- Ruas-Neto AL, Corseuil E, Cavalleri A (2001) Development of rupestrian triatomines (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) following hemolymphagy on blaberids (Blattodea, Blaberidae) in Rio Grande do Sul State, Brazil. *Entomologia y Vectores* 8: 205–216.
- Rubtsov LA (1969) New and little known species of nematodes from the Danube. *Hydrobiologischeski Zhurnal* 5: 49–59.
- Rubtsov IA (1977) New genus and two new species of mermithids from bugs. *Parazitologiya* 11: 541–544.
- Rusconi JM, Camino NB, Achinelly MF (2017) Nematodes (Mermithidae) parasitizing grasshoppers (Orthoptera: Acrididae) in the Pampean region, Argentina. *Brazilian Journal of Biology* 77: 12–15. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.06015>
- Sandoval CM, Duarte R, Gutierrez R, Rocha DS, Angulo VM, Esteban L, Reyes M, Jurberg J, Galvão C (2004) Feeding sources and natural infection of *Belminus herveri* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) from dwellings in Cesar, Colombia. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 99: 137–140. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762004000200004>
- Sandoval CM, Joya M, Gutiérrez M, Angulo VM (2000) Cleptohaemathophagia in *B. herveri*. *Medical and Veterinary Entomology* 14: 100–101. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2915.2000.00210.x>
- Sandoval CM, Nortiz N, Jaimes D, Lorosa E, Galvão C, Rodríguez O, Scorza JV, Gutierrez R (2010) Feeding behaviour of *Belminus ferroae* (Hemiptera: Reduviidae) a predaceous Triatominae colonizing rural houses in Norte de Santander, Colombia. *Medical and Veterinary Entomology* 24: 124–13. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2010.00868.x>
- Shapiro-Ilan DI, Cottrell TE, Mizell RF, Horton DL, Behle RW, Dunlap CA (2010) Efficacy of *Steinernema carpocapsae* for control of the lesser peachtree borer, *Synanthedon pictipes*: Improved aboveground suppression with a novel gel application. *Biological Control* 54(1): 23–28. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2009.11.009>
- Storer T, Usinger R (1991) *Zoologia Geral*. Companhia Editora Nacional, São Paulo, 816 pp.
- Stubbins FL, Agudelo P, Reay-Jones FP, Greene JK (2016) *Agamermis* (Nematoda: Mermithidae) Infection in South Carolina Agricultural Pests. *Journal of Nematology* 48: 290. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2017-037>
- Sultanov MA, Artyukhovskii AK, Lysikova EA (1990) Hosts of mermithids – The most important pests of farm and forest plants in Uzbekistan In: Sonin MD, Kochevar VS (Eds) *Helminths of insects*. Oxonian Press, New Delhi, India, 186–191.
- Tarla G, Tarla S, Islamoglu M (2015) First report of *Hexamermis* sp. (Nematoda: Mermithidae) parasitizing *Eurygaster maura* (Heteroptera: Scutelleridae) in an overwintering area. *Florida Entomologist* 98: 974–978. <https://doi.org/10.1653/024.098.0328>
- Tarla G, Poinar-Jr. G, Tarla S (2011) *Hexamermis eurygasteri* sp. n. (Mermithidae: Nematoda) parasitizing the Sann Pest, *Eurygaster integriceps* paton (Hemiptera: Scutelleridae) in Turkey. *Systematic Parasitology* 79: 195–200. <https://doi.org/10.1007/s11230-011-9299-6>

- Tarla G, Tarla S, Islamoglu M, Kodan M (2012) Parasitism of the wheat stinkbug, *Aelia rostrata* Boh. (Heteroptera: Pentatomidae) with the entomopathogenic nematode, *Hexameris* sp. (Nematoda: Mermithidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control* 22: 141–143.
- Weaver CR, King DR (1954) Meadow spittlebug. Ohio Agricultural Experiment Station Research Bulletin, Ohio, 741 pp.
- Zimmerman BL (2010) Aspectos da relação simbiótica entre as bactérias *Wolbachia* (Alpha-proteobacteria, Rickettsiales) e os isópodos terrestres (Crustacea, Oniscidea). Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Instituto de Biociências, da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. <https://hdl.handle.net/10183/28424>

ANEXO A. PROTOCOLO DE ELISA (DUARTE, 1997) MODIFICADO

Placas de poliestireno de 96 poços foram sensibilizadas com 50 µl de amostra diluída a 1:20 em tampão carbonato bicarbonato. Após adicionar as amostras, as placas permaneceram em câmara úmida por duas horas em estufa a 37°C. Após o período de sensibilização, a placa é lavada em lavadora de microplacas com PBS acrescido de Tween 20 a 0,05%. Soro de coelho imunizado com diferentes antígenos dos soros animais (anti-soros) pesquisados como fonte alimentar são diluídos a 1:2000 em PBS/Tween 20 acrescidos de leite em pó desnatado na proporção a 1% (tampão de diluição). São adicionados 100 µl de antisoro diluído em contato com a amostra diluída. Segue-se um período de incubação de 30 minutos a 37°C em câmara úmida. Após incubação, ocorre nova lavagem da placa nas mesmas condições descritas anteriormente. Em seguida foi preparada uma solução contendo conjugado (IgG de cabra anti-Ig total de coelho conjugada a peroxidase-Sigma Chemical-USA) diluído em tampão de diluição a 1:20000. Foram colocados 100 µl desta solução em cada poço da placa. Novo período de incubação foi realizado como descrito na etapa anterior. Após o período de incubação com o conjugado seguiu-se nova lavagem descrita anteriormente e inicia-se a etapa de revelação dos resultados. Em cada poço da placa foram colocados 100 µl de tampão revelação que consiste em uma solução que contém 25 mL de tampão citrato-fosfato, 10 µl de água oxigenada 30 vol. e 10mg de OPD (ortophilene di-amine Sigma Chemical USA). Seguiu-se um período de incubação de 15 minutos a temperatura ambiente. A seguir foram colocados 50 µl de ácido sulfúrico 1N para bloqueio da reação e posterior leitura em leitora de microplacas utilizando filtros de 490nm. Após realização de análises estatísticas, considera-se que somente as amostras com valores de absorvância superiores ao valor de *cut off* (Valores médio de absorvância obtidos a partir dos controles negativos somados a 3 desvios padrão) foram interpretadas como positivas. Em cada placa são utilizados como controles positivos os antígenos utilizados para imunização de coelhos. São esperados para validação dos controles positivos leituras de absorvância superiores a 1,0. Como controles negativos, são utilizados insetos não alimentados ou soros heterólogos utilizados no teste.