

**Stricto  
ensu**  
Editora

**ATUALIDADES EM MEDICINA TROPICAL  
NA AMÉRICA DO SUL:**

# **VETORES**



ISBN: 978-65-86283-58-7

**Organizadores:**

**Jader de Oliveira**

**Kaio Cesar Chaboli Alevi**

**Luís Marcelo Aranha Camargo**

**Dionatas Ulises de Oliveira Meneguetti**

**2021**

**Jader de Oliveira**  
**Kaio Cesar Chaboli Alevi**  
**Luís Marcelo Aranha Camargo**  
**Dionatas Ulises de Oliveira Meneguetti**  
(Organizadores)

# **Atualidades em Medicina Tropical na América do Sul: Vetores**

Rio Branco, Acre

## Stricto Sensu Editora

**CNPJ:** 32.249.055/001-26

**Prefixos Editorial:** ISBN: 80261 – 86283 / DOI: 10.35170

**Editora Geral:** Profa. Dra. Naila Fernanda Sbsczk Pereira Meneguetti

**Editor Científico:** Prof. Dr. Dionatas Ulises de Oliveira Meneguetti

**Bibliotecária:** Tábata Nunes Tavares Bonin – CRB 11/935

**Capa:** Elaborada por Led Camargo dos Santos (ledcamargo.s@gmail.com)

**Foto da Capa:** Ingrid Torres de Macedo - Técnico III Assistente de Curadoria - Coleção de Mamíferos Preparadora (taxidermista) - Coleção de Aves Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA. A foto não pode ser utilizada por terceiros sem autorização prévia da autora.

**Avaliação:** Foi realizada avaliação por pares, por pareceristas *ad hoc*

**Revisão:** Realizada pelos autores e organizadores

## Conselho Editorial

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Ageane Mota da Silva (Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Acre)

Prof. Dr. Amilton José Freire de Queiroz (Universidade Federal do Acre)

Prof. Dr. Benedito Rodrigues da Silva Neto (Universidade Federal de Goiás – UFG)

Prof. Dr. Edson da Silva (Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri)

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Denise Jovê Cesar (Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia de Santa Catarina)

Prof. Dr. Francisco Carlos da Silva (Centro Universitário São Lucas)

Prof. Dr. Humberto Hissashi Takeda (Universidade Federal de Rondônia)

Prof. Msc. Herley da Luz Brasil (Juiz Federal – Acre)

Prof. Dr. Jader de Oliveira (Universidade de São Paulo (USP)

Prof. Dr. Jesus Rodrigues Lemos (Universidade Federal do Piauí – UFPI)

Prof. Dr. Leandro José Ramos (Universidade Federal do Acre – UFAC)

Prof. Dr. Luís Eduardo Maggi (Universidade Federal do Acre – UFAC)

Prof. Msc. Marco Aurélio de Jesus (Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia de Rondônia)

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Mariluce Paes de Souza (Universidade Federal de Rondônia)

Prof. Dr. Paulo Sérgio Bernarde (Universidade Federal do Acre)

Prof. Dr. Romeu Paulo Martins Silva (Universidade Federal de Goiás)

Prof. Dr. Renato Abreu Lima (Universidade Federal do Amazonas)

Prof. Dr. Renato André Zan (Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia de Rondônia)

Prof. Dr. Rodrigo de Jesus Silva (Universidade Federal Rural da Amazônia)

## Ficha Catalográfica

### Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

A886

Atualidades em medicina tropical na América do Sul : vetores / Jader de Oliveira ... [et al] (org.). – Rio Branco : Stricto Sensus, 2021.  
345 p. : il.

ISBN: 978-65-86283-58-7

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587

1. Medicina. 2. Tropical. 3. Vetores. I. Oliveira, Jader de. II. Alevi, Kaio Cesar Chaboli. III. Camargo, Luís Marcelo Aranha. IV. Meneguetti, Dionatas Ulises de Oliveira. V. Título.

CDD 22. ed. 616.9918

**Bibliotecária Responsável:** Tábata Nunes Tavares Bonin / CRB 11-935

O conteúdo dos capítulos do presente livro, correções e confiabilidade são de responsabilidade exclusiva dos autores.

É permitido o download deste livro e o compartilhamento do mesmo, desde que sejam atribuídos créditos aos autores e a editora, não sendo permitido à alteração em nenhuma forma ou utilizá-la para fins comerciais.

[www.sseditora.com.br](http://www.sseditora.com.br)

## APRESENTAÇÃO

A Medicina Tropical é o ramo da medicina que compreende as doenças infecciosas e parasitárias. Essas enfermidades apresentam maior incidência nas regiões tropicais, com ênfase para áreas com condições socioeconômicas e medico-sanitárias precárias, uma vez que pauperismo, ausência de saneamento básico, proliferação de agentes etiológicos, alta incidência de vetores e presença de reservatórios naturais são fatores que intensificam essas doenças tropicais.

No contexto da Medicina Tropical, a Entomologia Médica se fundamenta na importância de alguns insetos das ordens Diptera, Hemiptera, Anoplura e Siphonaptera para a Saúde Pública. Diversas espécies dessas ordens são vetores biológicos responsáveis pela transmissão de muitas doenças, a saber, dengue, chikungunya, zika, febre amarela, malária, filariose linfática, leishmaniose, doença de Chagas, doença do sono, oncocercose e peste bubônica.

Considerando que o controle dos insetos vetores é a principal alternativa para minimizar a incidência de doenças transmitidas por vetores em humanos e animais, uma melhor compreensão dos aspectos biológicos, comportamentais, entomoepidemiológicos, sistemáticos, taxonômicos e evolutivos desses invertebrados pode apoiar estratégias mais eficazes de manejo e controle para mitigar a morbimortalidade das doenças infecciosas e parasitárias.

Com o intuito de contribuir com o conhecimento técnico-científico das doenças transmitidas por vetores, a obra “Atualidades em Medicina Tropical na América do Sul: Vetores” apresenta 18 capítulos redigidos por especialistas que, em geral, abordam questões relacionadas à taxonomia, sistemática, genética, entomoepidemiologia e evolução dos triatomíneos (vetores da doença de Chagas); à biologia, entomoepidemiologia e taxonomia dos culicídeos (vetores de arboviroses); e, por fim, à entomoepidemiologia dos flebotomíneos (vetores das leishmanioses).

Desejo-vos uma profícua leitura.

Prof. Dr. Kaio Cesar Chaboli Alevi

## SUMÁRIO

### **CAPÍTULO. 1.....11**

**CYTOKEY: CHAVES DICOTÔMICAS DESENVOLVIDAS PARA IDENTIFICAR OS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS, A PARTIR DE DADOS CITOGENÉTICOS**

Emercio Felisberto Nhapulo (Universidade de São Paulo)

Denis Vinícius de Mello (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Yago Visinho dos Reis (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Kaio Cesar Chaboli Alevi (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.01

### **CAPÍTULO. 2.....20**

**EGGKEYS: CHAVES DE IDENTIFICAÇÃO PARA OS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS DESENVOLVIDAS A PARTIR DAS CARACTERÍSTICAS DOS OVOS**

Paulo Sergio de Sousa (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Jader de Oliveira (Universidade de São Paulo)

Cleber Galvão (Instituto Oswaldo Cruz)

Dayse da Silva Rocha (Instituto Oswaldo Cruz)

Amanda Ravazi (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Kaio Cesar Chaboli Alevi (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.02

### **CAPÍTULO. 3.....38**

**TAXONOMIA INTEGRADA APLICADA AO SUBCOMPLEXO *Triatoma rubrovaria* NO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL, BRASIL**

Carolina Dale (Fundação Oswaldo Cruz)

Silvia A. Justi (Smithsonian Institution National Museum of Natural History)

Dayse Rocha (Fundação Oswaldo Cruz)

Marina Vianna Braga (Fundação Oswaldo Cruz)

Cleber Galvão (Fundação Oswaldo Cruz)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.03

**CAPÍTULO. 4.....70**

REVISÃO CARIOTÍPICA DOS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS

Yago Visinho dos Reis (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Kaio Cesar Chaboli Alevi (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.04

**CAPÍTULO. 5.....80**

GUIA DE IDENTIFICAÇÃO DE TRIATOMÍNEOS DO ESTADO DE SERGIPE (VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS)

Felipe Mendes Fontes (Universidade Tiradentes)

Jader de Oliveira (Universidade de São Paulo)

David Campos Andrade (Universidade Tiradentes)

João Aristeu da Rosa (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Rubens Riscala Madi (Universidade Tiradentes)

Claudia Moura de Melo (Universidade Tiradentes)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.05

**CAPÍTULO. 6.....109**

RESGATANDO DADOS SOBRE HIBRIDAÇÃO ENTRE OS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS DO SUBCOMPLEXO *PHYLLOSOMA*

Natália Regina Cesaretto (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Amanda Ravazi (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Kaio Cesar Chaboli Alevi (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.06

**CAPÍTULO. 7.....120**

CENÁRIOS ENTOMOLÓGICOS DE TRIATOMÍNEOS EM ÁREA URBANA NO ESTADO DE SÃO PAULO, BRASIL

Rubens Antonio da Silva (Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo)

Fernanda Santos Silva (Faculdades Metropolitanas Unidas)

Vera Aparecida Oliveira Estevão (Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo)

Aginaldo Nepomuceno Duarte (Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo)

Lucimar Cristina do Nascimento (Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo)

Rosemari Suto (Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.07

**CAPÍTULO. 8.....135**

**ENTOMOEPIDEMIOLOGIA DA DOENÇA DE CHAGAS NA REGIÃO SUL DO BRASIL:  
COLETAS DE TRIATOMINAE EM SETE MUNICÍPIOS DO RIO GRANDE DO SUL**

Vinícius Fernandes de Paiva (Universidade Estadual de Campinas)

Tiago Belintani (Universidade Estadual de Campinas)

Jader de Oliveira (Universidade de São Paulo)

Lucas Abrantes da Silva (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Fernanda de Mello (Centro Estadual de Vigilância em Saúde)

Mário de Oliveira Brito (Centro Estadual de Vigilância em Saúde)

Cleonara Bedin (Centro Estadual de Vigilância em Saúde)

João Aristeu da Rosa (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.08

**CAPÍTULO. 9.....146**

***Trypanosoma cruzi* | ISOLADO DE *Triatoma sordida* (HEMIPTERA, TRIATOMINAE). COMO  
MENSURAR O RISCO?**

Simone Caldas Teves (Instituto Oswaldo Cruz)

Teresa Cristina Monte Gonçalves (Instituto Oswaldo Cruz)

Helena Keiko Toma (Universidade Federal do Rio de Janeiro)

Jacenir Reis dos Santos Mallet (Instituto Oswaldo Cruz)

Leandro Borges Ramos (Instituto Oswaldo Cruz)

Bruna Lucia Nascimento de Oliveira (Instituto Oswaldo Cruz)

Ana Laura Carbajal-de-la-Fuente (Universidade Iguazu)

Iza Sampaio de Oliveira Alencar (Secretaria de Saúde do Estado do Tocantins)

Catarina Macedo Lopes (Instituto Oswaldo Cruz)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.09



**CAPÍTULO. 10.....164**

**OCORRÊNCIA DE TRIATOMÍNEOS E A POSITIVIDADE PARA TRIPANOSOMATÍDEOS EM RESIDÊNCIAS NO MUNICÍPIO DE RIO BRANCO, ACRE, AMAZÔNIA OCIDENTAL, BRASIL**

Mariane Albuquerque Lima Ribeiro (Universidade Federal do Acre)

Gabriela Vieira de Souza Castro (Universidade Federal do Acre)

Sergio Luiz Prolo Júnior (Universidade Federal do Acre)

Janis Lunier de Souza (Secretaria Municipal de Saúde de Rio Branco)

Márcia Moreira de Ávila (Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Acre)

Marcos Francisco Lima de Araújo (Secretaria Municipal de Saúde de Rio Branco)

Reginaldo da Silva Amaral (Secretaria Municipal de Saúde de Rio Branco)

João Aristeu da Rosa (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Luis Marcelo Aranha Camargo (Universidade de São Paulo)

Dionatas Ulises de Oliveira Meneguetti (Universidade Federal do Acre)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.10

**CAPÍTULO. 11.....183**

**IMPORTÂNCIA DA EDUCAÇÃO FORMAL E INFORMAL PARA A PROFILAXIA DE DOENÇAS NEGLIGENCIADAS TRANSMITIDAS POR VETORES: O CASO DA DOENÇA DE CHAGAS**

Everton Rodrigues Clovis (Universidade de São Paulo)

Daniel Cesaretto Cristal (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Giulia Montanari (Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”)

Kaio Cesar Chaboli Alevi (Universidade de São Paulo)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.11

**CAPÍTULO. 12.....197**

**ATUALIZAÇÃO NOS MÉTODOS PARA IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES DE CULICÍDEOS**

Vera Lucia Fonseca de Camargo-Neves (Superintendência de Controle de Endemias)

Eduardo Sterlino Bergo (Superintendência de Controle de Endemias)

Lilian de Oliveira Guimarães (Superintendência de Controle de Endemias)

Gabriella Ricomini Caetano Clemente (Universidade de São Paulo)

Vinício Rodrigues de Lima (Universidade de São Paulo)

Karin Kirchgatter (Universidade de São Paulo)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.12

**CAPÍTULO. 13.....229**

**ESTRATÉGIAS PARA ALIMENTAÇÃO SANGUÍNEA DE MOSQUITOS VETORES (DIPTERA: CULICIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO**

Pedro Henrique Herculano (Universidade de São Paulo)

Juliana Telles-de-Deus (Superintendência de Controle de Endemias)

Tamara Nunes Lima-Camara (Universidade de São Paulo)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.13

**CAPÍTULO. 14.....246**

**RESISTÊNCIA QUÍMICA E METABÓLICA EM *Aedes aegypti*: RESPOSTAS MOLECULARES ASSOCIADAS AO SUCESSO ADAPTATIVO DE UM VETOR DE IMPORTÂNCIA MÉDICA**

Ilana Luize Rocha Santana (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

Mara Rúbia Santos e Silva (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

Laiane Medeiros de Lima (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

Elisama Ferreira de Souza (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

Fagne Vasco Sardeiro (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

Bianca Frazon Nogueira Santos (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

Larissa Paola Rodrigues Venancio (Universidade Federal do Oeste da Bahia)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.14

**CAPÍTULO. 15.....266**

**LEISHMANIASIS EN PANDO-BOLIVIA - FRONTERA CON BRASIL Y PERÚ**

Zoraida Aymara Mollinedo (Universidad Autónoma del Beni)

Pavel Elvin Mollinedo (Instituto de Salud y Medio Ambiente)

Javier Noto (Departamental del Programa de Control de Leishmaniasis)

Pavel Sergio Mollinedo (Escuela Nacional de Salud)

Wilson J. Girona (Sociedad Boliviana de Entomología)

Juan Sergio Mollinedo (Instituto de Salud y Medio Ambiente)

Oscar Daniel Salomón (Instituto Nacional de Medicina Tropical)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.15

**CAPÍTULO. 16.....286**

**LEISHMANIOSE TEGUMENTAR AMERICANA: UMA ABORDAGEM SOBRE O GÊNERO**

Amabily Janoca de Oliveira (Universidade Federal do Acre)

Augusto de Campos Mello (Universidade Federal do Acre)

Jefté Teixeira da Silva (Universidade Federal do Acre)

Cristiane de Oliveira Cardoso (Universidade Federal de Catalão)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.16

**CAPÍTULO. 17.....301**

**LEISHMANIOSE TEGUMENTAR NO BRASIL: IDENTIFICAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DE *Leishmania (Leishmania) major*-like**

Larissa Procópio Carvalho (Universidade Federal de Minas Gerais)

Soraia de Oliveira Silva (Universidade Federal de Minas Gerais)

Ramon Vieira Nunes (Universidade Federal de Minas Gerais)

Maria Norma Melo (Universidade Federal de Minas Gerais)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.17

**CAPÍTULO. 18.....320**

**ALTERAÇÕES AMBIENTAIS E ARTRÓPODES VETORES: UMA PERSPECTIVA ECOSSOCIAL**

Wellington Junior da Silva (Universidade Federal do Rio Grande do Sul)

Andrey José de Andrade (Universidade Federal do Paraná)

Tarcísio de Freitas Milagres (Universidade Federal do Rio Grande do Sul)

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587.18

**ORGANIZADORES.....340**

**ÍNDICE REMISSIVO .....342**

## CYTOKEY: CHAVES DICOTÔMICAS DESENVOLVIDAS PARA IDENTIFICAR OS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS, A PARTIR DE DADOS CITOGENÉTICOS

Emercio Felisberto Nhapulo<sup>1</sup>, Denis Vinícius de Mello<sup>2</sup>, Yago Visinho dos Reis<sup>2</sup> e Kaio Cesar Chaboli Alevi<sup>1,2,3</sup>

1. Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo (USP), São Paulo, São Paulo, Brasil;
2. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Instituto de Biotecnologia, Botucatu, São Paulo, Brasil;
3. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara, São Paulo, Brasil.

### RESUMO

Os triatomíneos são insetos hematófagos de grande importância para a saúde pública, pois são considerados como a principal forma de transmissão do agente etiológico da doença de Chagas (DC). A Organização Mundial de Saúde destaca que o controle de vetores é a principal medida para diminuir a incidência da DC. Com base nisso, fica evidente a importância de se conhecer mais sobre os triatomíneos, abordando questões biológicas, ecológicas, comportamentais, genéticas, bem como sistemáticas e taxonômicas. Por 225 anos (1773-1998), a descrição de espécies de vetores da DC foi realizada apenas com dados morfológicos e/ou morfométricos, o que levou ao desenvolvimento de diversas chaves dicotômicas, a partir desses caracteres. Apenas em 2019, chaves alternativas foram propostas, como, por exemplo, as chaves com dados citogenéticos. Considerando que a classificação taxonômica correta desses vetores é imprescindível para os estudos entomoepidemiológicos e, principalmente, que existem fatores, como espécies fenotipicamente similares ou, até mesmo, idênticas (espécies crípticas), que dificultavam a diferenciação de alguns táxons apenas pela morfologia, apresentamos um capítulo que discute, a partir de dados da literatura, questões relacionadas com o desenvolvimento de chaves dicotômicas a partir de dados citogenéticos e, principalmente, realiza uma compilação de todas as chaves presentes na literatura.

**Palavras-chave:** Triatominae, Taxonomia, Citotaxonomia e Novas abordagens.

### ABSTRACT

Triatomines are hematophagous insects of great importance to public health, as they are considered the main form of transmission of the etiological agent of Chagas disease (CD). The World Health Organization highlights that vector control is the main measure to reduce the incidence of CD. Based on this, the importance of knowing more about triatomines is evident, covering biological, ecological, behavioral, genetic, as well as systematic and taxonomic issues. For 225 years (1773-1998), the description of CD vector species was

performed only with morphological and/or morphometric data, which led to the development of several dichotomous keys from these characters. Only in 2019, alternative keys were proposed, such as keys with cytogenetic data. Considering that the correct taxonomic classification of these vectors is essential for entomoepidemiological studies and, mainly, that there are factors, such as phenotypically similar or even identical species (cryptic species), which made it difficult to differentiate some taxa just by morphology, we present a chapter that discusses, from literature data, issues related to the development of dichotomous keys from cytogenetic data and, mainly, performs a compilation of all keys present in the literature. **Keywords:** Triatominae, Taxonomy, Citotaxonomy and New approaches.

## 1. INTRODUÇÃO

Os triatomíneos (Hemiptera, Triatominae) são insetos hematófagos de grande importância para a saúde pública, pois são considerados como a principal forma de transmissão do protozoário *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae), o agente etiológico da doença de Chagas (DC) – doença negligenciada que atinge cerca de oito milhões de pessoas em todo o mundo e resulta em mais de 10 mil mortes por ano (CHAGAS, 1909; WHO 2021).

Esses vetores tem o hábito de defecar/urinar durante (espécies de maior importância epidemiológica) ou após (espécies de menor importância vetorial) o repasto sanguíneo e, caso estejam infectados com o *T. cruzi*, liberam o parasito nas fezes/urina (WHO, 2021). Uma vez que o parasito entra na corrente sanguínea, inicia-se o período de incubação e, em seguida, a fase aguda da doença (geralmente assintomática) (WHO, 2021). Decorrido esse período, inicia-se a fase crônica [que pode ser assintomática ou ocasionar distúrbios cardíacos e/ou gastrointestinais (RASSI JR; RASSI; MARIN-NETO, 2010).

A Organização Mundial de Saúde (OMS) destaca que o controle de vetores é a principal medida para diminuir a incidência da DC (WHO, 2021). Com base nisso, fica evidente a importância de se conhecer mais sobre os triatomíneos, abordando questões biológicas (CATALÁ; NOIREAU; DUJARDIN, 2017), ecológicas (GALVÃO; JUSTI, 2015), comportamentais (LAZZARI; LORENZO, 2009), genéticas (GOURBIÈRE et al., 2012), bem como sistemáticas e taxonômicas (GALVÃO, 2020).

A taxonomia de Triatominae foi iniciada em 1773, com a descrição de *Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773) (como *Cimex rubro-fasciatus*) (DE GEER, 1773). Por 225 anos (1773-1998), a descrição de espécies de vetores da DC foi realizada apenas com dados morfológicos e/ou morfométricos (FRIAS; HENRY; GONZÁLEZ, 1998). Com base nisso,

diversos pesquisadores desenvolveram chaves dicotômicas para a correta identificação desses insetos, a partir desses caracteres (LENT; WYGODZINSKY, 1979; GALVÃO, 2014). Apenas em 2019, chaves alternativas foram propostas, como, por exemplo, as chaves com dados citogenéticos (BORSATTO et al., 2019; BORSATTO; AZEREDO-OLIVEIRA; ALEVI, 2019).

Considerando que a classificação taxonômica correta desses vetores é imprescindível para os estudos entomoepidemiológicos (uma vez que permite que os programas de controle de vetores diferenciem as espécies de importância primária e secundária para a transmissão da DC) (BORSATTO et al., 2019), apresentamos um capítulo que discute, a partir de dados da literatura, questões relacionadas com o desenvolvimento de chaves dicotômicas a partir de dados citogenéticos e, principalmente, realiza uma compilação de todas as chaves presentes na literatura.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1. CHAVES DICOTÔMICAS A PARTIR DE DADOS CITOGENÉTICOS

As primeiras chaves dicotômicas desenvolvidas a partir de dados citogenéticos foram idealizadas por Borsatto, Azeredo-Oliveira e Alevi (2019). Para a proposta das chaves alternativas, os autores ressaltaram que, embora a taxonomia dos triatomíneos fosse embasada principalmente em caracteres morfológicos, existiam fatores, como espécies fenotipicamente similares ou, até mesmo, idênticas (espécies crípticas), que dificultavam a diferenciação de alguns táxons apenas pela morfologia (GALVÃO, 2014). Com base no exposto, Borsatto, Azeredo-Oliveira e Alevi (2019) propuseram cinco chaves de identificação para cinco estados brasileiros, a saber, Alagoas, Amapá, Ceara, Roraima e Santa Catarina.

Para o desenvolvimento das chaves, Borsatto, Azeredo-Oliveira e Alevi (2019) utilizaram diferentes caracteres citogenéticos, como cariótipo, padrão de heterocromatina constitutivas e localização de sondas de DNA r 45S. Diante das divergências cromossômicas observadas entre as espécies notificadas em cada um dos cinco estados do Brasil, foi possível desenvolver uma chave para cada estado. Esses caracteres estabelecidos mostram-se de grande importância taxonômica, pois, em geral, são espécie-específicos (PANZERA et al., 2010; PITA et al., 2016). No entanto, vale ressaltar que só é possível

desenvolver/utilizar esse tipo de chave se estudos citogenéticos forem/tiverem sido realizados [e, até o momento, existem mais de 50 espécies de triatomíneos que não foram estudadas citogeneticamente (PANZERA et al., 2021).

Combinando os caracteres citogenéticos estabelecidos acima com o comportamento meiótico dos cromossomos dos triatomíneos, Borsatto et al. (2019) desenvolveram uma chave para os vetores da DC notificados no estado de São Paulo e, mais recentemente, Oliveira, Rosa e Alevi (2021) desenvolveram uma chave para os triatomíneos do Espírito Santo. Borsatto, Azeredo-Oliveira e Alevi (2019) discutem que essas chaves alternativas são importantes porque a correta classificação dos triatomíneos auxilia no direcionamento das atividades dos programas de controle de vetores do Brasil e enfatizam a necessidade de ampliar os estudos citogenéticos na subfamília Triatominae para que chaves possam ser desenvolvidas para todos os estados brasileiros.

Recentemente, Gonzalez-Britez et al. (2021) desenvolveram uma chave para os triatomíneos notificados no Paraguai, a partir de dados citogenéticos. Para o desenvolvimento da chave, os autores combinaram os caracteres citogenéticos já utilizados nas chaves dos estados brasileiros (BORSATTO et al., 2019; BORSATTO; AZEREDO-OLIVEIRA; ALEVI, 2019; OLIVEIRA; ROSA; ALEVI, 2021) com a distribuição da riqueza de AT e CG nos cromossomos das espécies (que pode ser observada pela técnica de bandamento CMA<sub>3</sub>/DAPI). Diferente do Brasil que, atualmente, apresenta 66 espécies de triatomíneos notificadas (COSTA et al., 2021), o Paraguai apresenta apenas 10 espécies (sendo nove já estudadas citogeneticamente) (GONZALEZ-BRITEZ et al., 2021). Diante disso, fica evidente a importância das chaves alternativas e, principalmente, a possibilidade de desenvolvê-las para diversos países da América Latina, desde que se conheçam as características citogenéticas dos triatomíneos.

## 2.2. COMPILAÇÃO DAS CHAVES DICOTÔMICAS DESENVOLVIDAS A PARTIR DE DADOS CITOGENÉTICOS

### 2.2.1. Chaves dicotômicas desenvolvidas por Borsatto, Azeredo-Oliveira e Alevi (2019)

#### 2.2.1.1. Alagoas, Brasil

- |  |                         |
|--|-------------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 21$ cromossomos ( $18A + X_1X_2Y$ ) | <i>P. megistus</i>      |
| 2. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ ) | <i>T. tibiamaculata</i> |

- |   |                          |
|---|--------------------------|
| 3. Cariótipo com $2n = 24$ cromossomos ( $20A + X_1X_2X_3Y$ ) | <i>P. lutzi</i>          |
| 4. Cariótipo com $2n = 25$ cromossomos ( $22A + X_1X_2Y$ )    | <i>T. rubrofasciata</i>  |
| 5. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )         | 6                        |
| 6a. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>P. tertius</i>        |
| 6b. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | 7                        |
| 7a. Heterocromatina em 3-4 pares de autossomos                | <i>T. pseudomaculata</i> |
| 7b. Heterocromatina em todos os autossomos                    | <i>T. brasiliensis</i>   |

#### 2.2.1.2. Amapá, Brasil

- |  |                       |
|--|-----------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ ) | <i>P. geniculatus</i> |
| 2. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )      | 3                     |
| 3a. Sonda de DNAr 45S localizada no cromossomo X           | <i>R. robustus</i>    |
| 3b. Sonda de DNAr 45S localizada nos cromossomos X e Y     | <i>R. pictipes</i>    |

#### 2.2.1.3. Ceará, Brasil

- |   |                          |
|---|--------------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 21$ cromossomos ( $18A + X_1X_2Y$ )    | <i>P. megistus</i>       |
| 2. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ )    | <i>P. geniculatus</i>    |
| 3. Cariótipo com $2n = 24$ cromossomos ( $20A + X_1X_2X_3Y$ ) | <i>P. lutzi</i>          |
| 4. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )         | 5                        |
| 5a. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>P. tertius</i>        |
| 5b. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | 6                        |
| 6a. Sonda de DNAr 45S localizada no cromossomo sexual X       | <i>R. nasutus</i>        |
| 6b. Sonda de DNAr 45S localizada em autossomos                | 7                        |
| 7a. Heterocromatina em 3-4 pares de autossomos                | <i>T. pseudomaculata</i> |
| 7b. Heterocromatina em todos os autossomos                    | <i>T. brasiliensis</i>   |

#### 2.2.1.4. Roraima, Brasil

- |   |                       |
|---|-----------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ )    | <i>P. geniculatus</i> |
| 2. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )         | 3                     |
| 3a. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>T. maculata</i>    |



- |   |                    |
|---|--------------------|
| 3b. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | 4                  |
| 4a. Sonda de DNAr 45S localizada no cromossomo X              | <i>R. robustus</i> |
| 4b. Sonda de DNAr 45S localizada nos cromossomos X e Y        | <i>R. pictipes</i> |

#### 2.2.1.5. Santa Catarina, Brasil

- |   |                         |
|---|-------------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 21$ cromossomos ( $18A + X_1X_2Y$ )    | <i>P. megistus</i>      |
| 2. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ )    | <i>T. tibiamaculata</i> |
| 3. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )         | 4                       |
| 4a. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>R. domesticus</i>    |
| 4b. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>T. sordida</i>       |

### 2.2.2. Chave dicotômica desenvolvida por Borsatto et al. (2019)

#### 2.2.2.1. São Paulo, Brasil

- |   |                         |
|---|-------------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 21$ cromossomos ( $18A + X_1X_2Y$ )    | <i>P. megistus</i>      |
| 2. Cariótipo com $2n = 25$ cromossomos ( $22A + X_1X_2Y$ )    | <i>T. rubrofasciata</i> |
| 3. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ )    | 4                       |
| 4a. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>T. tibiamaculata</i> |
| 4b. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>P. geniculatus</i>   |
| 5. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )         | 6                       |
| 6a. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | 7                       |
| 6b. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | 8                       |
| 7a. Heterocromatina em 3-4 pares de autossomos                | <i>T. infestans</i>     |
| 7b. Heterocromatina em todos os autossomos                    | <i>T. sordida</i>       |
| 8a. Cromocentro formado por três corpúsculos heterocromáticos | 9                       |
| 8b. Cromocentro formado por apenas um corpúsculo              | 10                      |
| 9a. Ausência de heterocromatina em todos os autossomos        | <i>R. neglectus</i>     |
| 9b. Presença de heterocromatina em alguns autossomos          | <i>R. domesticus</i>    |
| 10a. Sonda de DNAr 45S localizada nos autossomos              | <i>T. wygodzinskyi</i>  |
| 10b. Sonda de DNAr 45S localizada nos cromossomos X e Y       | <i>P. tertius</i>       |

### 2.2.3. Chave dicotômica desenvolvida por Oliveira, Rosa e Alevi (2021)

#### 2.2.3.1. Espírito Santo, Brasil

- |   |                         |
|---|-------------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 21$ cromossomos ( $18A + X_1X_2Y$ )    | <i>P. megistus</i>      |
| 2. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )         | 3                       |
| 3a. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>C. pilosa</i>        |
| 3b. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | 4                       |
| 4a. Heterocromatina em 3-4 grandes pares de autossomos        | <i>T. infestans</i>     |
| 4b. Presença de heterocromatina em alguns autossomos          | <i>R. domesticus</i>    |
| 5. Cariótipo com $2n = 23$ cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ )    | 6                       |
| 6a. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>P. geniculatus</i>   |
| 6b. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo | <i>T. tibiamaculata</i> |
| 7. Cariótipo com $2n = 24$ cromossomos ( $20A + X_1X_2X_3Y$ ) | <i>T. vitticeps</i>     |

### 2.2.4. Chave dicotômica desenvolvida por Gonzalez-Britez et al. (2021)

#### 2.2.4.1. Paraguai

- |  |                     |
|--|---------------------|
| 1. Cariótipo com $2n = 21$ cromossomos ( $18A + X_1X_2Y$ )             | <i>P. megistus</i>  |
| 2. Cariótipo com $2n = 22$ cromossomos ( $20A + XY$ )                  | 3                   |
| 3a. Prófase sem blocos de heterocromatina dispersos no núcleo          | 4                   |
| 3b. Prófase com blocos de heterocromatina dispersos no núcleo          | 6                   |
| 4a. Sonda de DNAr 45S localizada nos cromossomos X e Y                 | <i>P. coreodes</i>  |
| 4b. Sonda de DNAr 45S localizada em um par de autossomos               | 5                   |
| 5a. Um par de autossomos com bloco CMA <sub>3</sub> em uma extremidade | <i>T. guazu</i>     |
| 5b. Sem blocos CMA <sub>3</sub> nos autossomos                         | <i>T. guasayana</i> |
| 6a. Heterocromatina em 3-4 grandes pares de autossomos                 | 7                   |
| 6b. Presença de heterocromatina em alguns autossomos                   | 8                   |
| 7a. Cromossomo sexual X com heterocromatina                            | <i>T. infestans</i> |
| 7b. Cromossomo sexual X sem heterocromatina                            | <i>T. platensis</i> |
| 8a. Sonda de DNAr 45S localizada no cromossomo X                       | <i>T. sordida</i>   |

- 8b. Sonda de DNAr 45S em um grande par de autossomos e no X *T. delpontei*  
9. Cariótipo com  $2n = 23$  cromossomos ( $20A + X_1X_2Y$ ) *P. geniculatus*

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A partir dos dados apresentados, fica evidente a importância das chaves com dados citogenéticos como alternativa para a correta identificação dos vetores da DC. Além disso, ressalta-se a importância de novos estudos citogenéticos nos triatomíneos para que novas chaves possam ser desenvolvidas para os outros estados brasileiros e, sobretudo, para os outros países da América Latina.

### 4. REFERÊNCIAS

- BORSATTO, K.C.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ALEVI, K.C.C. Identification Key for the Chagas Disease Vectors of Five Brazilian States, Based on Cytogenetic Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 100, p. 303-305, 2019.
- BORSATTO, K.C.; REIS, Y.V.; GARCIA, A.C.C.; SOUSA, P.S.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ALEVI, K.C.C. CytoKey: Identification Key for the Chagas Disease Vectors of the Largest Brazilian Urban Center (São Paulo State), Based on Cytogenetic Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 101, p. 113-115, 2019.
- CATALÁ, S.S.; NOIREAU, F.; DUJARDIN, J.P. **Biology of triatominae**. In: TELLERIA, J.; TIBAYRENC, M. American trypanosomiasis Chagas disease. One hundred years of research. Elsevier, Amsterdam, 2017.
- CHAGAS, C. Nova tripanozomíase humana: estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo do *Schizotrypanum cruzi* n. gen., n. sp., agente etiológico de nova entidade morbida do homem. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 1, p. 159–218, 1909.
- COSTA, J.; DALE, C.; GALVÃO, C.; ALMEIDA, C.E.; DUJARDIN, J.P. Do the new triatomine species pose new challenges or strategies for monitoring Chagas disease? An overview from 1979-2021. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 116, p. e210015, 2021.
- DE GEER, C. **Mémoires pour servir à l’histoire des insectes**. Stockholm, 1773.
- FRIAS, D.A.; HENRY A.A.; GONZÁLES, C.R. *Mepraia gajardoi*: a new species of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) from Chile and its comparison with *Mepraia spinolai*. **Rev Chil Hist.Nat**, v. 71, p. 177–188, 1998.
- GALVÃO, C. **Taxonomia dos vetores da doença de Chagas da forma à molécula, quase três séculos de história**. In: OLIVEIRA, J., ALEVI, K.C.C., CAMARGO, L.M.A.,

MENEGUETTI, D.U.O. Atualidades em medicina tropical no Brasil: vetores. Strictu Sensu Editora, 9-37, 2020.

GALVÃO, C. **Vetores da doença de Chagas no Brasil**. Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GALVÃO, C.; JUSTI, S.A. An overview on the ecology of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae). **Acta Trop**, v. 151, p. 116–125, 2015.

GONZALEZ-BRITZ, N.E.G.; ALEVI, K.C.C.; CARIS-GARCIA, A.C.; MARTÍNEZ-PURROY, C.E.; GALVÃO, C.; CARRASCO, H.J. Chagas disease vectors of Paraguay: entomoepidemiological aspects of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) and development of an identification key for Paraguayan triatomines based on cytogenetics data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 105, p. 130–133, 2021.

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

LAZZARI, C.R.; LORENZO, M.G. Exploiting triatomine behaviour: alternative perspectives for their control. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 104, p. 65–70, 2009.

LENT, H.; WYGODZINSKY, P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas' disease. **Bull Am Mus Nat Hist**, v. 163, p. 123–520, 1979.

OLIVEIRA, J.; ROSA, J.A.; ALEVI, K.C.C. Chagas Disease Vectors of Espírito Santo, Brazil: First Report of *Triatoma infestans* (Klug, 1834) (Hemiptera, Triatominae) in the Brazilian State and Development of an Identification Key Based on Cytogenetic Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 104, p. 653-655, 2021.

PANZERA, F.; PÉREZ, R.; PAZNERA, Y.; FERRANDIS, I.; FERREIRO, M.J.; CALLEROS, L. Cytogenetics and Genome Evolution in the Subfamily Triatominae (Hemiptera, Reduviidae). **Cytogen Gen Res**, v. 128, p. 77–87, 2010.

PITA, S.; LORITE, P.; NATTERO, J.; GALVÃO, C.; ALEVI, K.C.C.; TEVES, S.C.; et al. New arrangements on several species subcomplexes of *Triatoma* genus based on the chromosomal position of ribosomal genes (Hemiptera - Triatominae). **Infect Genet Evol**, v. 43, p. 225-231, 2016.

RASSI JR, A.R.; RASSI, A.; MARIN-NETO, J.A. Chagas disease. **Lancet**, v. 375, p. 1388–1402, 2010.

WHO. **Chagas disease**. Disponível em < [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso 30/07/2021.

## EGGKEYS: CHAVES DE IDENTIFICAÇÃO PARA OS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS DESENVOLVIDAS A PARTIR DAS CARACTERÍSTICAS DOS OVOS

Paulo Sergio de Sousa<sup>1</sup>, Jader de Oliveira<sup>2</sup>, Cleber Galvão<sup>3</sup>, Dayse da Silva Rocha<sup>3</sup>, Amanda Ravazi<sup>1</sup> e Kaio Cesar Chaboli Alevi<sup>1,2</sup>

1. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Instituto de Biociências, Botucatu, São Paulo, Brasil;
2. Universidade de São Paulo (USP), Faculdade de Saúde Pública, São Paulo, São Paulo, Brasil;
3. Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil.

### RESUMO

A doença de Chagas (DC) é uma doença endêmica da América Latina que mata, todos os anos, mais latino-americanos do que qualquer outra doença parasitária. A principal forma de transmissão do agente etiológico da DC (*Trypanosoma cruzi*) para seres humanos e outros mamíferos ocorre pelos triatomíneos. Atividades de investigações ecoepidemiológicas, bem como planejamentos e monitoramentos de intervenções de controle de vetores, dependem de identificações taxonômicas precisas. Entre os diversos estudos morfológicos que contribuíram para a taxonomia desses vetores, a caracterização dos ovos merece destaque, pois permitiu que diversas chaves de identificação fossem construídas. Diante do exposto, revisamos a literatura e agrupamos todas as chaves dicotômicas que utilizaram caracteres relacionados aos ovos dos triatomíneos.

**Palavras-chave:** Triatomíneos, Taxonomia e Morfologia.

### ABSTRACT

Chagas disease (CD) is an endemic disease in Latin America that kills, every year, more Latin Americans than any other parasitic disease. The main form of transmission of the etiological agent of CD to humans and other mammals (which function as natural reservoirs) occurs by triatomines. Ecoepidemiological investigation activities, as well as planning and monitoring of vector control interventions, depend on accurate taxonomic identifications. Among the various morphological studies that contributed to the taxonomy of these vectors, the characterization of eggs deserves to be highlighted, as it allowed several identification keys to be created. Given the above, we reviewed the literature and grouped all the dichotomous keys that used characters related to triatomine eggs.

**Keywords:** Triatomines, Taxonomy and Morphology.

## 1. INTRODUÇÃO

A doença de Chagas (DC) é uma doença endêmica da América Latina que mata, todos os anos, mais latino-americanos do que qualquer outra doença parasitária (DNDi, 2021). Essa enfermidade, causada pelo *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae), é considerada uma doença negligenciada pela Organização Mundial da Saúde (OMS) (DNDi, 2021; WHO, 2021). Atualmente, existem cerca de oito milhões de pessoas infectadas e estima-se que 70 milhões estejam em risco de contrair a doença (DNDi, 2021; WHO, 2021).

Menos de 10% das pessoas que vivem com DC nas Américas são diagnosticadas, e somente cerca de 1% dessas recebe tratamento antiparasitário com Benznidazol ou Nifurtimox (DNDi, 2021; WHO, 2021). Esses fármacos, embora descobertos há meio século, são eficazes, principalmente, na fase aguda da doença, o que dificulta o tratamento terapêutico, pois a maioria das pessoas não apresenta sintomas nessa fase (DNDi, 2021).

A principal forma de transmissão do agente etiológico da DC para seres humanos e outros mamíferos (que funcionam como reservatórios naturais) ocorre pelos triatomíneos (DNDi, 2021; WHO, 2021), o que levou a OMS a ressaltar que o controle de vetores é a principal medida para diminuir a incidência da doença (WHO, 2021). Esses insetos hematófagos tem o hábito de defecar/urinar durante ou após o repasto sanguíneo e, caso estejam infectados com o *T. cruzi*, liberam o parasito nas fezes/urina (WHO, 2021).

Atualmente, a subfamília Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) é composta de 157 espécies, sendo todas consideradas como potenciais vetoras da DC (ALEVI et al., 2020; DALE; JUSTI; GALVÃO, 2021; ZHAO; GALVÃO; CAI, 2021). Abad-Franch e Monteiro (2005) destacam a necessidade da correta identificação desses vetores, uma vez que atividades de investigações ecoepidemiológicas, bem como planejamentos e monitoramentos de intervenções de controle, dependem de identificações taxonômicas precisas.

Entre os diversos estudos morfológicos que contribuíram para a taxonomia desses vetores, a caracterização dos ovos merece destaque, pois permitiu que diversas chaves de identificação fossem desenvolvidas (USINGER, 1944; ABALOS; WYGODZINSKY, 1951; CARCAVALLO; TONN, 1976; BARATA, 1981; ROCHA et al., 2009; SANTOS, 2009). Diante do exposto, revisamos a literatura e agrupamos todas as chaves dicotômicas que utilizaram caracteres relacionados aos ovos dos triatomíneos.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1. BREVE HISTÓRICO DO ESTUDO TAXONÔMICO DOS OVOS DE TRIATOMINAE

Os triatomíneos são insetos hematófagos que apresentam desenvolvimento hemimetábolo, cujo ciclo de vida, de ovo um adulto, passa por cinco estádios ninfais (LAZZARI, 2014). Os ovos desses vetores apresentam diversas estruturas, como achatamento lateral, borda corial da casca, borda opercular, colo, opérculo, chanfradura longitudinal, pescoço, colarinho, goteira espermática, orifício externo das micrópilas e das aerópilas, faixa de vedação, linha de eclosão, linhas limitantes, cório, endocório e exocório (BARATA et al., 1981), sendo muitas dessas características utilizadas em estudos taxonômicos (USINGER, 1944; ABALOS; WYGODZINSKY, 1951; CARCAVALLO; TONN, 1976; BARATA, 1981; ROCHA et al., 2009; SANTOS, 2009).

A primeira menção de características de ovos de triatomíneos na literatura (tamanho e coloração) foi realizada por Brumpt (1913), quando descreveu a biologia de *Rhodnius prolixus* Stål, 1859. No entanto, Pinto (1924), ao analisar a morfologia e a coloração dos ovos de *Triatoma brasiliensis* Neiva, 1911, foi quem demonstrou, pela primeira vez, que essas características do ovo podem auxiliar na diagnose dos triatomíneos. Posteriormente, Galliard (1935) caracterizou tanto os aspectos macroscópicos, como os exocoriais, e demonstrou que a arquitetura da superfície externa também pode ser utilizada para diferenciar espécies de triatomíneos.

Na sequência, Usinger (1944) propôs a primeira chave dicotômica a partir de caracteres morfológicos e morfométricos dos ovos de triatomíneos dos gêneros *Rhodnius* Stål, 1859, *Triatoma* Laporte, 1832 e *Paratriatoma* Barber, 1938. Por sua vez, Abalos e Wygodzinsky (1951) também desenvolveram uma chave dicotômica para triatomíneos (no caso, para as espécies da Argentina) a partir de caracteres dos ovos. No entanto, além dos caracteres utilizados por Usinger (1944), os autores incluíram, pela primeira vez, as estruturas do cório (exocório).

Todas as descobertas listadas acima foram analisadas em Microscópio Estereoscópio (ME) e Microscópio de Luz (ML). Apenas em 1958, a caracterização da superfície dos ovos foi detalhada em Microscópio Eletrônica de Varredura (MEV) (BARTH; MUTH, 1958). Além dos estudos em MEV, esses autores também realizaram, pela primeira vez, estudos histológicos nos ovos dos triatomíneos. A partir dessas análises, Barth e Muth (1958)

sugeriram que a superfície do cório permitiu classificar espécies de triatomíneos do Brasil com importância vetorial, a saber, *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835), *T. infestans* (Klug, 1834), *T. sordida* (Stål, 1859), *T. brasiliensis*, *T. vitticeps* (Stål, 1859), *R. prolixus* e *R. neglectus* Lent, 1954.

Embora os primeiros estudos histológicos nos ovos dos triatomíneos foram realizados por Barth e Muth (1958), foi Barata (1981) quem utilizou, pela primeira vez, esses caracteres (que foram combinados com outras análises em ML) em uma chave dicotômica desenvolvida para a identificação de espécies do gênero *Rhodnius*. Além disso, Barata (1981) também desenvolveu uma chave para *Rhodnius* spp. utilizando apenas caracteres do exocório observados em MEV. Somente após 50 anos dos estudos de Barth e Muth (1958), Páez-Colasante e Aldana (2008) aplicaram, pela primeira vez, a morfometria geométrica no estudo dos ovos de Triatominae.

## 2.2. CHAVES DICOTÔMICAS DESENVOLVIDAS A PARTIR DO ESTUDO DOS OVOS

### 2.2.1. Chave desenvolvida por Usinger (1944)

2.2.1.1. Chave desenvolvida por Usinger (1944) para classificação de 12 espécies do gênero *Triatoma*, *Rhodnius* e *Paratriatoma*

1. Ovo com colar curto, mas nitidamente contraído; cada reticulação corial com uma abertura mediana em uma pequena cavidade.....***R. prolixus***  
 Gradualidade do ovo arredondado ou afilando até a borda do opérculo, não agudamente contraído em um colar; reticulações coriais sem cavidades.....**2**
2. Ovos ovais, com a largura quase atingindo o tamanho do comprimento; cório bastante fino e transparente, com superfície plana e brilhante, sem espinhos ou outras características especiais.....**3**  
 Ovos alongados-ovalados, com a largura menor ou com metade do tamanho do comprimento; cório variável.....**5**
3. Ovos com a largura um pouco maior que o comprimento.....***T. rubida***  
 Ovos com a largura representando dois terços do comprimento.....**4**



4. Tamanho grande, mais de 2 mm de comprimento.....***T. phyllosoma* e *T. recurva***  
 Tamanho pequeno, menos de 2 mm de comprimento.....***T. dimidiata*, *T. gerstaeckeri* e *T. sanguisuga***
5. Superfície brilhante; reticulação do córion bastante plana, sem espinhos.....***T. protracta* (ovo liso) e *T. barberi***  
 Superfície opaca, com reticulações convexas.....**6**
6. Reticulações coriais com espinhos curtos nos ângulos.....***T. protracta* (ovo áspero)**  
 Reticulações coriais sem espinhos.....**7**
7. Ovos com, aproximadamente, o dobro do comprimento; reticulações coriais pequenas, fortemente convexas, em forma de cúpula; opérculo com pequenas reticulações em forma de cúpula.....***T. leticularia***  
 Ovos com o dobro do comprimento; reticulações coriais maiores e moderadamente elevadas; opérculo com elevações maiores em forma de tubérculo.....***P. hirsuta***

## 2.2.2. Chave desenvolvida por Abalos e Wygodzinsky (1951)

2.2.2.1. Chave desenvolvida por Abalos e Wygodzinsky (1951) para classificação de espécies de triatomíneos da Argentina

1. Cório e opérculo sem células, apenas com pequenas perfurações; corpo principal do ovo com constrição subapical; opérculo quase plano.....***P. coreodes***  
 Cório e opérculo com estrutura celular; corpo principal do ovo sem constrição subapical; opérculo mais convexo.....**2**
2. Interior das células do cório sem qualquer estrutura particular.....**3**  
 Interior das células do cório com pontilhado, espinhos ou uma cavidade central longe dos limites da célula.....**7**
3. Limites das células do cório muito delicados; opérculo sem espinhos.....**4**  
 Limites das células do cório mais espessos; opérculo com espinhos.....**6**

4. Limites das células do opérculo de largura uniforme.....5  
 Limites das células do opérculo um pouco mais espessos em suas interseções.....***P. megistus***
5. Limites das células do opérculo muito delicados.....***T. eratyrisiformis***  
 Limites das células do opérculo um pouco mais fortes.....***T. rubrofasciata***
6. Opérculo com cavidades centrais conspícuas; células do opérculo uniformes.....***T. platensis***  
 Opérculo sem cavidades centrais conspícuas; opérculo com células simples e outras globulares, elevadas.....***T. delpontei***
7. Interior das células do cório e do opérculo com uma cavidade conspícu.....***T. infestans***  
 Interior das células do cório e do opérculo com estruturas diferentes.....8
8. Limites das células do cório visíveis em grande aumento.....9  
 Limites das células do cório imperceptíveis com grande aumento; cório com pontilhado irregular.....***T. guasayana e T. patagonica***
9. Limites das células do cório formados por linhas inteiras; interior das células com estruturas em favo de mel.....***T. sordida***  
 Limites da célula cório formados por linhas pontilhadas; interior das células pontilhado.....***T. rubrovaria***

### 2.2.3. Chave desenvolvida por Carcavallo e Tonn (1976)

2.2.3.1. Chave desenvolvida por Carcavallo e Tonn (1976) para classificação de triatomíneos, com ênfase em gêneros

1. Opérculo rodeado de uma coroa.....**Physoderinae (*Chryptophysoderes* sp.)**  
 Opérculo sem coroa periférica convexo.....**Triatominae (2)**

2.	Ovo de forma cilíndrica.....	<b><i>P. arthuri</i></b>
	Ovo de forma ovoide.....	<b>3</b>
3.	Ovos presos à superfície de oviposição, agrupados.....	<b><i>Rhodnius</i></b>
	Ovos não aderidos e não agrupados.....	<b>4</b>
4.	Ovos muito pequenos, menor que 1,5 mm.....	<b><i>Belminus</i></b>
	Ovos maiores que 2 mm.....	<b>5</b>
5.	Escultura de cório com estrias longitudinais.....	<b><i>C. pilosa</i></b>
	Escultura de cório com desenho irregular.....	<b>6</b>
6.	Escultura do cório pouco visível mesmo com grande aumento; superfície polida e brilhante.....	<b><i>Panstrongylus</i></b>
	Escultura de padrão hexagonal irregular do cório visível em pequeno aumento; superfície sem brilho.....	<b><i>Triatoma e Eratyrus</i></b>

#### 2.2.4. Chaves desenvolvidas por Barata (1981)

2.2.4.1. Chave desenvolvida por Barata (1981) para classificação de 10 espécies do gênero *Rhodnius*, baseada em características das cascas e opérculos visualizadas em ML

1.	Ovos com cascas de tonalidade branca ou esbranquiçada.....	<b>2</b>
	Ovos com cascas de tonalidade castanha.....	<b>8</b>
2.	Ovos com colarinho.....	<b>3</b>
	Ovos sem colarinho.....	<b>5</b>
3.	Opérculo castanho-escuro; linhas limitantes (LL) lisas, estreitas, retilíneas e pouco refringentes.....	<b>4</b>
	Opérculo castanho-pálido; LL pouco evidentes, rugosas, largas, irregulares e sem refringência; granulações grandes, abundantes e revestindo uniformemente o tegumento, inclusive as LL.....	<b><i>R. neivai</i></b>

4. Funis muito rasos, com bordas arredondadas, em corte histológico, sem nenhuma evidência de demarcação das LL; LLs pouco evidenciáveis e não salientes; granulações irregulares com predomínio de grandes e distribuição também irregular sobre o tegumento.....**R. nasutus**  
 Funis com bordas levemente pontiagudas em corte histológico, com fraca evidência de demarcação das LL; LLs frequentemente evidenciáveis, lisas, estreitas, retilíneas e pouco refringentes; granulações pequenas com distribuição uniforme sobre o tegumento.....**R. neglectus**
5. Funis profundos, com aspecto característico de favos de mel; LLs refringentes e de fácil visualização; granulações de fácil observação, frequentemente grandes, abundantes e mais concentradas na área das LLs.....**6**  
 Funis rasos, sem o aspecto nítido de favos de mel; LLs pouco refringentes e, conseqüentemente, de difícil visualização; granulações de difícil observação, pequenas ou irregulares; ovos alongados e colo aparentemente estreito.....**7**
6. Funis com bordas pontiagudas e culminadas por proeminência do traçado das LLs; tubos foliculares frequentemente curtos, com largura irregular, retilíneos ou encurvados e com dilatação apical; ovos alongados e com colo aparentemente normal.....**R. prolixus**  
 Funis com bordas arredondadas e lisas, isto é, sem proeminência do traçado das LLs; tubos foliculares longos e finos, com discretas encurvaturas e dilatação apical; ovos atarracados e com colo aparentemente largo.....**R. robustus**
7. Bordas dos funis, em corte histológico, arredondadas, culminadas por pequenas proeminências biseladas relativas aos traçados das LLs; granulações irregulares e com distribuição também irregular; tubos foliculares, em corte, longos e com acentuada dilatação apicais.....**R. domesticus**  
 Bordas dos funis, em corte histológico, arredondadas, culminadas por largas proeminências abauladas relativas ao traçado das LLs; granulações pequenas, esparsas e frequentemente mais concentradas na área das LLs; tubos foliculares, em corte, curtos, largos e com discreta dilatação apical ..... **R. ecuadoriensis (ovos "albinos")**

8. Ovos com cascas mais fortemente pigmentadas nas áreas do opérculo, do colarinho e/ou da chanfradura longitudinal.....**9**  
 Ovos com cascas com coloração homogênea nessas áreas.....**10**
9. Ovos castanho-pálido e com leve brilho dourado; ausência de colarinho e de chanfradura longitudinal; opérculo e anel situado na área do colarinho com pigmentação em castanho mais escuro.....**R. ecuadoriensis**  
 Ovos castanho-bronzeado; presença de colarinho, embora com expansões discretas; opérculo, colarinho e chanfradura longitudinal com pigmentação castanho-escura.....**R. pallescens**
- 10 Ovos com colarinho.....**11**  
 Ovos sem colarinho, castanho-bronzeado, com leve brilho áureo e colo estreito; exocório com aspecto uniforme e limpo, mesmo quando observado através de ME; LLs de fácil visualização, largas, lisas, retilíneas e muito refringentes.....**R. pictipes**
11. Ovos castanhos, muito pálidos e com discreto brilho bronzeado; colarinho com expansões discretas; ovos alongados e de conformação bem definida; exocório com aspecto uniforme e "limpo", mesmo quando observado através de ME; LLs de difícil visualização, estreitas, lisas, retilíneas e sem refringência, quando visíveis.....**R. pallescens (ovos "albinos")**  
 Ovos castanhos, com coloração mais forte e sem brilho; colarinho com expansões acentuadas, praticamente encobrendo o colo; ovos atarracados e de conformação mal definida; exocório com aspecto irregular e "sujo", mesmo quando observado através de ME; LLs de fácil visualização, largas, lisas, retilíneas e muito refringentes.....**R. paraensis**

2.2.4.2. Chave desenvolvida por Barata (1981) para classificação de 10 espécies do gênero *Rhodnius*, baseada em características exocoriais e da casca visualizadas em MEV

1. Ovos com colarinho.....**2**  
 Ovos sem colarinho.....**6**

2. Ausência de chanfradura longitudinal; colarinho com expansões evidentes.....3  
 Presença de chanfradura longitudinal; colarinho com expansões discretas; LLs ausentes ou com traçado delineado por ausência de granulações; granulações pequenas, com distribuição abundante e uniforme ou escassa e irregular; presença frequente de esferas situadas no fundo dos funis.....**R. pallescens**
- 3 Granulações com distribuição regular ou irregular, porém quando aglutinadas não formando desenhos "mapeiformes".....4  
 Granulações com distribuição muito característica, aglutinadas formando desenhos "mapeiformes"; LLs muito evidentes, proeminentes, largas, lisas e retilíneas.....**R. paraensis**
4. Funis mais ou menos profundos, com aspecto característico de favos de mel.....5  
 Funis rasos, sem o aspecto característico de favos de mel; LLs ausentes, com traçado delineado pela concentração de granulações ou pela ausência dessas formações; granulações de tamanho e distribuição irregular, frequentemente formando aglomerados.....**R. nasutus**
5. LLs presentes ou ausentes; quando presentes, são estreitas, retilíneas, fracamente salientes, levemente rugosas, evidenciáveis pela ausência de granulações; granulações pequenas, abundantes, esféricas, com distribuição uniforme.....**R. neglectus**  
 LLs pouco evidenciáveis, delineadas pela concentração de granulações; granulações grandes, abundantes, com distribuição uniforme, embora sejam mais escassas no fundo dos funis e, com frequência, podem formar pequenos aglomerados, particularmente sobre as LLs.....**R. neivai**
6. Granulações com distribuição regular ou irregular, porém quando aglutinadas não formando desenhos "mapeiformes".....7  
 Granulações com distribuição muito característica, pois aglutinadas formando desenhos "mapeiformes"; LLs muito evidentes, proeminentes, largas, lisas e retilíneas.....**R. pictipes**

7. LAs com delimitação pouco ou muito evidente.....8  
 LAs sem delimitação evidente, com área suavemente proeminente, sendo, aparentemente, largas, retilneas e levemente rugosas; granulações pequenas, esparsas, raramente aglutinadas e frequentemente mais distribuídas em torno das LAs.....***R. ecuadoriensis***
8. Granulações grandes, irregulares, abundantes, com maior concentração em torno das LAs; LAs evidentes, proeminentes, largas, frequentemente rugosas e retilneas.....***R. prolixus e R. robustus***  
 Granulações irregulares quanto a tamanho, forma e distribuição, frequentemente esparsas, recobrando ou não as LAs, sem, contudo, lhes conferir aspecto rugoso; LAs pouco evidentes, embora proeminentes, estreitas, lisas e retilneas.....***R. domesticus***

### 2.2.5. Chaves desenvolvidas por Santos et al. (2009)

2.2.5.1. Chave desenvolvida por Santos (2009) para classificação de 13 espécies do gênero *Rhodnius*, baseada em características do exocório visualizadas em ML.

1. Ovos com cascas de tonalidade branca ou esbranquiçada.....2  
 Ovos com cascas de tonalidade castanha.....10
2. Ovos com colarinho.....3  
 Ovos sem colarinho.....6
3. Opérculo castanho escuro; LAs lisas, estreitas, retilneas e pouco refringentes.....4  
 Opérculo castanho-pálido; LAs pouco evidentes, rugosas, largas, irregulares e sem refringência; granulações grandes, abundantes e revestindo uniformemente o tegumento, inclusive as LAs.....5
4. Funis muito rasos com bordas arredondadas, em corte histológico, sem nenhuma evidência de demarcação das LAs; LAs debilmente evidenciáveis e não salientes;

- granulações irregulares, predominantemente grandes e com distribuição também irregular sobre o tegumento.....**R. nasutus**
- Funis com bordas levemente pontiagudas, em corte histológico, com fraca evidência de demarcação das LLs; LLs frequentemente evidenciáveis, lisas, estreitas, retilíneas e pouco refringentes; granulações pequenas com distribuição uniforme sobre o tegumento.....**R. neglectus**
5. Ovos atarracados; colo curto e largo; colarinho com expansões que encobrem o colo.....**R. milesi**
- Ovos alongados; colo longo e estreito.....**R. neivai**
6. Funis profundos, com aspecto característico de favos de mel; LL refringentes e de fácil visualização; granulações de fácil observação, frequentemente grandes, abundantes e mais concentradas na área das LLs.....**8**
- Funis rasos, sem o aspecto nítido de favos de mel; LLs pouco refringentes e conseqüentemente de difícil visualização; granulações de difícil observação, pequenas ou irregulares; ovos alongados e colo aparentemente estreito.....**9**
7. Funis com bordas pontiagudas e culminadas por proeminência do traçado das LLs; tubos foliculares frequentemente curtos, com largura irregular, retilíneos ou encurvados e com dilatação apical; ovos alongados e com colo aparentemente normal.....**R. prolixus**
- Funis com bordas arredondadas e lisas, isto é, sem proeminência do traçado das LLs; tubos foliculares longos e finos com discretas curvaturas e dilatação apical; ovos atarracados e com colo aparentemente largo.....**R. robustus**
8. Bordas dos funis arredondadas, em corte histológico, culminadas por pequenas proeminências biseladas relativas aos traçados das LLs; granulações irregulares e com distribuição também irregular; tubos foliculares em corte, longos e com acentuada dilatação apical.....**R. domesticus**
- Bordas dos funis arredondadas, em corte histológico, culminadas por largas proeminências abauladas relativas ao traçado das LLs; granulações pequenas,



- esparças e frequentemente mais concentradas na área das LLs; tubos foliculares, curtos, largos e com discreta dilatação apical.....**R. ecuadoriensis (ovos “albinos”)**
9. Ovos com cascas mais fortemente pigmentadas nas áreas do opérculo, do colarinho e/ou da chanfradura longitudinal.....**10**  
 Ovos com cascas com coloração homogênea nessas áreas.....**11**
10. Ovos com leve brilho dourado; ausência de colarinho e de chanfradura longitudinal; opérculo e anel situado na área do colarinho com pigmentação em castanho mais escuro.....**12**  
 Presença de colarinho, embora com expansões discretas; opérculo, colarinho e chanfradura longitudinal com pigmentação castanho escura.....**R. pallescens**
11. Ovos com colarinho.....**13**  
 Ovos sem colarinho, colo estreito; exocório com aspecto uniforme e limpo, mesmo quando observado através de ME; LLs de fácil visualização, largas, lisas, retilíneas e muito refringentes.....**14**
12. Ovos castanho-amarelado; borda corial sem anel de pigmentação mais escura.....**R. colombiensis**  
 Ovos castanho-pálido; borda corial com um anel de pigmentação mais escura.....**R. ecuadoriensis**
13. Ovos castanhos, muito pálidos, e discreto brilho bronzeado; colarinho com expansões discretas; ovos alongados e de conformação bem definida; exocório com aspecto uniforme e “limpo”, mesmo quando observado na lupa; LLs de difícil visualização, estreitas, lisas, retilíneas e sem refringência, quando visíveis .....**R. pallescens (ovos “albinos”)**  
 Ovos castanho-escuro e sem brilho; colarinho com expansões acentuadas, praticamente encobrindo o colo; ovos atarracados e de conformação mal definida.; exocório com aspecto irregular e “sujo”, mesmo quando observado no ME; LLs de fácil visualização, largas, lisas, retilíneas e muito refringentes.....**R. paraensis**

14. Ovos castanho-bronzeado, com discreto brilho áureo; acentuada inclinação do opérculo em relação ao achatamento lateral.....**R. pictipes**  
 Ovos castanho-dourado; cascas com as laterais mais arredondadas ou ovos mais abaulados; discreta inclinação em relação ao achatamento lateral.....**R. stali**

2.2.5.2. Chave desenvolvida por Santos (2009) para classificação de 13 espécies do gênero *Rhodnius*, baseada em características do exocório visualizadas em MEV.

1. Ovos com colarinho.....**2**  
 Ovos sem colarinho.....**6**
  
2. Ausência de chanfradura longitudinal; colarinho com expansões evidentes.....**3**  
 Presença de chanfradura longitudinal; colarinho com expansões discretas; LLs ausentes ou com traçado delineado por ausência de granulações; granulações pequenas, com distribuição abundante e uniforme ou escassa e irregular; presença frequente de esferas situadas no fundo dos funis.....**R. pallescens**
  
3. Granulações com distribuição regular ou irregularmente no tegumento.....**4**  
 Granulações que formam desenhos semelhantes a mapas quando aglutinados; LL fácil de ver, proeminente, larga, lisa e reta.....**R. paraensis**
  
4. Funis não muito profundos, com aspecto característico de favo de mel.....**5**  
 Funis rasos, sem o aspecto característico de favos de mel; Ausência de LLs, com traçado delineado pela concentração ou falta de granulações; granulações irregulares, frequentemente formando aglomerados.....**R. nasutus**
  
5. LL difícil de ver, projetado pela concentração de granulações; granulações grandes, abundantes, distribuídas regularmente no tegumento, mal distribuída nos funis, frequentemente formando aglomerados, incluindo no LL.....**6**  
 LLs presentes ou ausentes; quando presentes, são estreitas, retilíneas, fracamente salientes, levemente rugosas, evidenciáveis pela ausência de granulações;

- granulações pequenas, abundantes, com distribuição uniforme no tegumento.....**R. neglectus**
6. Colar com expansões que não cobrem o pescoço.....**R. neivai**  
Colar com expansões que cobrem o pescoço.....**R. milesi**
7. Granulações de fácil visualização.....8  
Granulações de difícil visualização.....**R. stali**
8. Granulações com distribuição regular ou irregular, não formando padrões em forma de mapas quando aglutinadas.....9  
Granulações com distribuição muito característica, formando padrões em forma de mapas quando aglutinadas; LLs muito evidentes, proeminentes, largas, lisas e retilíneas.....**R. pictipes**
9. LL sem evidência de demarcação e pouco proeminente; granulações minúsculas e raramente aglutinadas.....10  
LLs dificilmente evidente ou fácil de ver.....11
10. LLs sem evidências.....**R. colombiensis**  
LLs largo reto e enrugado; granulações pequenas e esparsas, frequentemente mais distribuídas em torno das LLs.....**R. ecuadoriensis**
11. Granulações irregulares, grandes e abundantes, mais concentradas ao redor do LL; LL fácil de ver, proeminente, largas, frequentemente enrugado e reto.....**R. prolixus e R. robustus**  
Granulações irregulares com distribuição irregular, frequentemente esparsas, recobrando ou não o LL; LL com demarcação tênue, proeminente, estreito, liso e reto.....**R. domesticus**

## 2.2.6. Chave desenvolvida por Rocha et al. (2009)

2.2.6.1. Chave desenvolvida por Rocha et al. (2009) para classificação de quatro espécies do antigo complexo *T. oliveirai* [atualmente as espécies estão agrupadas nos subcomplexos *matogrossensis* e *rubrovaria* (JUSTI; GALVÃO, 2017)]

1. Cório com células pentagonais, hexagonais e poucas heptagonais.....***T. baratai***  
Cório sem células heptagonais.....**2**
  
2. Cório com células pentagonais, hexagonais e quadrangulares.....***T. oliveirai***  
Cório só com células pentagonais e hexagonais.....**3**
  
3. Cório com pequenas ranhuras, sem pontos.....***T. jurbergi***  
Cório sem pequenas ranhuras, com pontos.....***T. guazu***

## 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A partir dos dados apresentados, fica evidente a importância das chaves de identificação com dados dos ovos para a correta identificação dos vetores da DC, com ênfase no gênero *Rhodnius* [grupo de espécies que apresentam eventos (como especiação críptica e plasticidade fenotípica) que dificultam a identificação (ABAD-FRANCH et al., 2013)]. Além disso, ressalta-se a necessidade de caracterizar os ovos de novas espécies de triatomíneos e, principalmente, utilizar essas informações para desenvolver novas chaves dicotômicas.

## 4. REFERÊNCIAS

ABAD-FRANCH F.; MONTEIRO F. Molecular research and the control of Chagas disease vectors. An. **Acad Bras Ciênc**, v. 77, p. 437-454, 2005.

ABAD-FRANCH, F.; PAVAN, M.G.; JARAMILLO-O, N.; PALOMEQUE, F.S.; DALE, C.; CHAVERRA, D.; et al. *Rhodnius barretti*, a new species of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) from western Amazonia. **Mem Inst Osw Cruz**, v. 108, p. 92-99, 2013.

ABALOS, J.W.; WYGODZINSKY, P. Las Triatominae Argentinas. **Anales del Instituto de Medicina Regional de la Universidad Nacional de Tucumán**, v. 2, p. 1-179, 1951.

ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; BITTINELLI, I.F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A new species of Argentinian Chagas disease vector described based on integrative taxonomy. **Insects**, v. 11, p. 830, 2021.

BARATA, J.M.S. Aspectos morfológicos de ovos de Triatominae II - Características macroscópicas e exocoriais de dez espécies do gênero *Rhodnius* Stål, 1859 (Hemiptera: Reduviidae). **Rev Saúde Publ**, v. 15, p. 490-542, 1981.

BARTH, R.; MUTH, H. Estudos anatômicos e histológicos sobre a subfamília Triatominae (Heteroptera, Reduviidae). VIII parte: Observações sobre a superfície de ovos das espécies mais importantes, **Mem Inst Osw Cruz**, v. 56, p.197-208, 1958.

BRUMPT, E. **Précis de parasitologie**. Masson, 1913.

CARCAVALLO, R.; TONN, R.J. Clave grafica de Reduviidae (Hemiptera) hematofagos de Venezuela. **Bol Direcc Malar Saneam Amb**, v. 16, p. 244-65, 1976.

DALE, C.; JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v. 12, p. 686, 2021.

DNDI. **Drugs for Neglected Diseases Initiative América Latina**. Disponível em: <<https://www.dndial.org/doencas/doenca-chagas/>>. Acesso em 20/08/2021.

GALLIARD, H. **Recherches morphologiques et biologiques pur la reproduction de Reduvides hématophages (*Rhodnius* et *Triatoma*)**. (Thèse) Faculté dès Sciences de l'Université de Paris, Paris, 1935.

JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. The Evolutionary Origin of Diversity in Chagas Disease Vectors. **Trends Parasit.** v. 33, p. 42-52, 2017.

LAZZARI, C.R. **Biologia e Comportamento**. In: GALVÃO, C. Vetores da doença de Chagas no Brasil, 2014.

PÁEZ-COLASANTE, X.; ALDANA, E. Morfometría geométrica del borde corial y del collar de huevos de cinco especies del género *Rhodnius* Stal (Heteroptera, Reduviidae, Triatominae). **EntomoBrasilis**, v. 1, p. 57-61, 2008.

PINTO, C. Biologia do *Triatoma brasiliensis* Neiva, **Sci Med**, v. 2, p. 541-543, 1924.

ROCHA, D.S.; JURBERG, J.; DA ROSA, J.A.; SCHAEFER, C.W.; GALVÃO, C. Description of eggs and nymphal instars of *Triatoma baratai* Carcavallo & Jurberg, 2000 based on optical an scanning electron microscopy (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Zootaxa**, v. 2064, p. 1-20, 2009.

ROCHA, D.S; SANTOS, C.M. **Morfologia dos ovos e ninfas**. In: GALVÃO, C. Vetores da doença de Chagas no Brasil, 2014.

SANTOS, C.M.; JURBERG, J; GALVÃO, C; ROSA, J.A.; JÚNIOR, W.C.; BARATA, J.M.S; et al. Comparative descriptions of eggs from three species of *Rhodnius* (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Mem Inst Osw Cruz**, v. 104, p. 1012-1018, 2009.

USINGER, R.L. The Triatominae of North and Central America and the West Indies and their public health significance. **Publ Hlth Bull**, v. 288, p. 1-83, 1944.

WHO. **Chagas disease**. Disponível em: <[https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso em 17/08/2021.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021.

## TAXONOMIA INTEGRADA APLICADA AO SUBCOMPLEXO *Triatoma rubrovaria* NO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL, BRASIL

Carolina Dale<sup>1</sup>, Silvia A. Justi<sup>2</sup>, Dayse Rocha<sup>3</sup>, Marina Vianna Braga<sup>4</sup> e Cleber Galvão<sup>3</sup>

1. Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Instituto Oswaldo Cruz, Laboratório de Biodiversidade Entomológica, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil;
2. Walter Reed Biosystematics Unit, Smithsonian Institution Museum Support Center, Department of Entomology, Smithsonian Institution National Museum of Natural History, Washington, United States of America;
3. Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Instituto Oswaldo Cruz, Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil;
4. Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Instituto Oswaldo Cruz, Laboratório de Entomologia Forense, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil;

### RESUMO

Na década de 1980, o Estado do Rio Grande do Sul, Brasil, apresentava um dos maiores índices de infestação domiciliar e altas taxas de soroprevalência do país. Após o controle do *Triatoma infestans*, outros vetores vêm sendo frequentemente encontrados no ambiente domiciliar. Devido à ausência de uma vacina e drogas mais eficazes, os programas de controle permanecem fundamentados no combate e vigilância baseados na correta identificação dos vetores. Os objetivos do presente trabalho foram analisar e comparar, por meio da taxonomia integrada (morfologia, morfometria geométrica, análise de hidrocarbonetos cuticulares e biologia molecular), as espécies do subcomplexo *T. rubrovaria* do Estado do Rio Grande do Sul. Foi observado um grande polimorfismo cromático que dificulta a distinção das espécies. Os resultados de morfometria geométrica associados aos de hidrocarbonetos cuticulares se mostram úteis na diagnose desse grupo de espécies de triatomíneos. As análises sugerem que os espécimes de *T. rubrovaria* com coloração amarelada e *T. circummaculata* coletados recentemente diferem das suas séries tipo, podendo ser uma entidade taxonômica diferente, e que *T. pintodiasi*, mesmo apresentando variação cromática, aparece como uma linhagem independente.

**Palavras-chave:** Doença de Chagas, Vetores e Triatominae

### ABSTRACT

In the 1980s, the State of Rio Grande do Sul, Brazil, had one of the highest rates of domiciliary infestation and seroprevalence in the country. After the control of *Triatoma infestans*, other vectors are frequently found inside the houses. Effective vaccines and drugs are still required, and control programs remain based on combat and on the correct identification of vectors. The aim of the present work was analyzing and compare, using integrated taxonomy (morphology, geometric morphometry, analysis of cuticular hydrocarbons and molecular

biology), species of the *T. rubrovaria* subcomplex found in the State of Rio Grande do Sul. We observed a large chromatic polymorphism between those species, which makes difficult the identification. The results of geometric morphometry associated with cuticular hydrocarbons show that they are useful for the diagnosis of this group of triatomine species. The analyzes of *T. rubrovaria* with yellowish color and *T. circummaculata*, collected recently, shows that they differ from their type series, which may be a different taxonomic entity, and *T. pintodiasi*, even with a different chromatic pattern, appears as an independent lineage.

**Keywords:** Chagas' disease, Vectors and Triatominae

## 1. INTRODUÇÃO

A doença de Chagas tem como agente etiológico o *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909), que é transmitido ao homem e a outros mamíferos, por meio das fezes infectadas dos vetores, insetos da subfamília Triatominae (Hemiptera: Reduviidae), popularmente conhecidos como barbeiros (DIAS; SCHOFIELD, 1999; SCHMUNIS, 1999).

Entre as décadas de 1970 e 1980, estimava-se que 29,4% dos 17 milhões de casos mundiais da DC ocorriam no Brasil, o que correspondia a quase 4,2% da população brasileira da época, e incidência anual era de 700-800 mil novos casos (MOREL; LAZDINS, 2003). Os estados de Minas Gerais e Rio Grande do Sul eram os que apresentavam os maiores índices de infestação domiciliar, e as mais altas taxas de soroprevalência do país (8,8%) (PASSOS; SILVEIRA, 2011). Em 1991, a Organização Pan-Americana de Saúde (OPAS) criou a “Iniciativa dos Países do Cone Sul”, uma parceria do Brasil com Argentina, Bolívia, Chile, Paraguai e Uruguai que tinha como objetivos a redução da transmissão vetorial e por transfusão sanguínea.

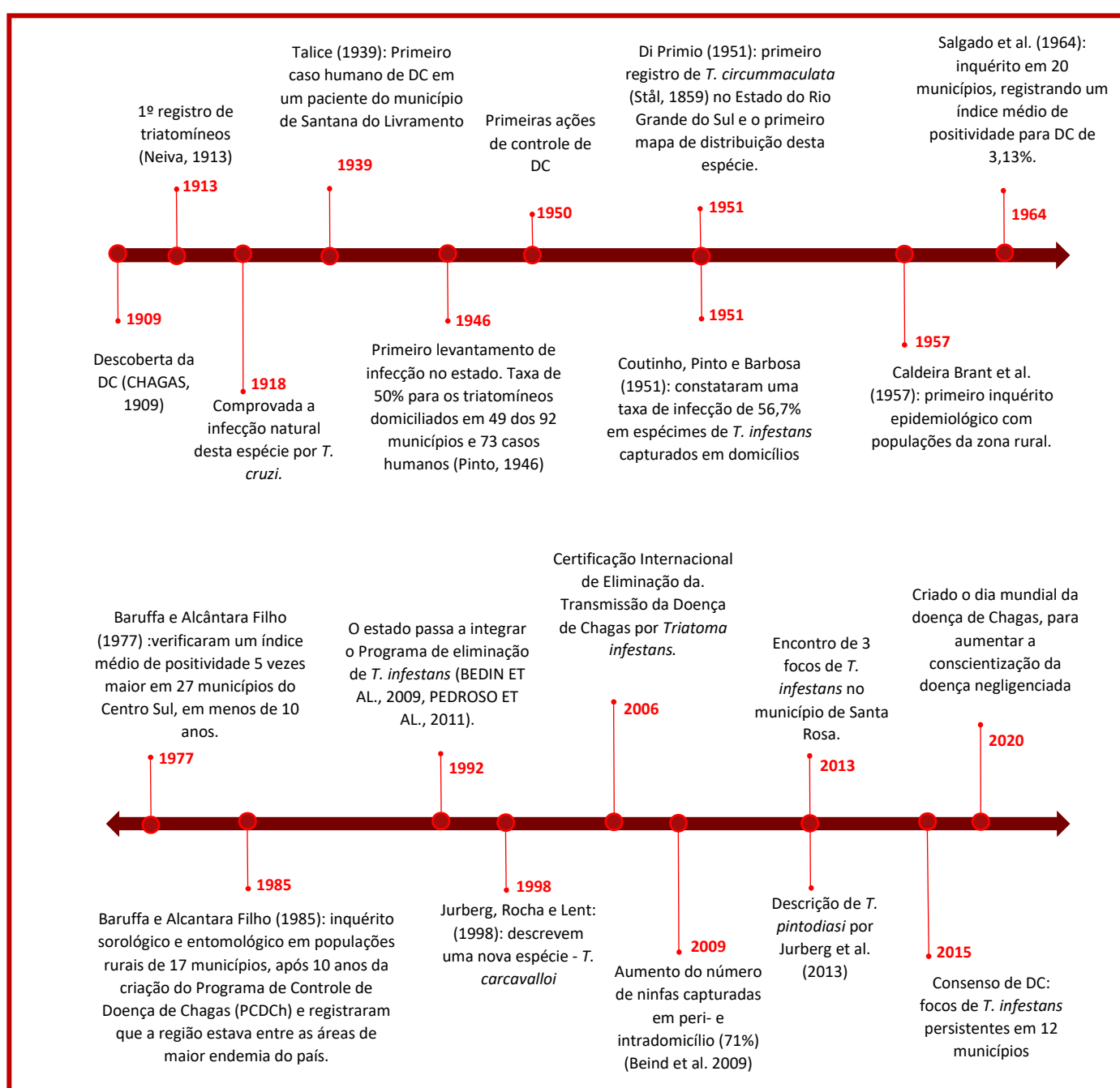
O primeiro objetivo foi alcançado pelo controle do *Triatoma infestans* (Klug, 1834), a principal espécie, em competência vetorial, com ampla distribuição geográfica, exclusivamente em domiciliar. Hoje, a espécie está restrita a focos residuais na Bahia e Rio Grande do Sul. Com o controle do *T. infestans* outros vetores, considerados secundários ou de pouca importância epidemiológica, vêm sendo encontrados em ambiente domiciliar (LENT; WYGODZINSKY 1979, ALMEIDA et al., 2002, GALVÃO, 2014). Nesse novo contexto, espécies como *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1832) e *Triatoma brasiliensis* (Neiva, 1911) assumiram importância primária na transmissão da DC no país.

Essa iniciativa estimulou a criação de outras, nos países andinos e na América Central (SCHOFIELD; DUJARDIN 1997; DIAS; SCHOFIELD 1999; DIAS et al., 2002; GURGEL-GONÇALVES et al., 2012).



Apesar do sucesso dos programas de controle, atualmente estima-se que a DC afete entre seis e sete milhões de pessoas e que cerca de 75 milhões vivam em áreas de risco, sendo a quarta principal endemia das Américas (WHO, 2017). Devido à ausência de vacina e drogas mais eficazes, os programas de controle permanecem fundamentados na melhoria das habitações e combate ao vetor por meio de inseticidas de efeito residual, entretanto, é preciso que planos de vigilância e controle estejam baseados na correta identificação dos vetores.

### 1.1. HISTÓRICO DA DOENÇA DE CHAGAS NO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL



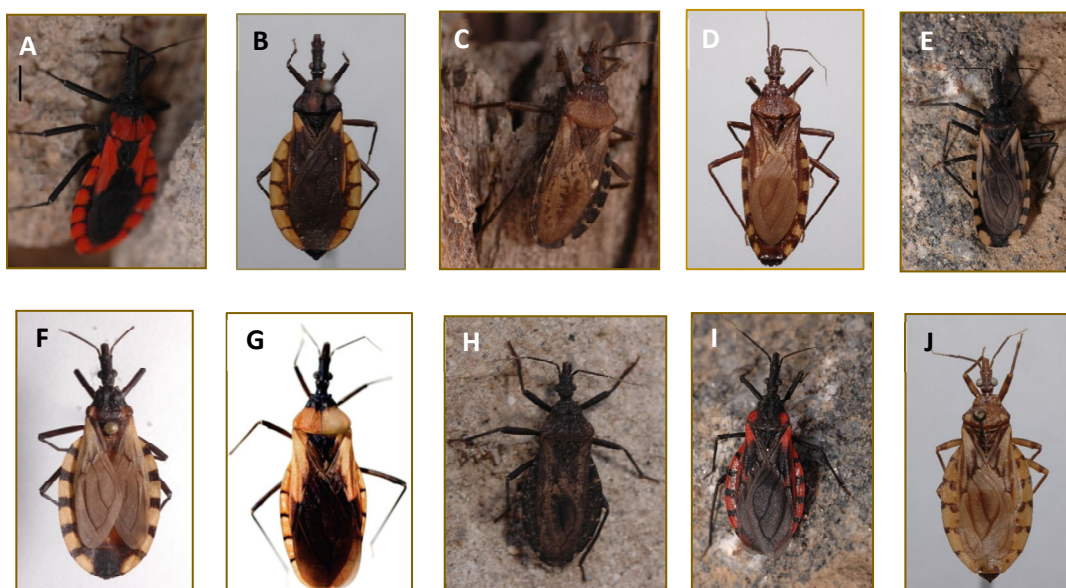
## 1.2. SUBFAMILIA TRIATOMINAE E O GÊNERO *Triatoma*

A subfamília Triatominae é atualmente composta por 154 espécies recentes distribuídas em 18 gêneros e nas tribos: Alberproseniini Martínez e Carcavallo, 1977; Bolboderini Usinger, 1944; Cavernicolini Usinger, 1944; Rhodniini Pinto, 1926; Triatomini Jeannel, 1919. Dentre estas, a tribo Triatomini é a mais diversa e abriga dois gêneros, *Panstrongylus* Berg, 1879 e *Triatoma* Laporte, 1832, que são considerados de maior importância médica, pois algumas de suas espécies são importantes vetores de *T. cruzi* na América Latina (GALVÃO, 2021,). *Triatoma* é o gênero que apresenta a morfologia mais diversa e o maior número de espécies, agrupadas em oito complexos e oito subcomplexos (SCHOFIELD; GALVÃO, 2009; JUSTI et al., 2014).

## 1.3. ESPÉCIES DE TRIATOMINEOS NO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL

Das atuais 85 espécies que compõem o gênero *Triatoma*, 33 no Brasil, sendo que destas, 10 são encontradas no estado do Rio Grande do Sul: *Triatoma carcavalloei* Jurberg, Rocha & Galvão 1998, *Triatoma circummaculata* (Stål, 1859), *Triatoma delpontei* (Romaña & Abalos, 1947), *Triatoma infestans* (Klug, 1834), *Triatoma klugi* Jurberg, Lent & Galvão, 2001, *Triatoma oliveirai* (Neiva, Pinto & Lent, 1939), *Triatoma pintodiasi* Jurberg, Cunha & Rocha, 2013, *Triatoma platensis* Neiva, 1913, *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1843) e *Triatoma sordida* (Stål, 1859) (SCHOFIELD; GALVÃO, 2009, GALVÃO, 2014) (Fig.1 A-J).

Carcavallo et al. (2000) mantiveram o "complexo *Triatoma circummaculata*", inicialmente criado por Lent e Wygodzinsky (1979), para a espécie nominativa e *T. limai* (Del Ponte, 1929). Os adultos de tais espécies, diferentemente de outros do gênero pois, apresentam o 2o e 3o segmentos visíveis do rostro de mesmo comprimento, o que levou à sua inclusão no gênero *Neotriatoma* Pinto, 1931. Ainda segundo estes autores *T. rubrovaria* faria parte do "complexo", juntamente com a espécie que lhe dá o nome e *T. platensis* (Neiva, 1913), *T. delpontei* (Romana e Abalos, 1947), *T. melanosoma* (Martínez, Olmedo e Carcavallo, 1947) e *T. carcavalloei*. Proposto por Schofield e Galvão (2009), o "complexo *infestans*" teria na verdade seis subcomplexos, incluindo o "subcomplexo *T. rubrovaria*", composto por seis espécies: *T. carcavalloei*, *T. circummaculata*, *T. klugi* Carcavallo, Jurberg, Lent e Galvão, 2001, *T. limai*, *T. oliveirai* (Neiva, Pinto e Lent, 1939) e *T. rubrovaria*. Com base na marcante semelhança com *T. carcavalloei* e *T. circummaculata*, *T. pintodiasi* foi incluída por Jurberg et al (2013) no subcomplexo. Posteriormente Pita et al. (2016) incluíram *Triatoma patagônica* Del Ponte, 1929 no mesmo subcomplexo.



**Figura 1.** Espécies de Triatominae do Estado do Rio Grande do Sul (GALVÃO, 2014).  
 A) *Triatoma carvalhoi*; B) *Triatoma circummaculata*; C) *Triatoma delpontei*; D) *Triatoma infestans*; E) *Triatoma klugi*; F) *Triatoma oliveirai*; G) *Triatoma pintodiasi*; H) *Triatoma platensis*; I) *Triatoma rubrovaria* e J) *Triatoma sordida*.

Grupo	Complexo	Subcomplexo	Espécies
<i>T. infestans</i> (América do Sul)	<i>T. infestans</i>	<i>T. rubrovaria</i>	<i>T. carvalhoi</i> , <i>T. circummaculata</i> , <i>T. klugi</i> , <i>T. limai</i> , <i>T. oliveirai</i> , <i>T. patagônica</i> , <i>T. pintodiasi</i> , <i>T. rubrovaria</i>

**Figura 2.** Espécies do subcomplexo *Triatoma rubrovaria* de acordo com Pita et al. (2016).

## 1.4. TAXONOMIA INTEGRADA

### 1.4.1. Morfometria Geométrica

Segundo Bookstein (1991) a morfometria pode ser definida como “o estudo estatístico da covariância entre mudanças de forma e fatores causais”, ou seja, descreve e estuda as diferenças na variação das formas (conformação) dos organismos, verificando as possíveis afinidades entre indivíduos ou grupo de indivíduos à medida que ocorre a mudança de tamanho (deformações).

Esta metodologia consegue capturar a geometria do objeto utilizando coordenadas cartesianas como pontos de referência, permitindo a descrição e visualização das diferenças geométricas das formas (DUJARDIN et al., 1999).

Nos triatomíneos, a morfometria tem sido utilizada para esclarecer a validade taxonômica de espécies (DUJARDIN et al., 1999, PATTERSON 2007, JARAMILLO et al., 2014, MAGALY et al., 2015, NATTERO et al., 2017).

### 1.4.2. Hidrocarbonetos Cuticulares (HCs)

Os hidrocarbonetos cuticulares (HCs) são compostos encontrados na complexa camada de lipídios presentes na superfície dos insetos. Juntamente com ácidos graxos, álcoois, parafinas, acilglicerídeos, fosfolipídios e glicolipídios, são os principais responsáveis pela resistência à dessecação, proteção contra microrganismos patogênicos e pela comunicação química (feromônios, alomônios ou cairomônios) (CARLSON et al., 1971, LOCKEY, 1988; HOWARD; BLOMQUIST, 2005, BLOMQUIST; BAGNÈRES, 2010).

Estudos têm mostrado que os HCs são eficientes para diferenciação entre espécies próximas e populações (BAGNÈRES; WICKER-THOMAS, 2010, BRAGA et al., 2016). Além de mostrarem diferenças na idade, desenvolvimento e sexos (LOCKEY, 1985; 1991, KATHER; MARTIN 2012, BRAGA et al., 2013, BRAGA et al., 2016).

Embora utilizados na identificação e descrição de espécies (BAGNÈRES; WICKER-THOMAS, 2010), o uso dos HCs como caráter taxonômico só foi possível após os trabalhos de Carlson e Service (1979, 1980), onde os autores, conseguiram separar as espécies do complexo *Anopheles gambiae* Guiles, 1926 (Diptera: Culicidae).

### 1.4.3. Análise de DNA mitocondrial

Nos últimos anos, técnicas moleculares utilizando diferentes marcadores vêm sendo empregados na tentativa de solucionar questões taxonômicas, genética de populações e filogenia de triatomíneos. Esta técnica, apesar de gerar informações apenas sobre um locus de cada vez, pode ser útil na comparação de grupos de qualquer nível de relacionamento filogenético (ABAD-FRANCH; MONTEIRO 2005).

Alguns marcadores como citocromo oxidase B (**CytB**) vem sendo utilizados para auxiliar identificação molecular, pois este permite uma boa separação entre espécies proximamente relacionadas (MONTEIRO et al., 2001; 2013; JUSTI et al., 2014). O gene Cytb, é uma ferramenta informativa para comparações entre espécies, pois procura esclarecer tanto questões de sistemática como de evolução, e auxilia a investigação de problemas referentes ao impedimento taxonômico (MONTEIRO et al., 2001, BARGUES et al., 2002, ABAD-FRANCH; MONTEIRO 2005; MONTEIRO et al., 2013).

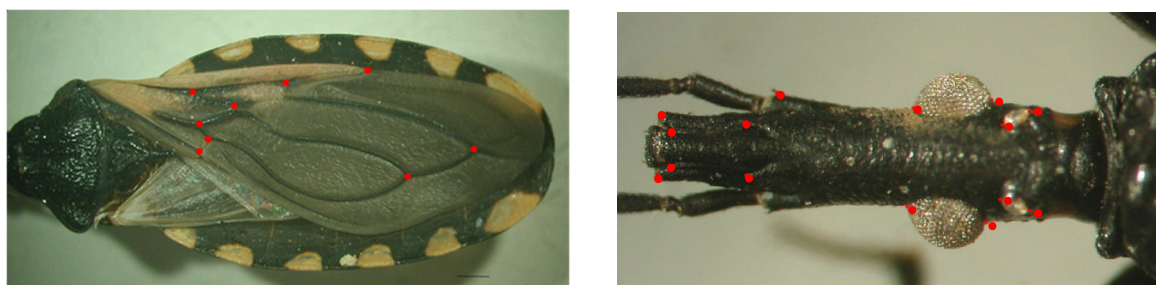
## 2. MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1. MATERIAL EXAMINADO

Espécimes de *Triatoma* utilizados neste estudo foram provenientes dos grupos: i) Coleção de Triatomíneos do Instituto Oswaldo Cruz, IOC (CT-IOC), Rio de Janeiro; ii) Coleção do Museu de História Natural de Berlim, Alemanha; iii) Coleção do Museu de História Natural de Nova York, Estados Unidos; iv) coletas de campo em localidades no Rio Grande do Sul; e v) colônias do Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos (LNIRTT). Para a identificação taxonômica dos adultos foram utilizadas as chaves dicotômicas de Galvão e Dale (2014).

### 2.2. MORFOMETRIA GEOMÉTRICA

Para morfometria geométrica foram fotografadas as capsulas cefálicas e asas dos espécimes adultos, e marcados os pontos de referência (*landmarks*) utilizando o software TPSdig (versão 2) (Fig. 3). As coordenadas cartesianas (x,y) foram obtidas com o programa TPSRelw (“*Thin plate spline relative warps analysis*”) e submetidos à análise generalizada de procrustes (AGP), gerando uma matriz convertida em valores numéricos. Esta foi submetida a uma análise multivariada de componentes principais totais (ACPt). A análise discriminante (AD) a partir dos componentes principais derivados da ACPt, resultou em fatores discriminantes (FD) para obtenção do mapa fatorial da variabilidade da conformação. Essas análises foram realizadas por meio do programa JMPpro 12, 2.1.0 (SAS), com o teste estatístico de Lambda de Wilks ( $\lambda$  *Lambda*) para avaliar diferenças multivariadas entre esses grupos.

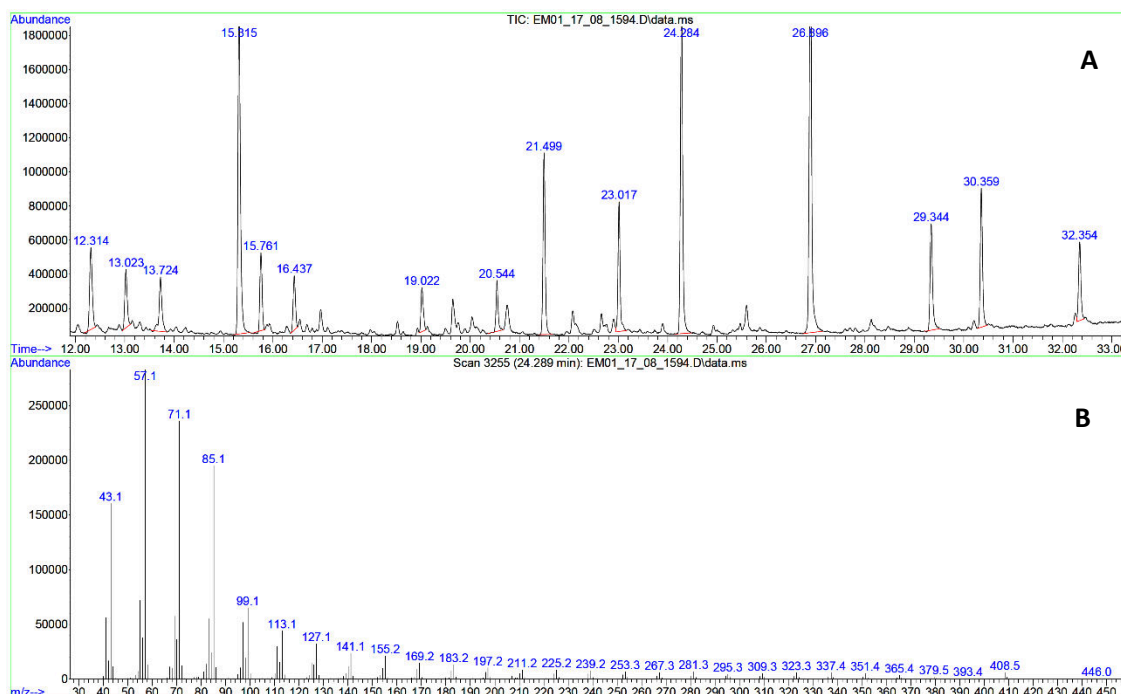


**Figura 3.** Asa e capsula cefálica de *Triatoma rubrovaria* mostrando os pontos de referência (*landmarks*) marcados para cada espécime.

### 2.3. HIDROCARBONETOS CUTICULARES

Para obtenção dos HCs, espécimes adultos foi seguido o protocolo de Cortinhas (2015). Após a extração os HCs foram ressuspensos com 250  $\mu$ L de hexano, com auxílio de uma microseringa de vidro Hamilton e foram injetados automaticamente uma alíquota de 5 $\mu$ L, modo splitless, usando uma coluna capilar DB-5 com 30m de comprimento, 0,50 mm de diâmetro e filme de 0,25 $\mu$ m de espessura em um cromatógrafo a gás acoplados a espectrômetros de massas (CG-EM) Agilent 6890N-5973 Network GC-MS System da Plataforma de Métodos Analíticos - Espectrometria de Massas e Cromatografia de Farmanguinhos, Fiocruz, RJ. A temperatura inicial do forno foi de 150°C e aumentada até a temperatura final de 320°C, a uma taxa de 5°C/min. As temperaturas do injetor e do detector foram de 290 e 325°C, respectivamente injetados.

Os compostos foram identificados a partir da interpretação dos espectros de massas obtidos nos cromatogramas, (Fig.4) com base nos trabalhos de Bagneres e Blomquist (2010), Blomquist et al. (1987), Jackson e Blomquist, (1976). A nomenclatura dos HCs foi baseada no trabalho de Braga et al. (2016).



**Figura 4.** A) Cromatograma mostrando o perfil dos hidrocarbonetos cuticulares; B) Espectro do composto obtido em um dos picos.

Para a identificação dos Tamanhos Equivalentes de Cadeia (**TEC** – em inglês *Equivalent Chain Length ECL*) de cada composto presente no perfil, foi utilizado como base o cromatograma dos compostos “padrão” contendo o Tempo de Retenção (TR) dos *n*-alcanos gerado a partir da análise da solução padrão (Alkane Standard Solution C21-C40 Marca SigmaAldrich). Após a identificação dos ***n*-alcanos** foi calculado o TEC de cada composto, utilizando a fórmula abaixo:

$$\text{TEC} = \frac{\text{TR } n\text{-alcano de maior cadeia} - \text{TR composto analisado}}{\text{TR } n\text{-alcano de maior cadeia} - \text{TR } n\text{-alcano de menor cadeia}}$$

Após a identificação dos compostos foram calculadas, individualmente, as abundâncias relativas de cada composto em todas as amostras. A partir desses valores foi calculado a média de cada composto para a descrição do perfil de cada espécie, e considerados os compostos majoritários apenas os com médias acima de 5% para cada espécie. Para diferenciação as espécies foi feita uma análise de Cluster utilizando o Índice de Similaridade de Bray-Curtis, utilizando o software Past (version 2.17C) (HAMMER et al., 2013)

#### 2.4. ANÁLISE DE DNA MITOCONDRIAL

DNA genômico foi extraído utilizando o kit Qiagen® Blood and Tissue, seguindo as recomendações do fabricante para isolamento do material genético de tecido animal.

Para amplificação da região de interesse foi utilizado o marcador molecular mitocondrial citocromo b (**Cytb**) descrito por Monteiro et al. (2003), nas seguintes condições: 94°C (por 5 min), seguido de 35 ciclos a 94°C (por 45 seg), 48°C (por 30 seg), e 72°C (por 45 seg), e uma extensão final de 10 min a 72°C. Os produtos das reações foram submetidos à eletroforese em gel de agarose (1%), corados com GelRed e visualizados em um transiluminador ultra-violeta. Os produtos de PCR foram purificados utilizando o kit *GFX™ PCR DNA and gel band purification* (GE Healthcare), para posterior sequenciamento de ambas as fitas (senso e anti-senso), utilizando o kit ABI Prism® BigDye® Terminator v3.1 Cycle Sequencing (Applied Biosystems) e os mesmos iniciadores da reação de PCR. As reações foram submetidas a 30 ciclos nas seguintes temperaturas: 96°C (por 10 seg), 45-51°C (por 5 seg) e 60°C (por 4 min). Os produtos dessa reação foram purificados e sequenciados na Plataforma de sequenciamento de DNA PDTIS-FIOCRUZ.

Todas as sequências geradas foram editadas individualmente com a utilização dos programas SeqMan Lasergene versão 7.0 (DNASStar, Inc.) e MEGA versão 5.0 (TAMURA ET AL. 2011). Posteriormente as sequências foram alinhadas utilizando os programas ClustalW, disponível no programa MEGA versão 5.0.

As distancias par-a-par foram calculadas e plotadas utilizando o pacote APE (*Analysis of Phylogenetics and Evolution*) (PARADIS; CLAUDE, 2004) no R, Versão 3.4 (R Development Core Team, 2013), utilizando o script disponível em <https://tinyurl.com/y8zpck3p> (Anexo I).

Para a reconstrução da rede de haplótipos foi utilizado o método de parcimônia, através do algoritmo do TCS (YOUNG, 2000) implementado no programa PopArt (<https://popart.otago.ac.nz>). A distribuição dos haplótipos também foi visualizada no PopArt.

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Das sete espécies do subcomplexo *Triatoma rubrovaria* apenas *T. limai* não é encontrada no Rio Grande do Sul. As demais apresentam em sua descrição uma clara separação morfológica, não só nos tamanhos, mas nos seus caracteres diagnósticos bem definidos e específicos, como: **a)** asas atingindo ou não VII urotergito; **b)** lobo anterior do pronoto com ou sem tubérculos discais e tubérculos laterais; **c)** genas ultrapassando o ápice do clípeo; **e)** cório quase todo com cor ou apenas nas porções basal e apical. Analisando espécimes recém-coletados de *T. rubrovaria*, foram observados que alguns caracteres diferem de sua descrição original, como tamanho do corpo, largura dos conexivos e principalmente o padrão cromático do pronoto e corpo. Isso foi notado, também, para *T. circummaculata* e *T. pintodiasi*.

#### 3.1. MORFOLOGIA E POLIMORFISMO CROMÁTICO

Após observação de espécimes de campo, de coleções e da literatura, foi constatado um polimorfismo cromático muito maior que o descrito até então para espécimes de *T. rubrovaria*, *T. circummaculata*, e *T. pintodiasi*.

##### 3.1.1. *Triatoma carcavallo* Jurberg, Rocha & Lent, 1998

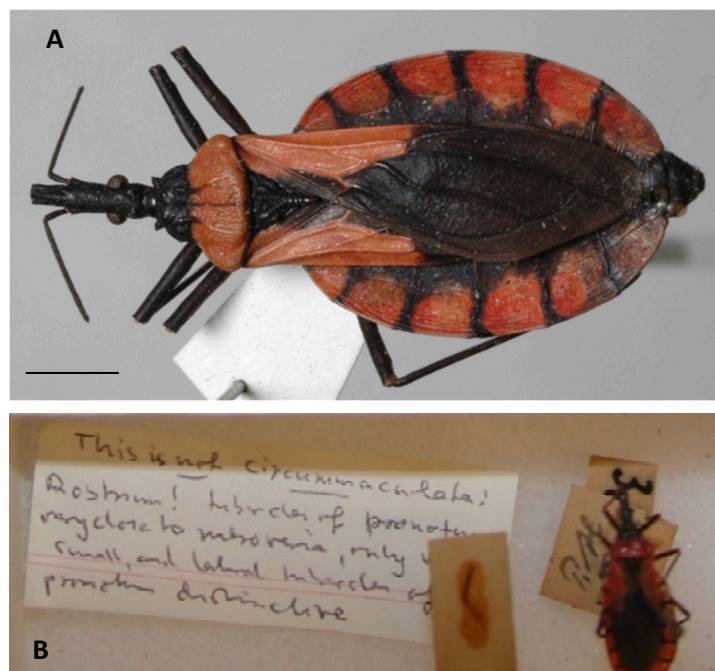
**Características principais:** Coloração geral negra com grandes manchas alaranjadas ou avermelhadas no lobo posterior do pronoto, cório e conexivo. Pronoto com o



lobo anterior apresentando tubérculos discais bem desenvolvidos e tubérculos laterais ausentes; lobo posterior variando do vermelho ao laranja, ângulos umerais arredondados. (Fig. 5A). (Descrição completa em Jurberg et al. 1998).

**Material-tipo:** Coleção de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz (CTIOC), Rio de Janeiro. Série Tipo: **Holótipo** (5505); **Parátipos** (5506, 5507, 5508).

A observação de um espécime da coleção entomológica do Museu de História Natural de Nova York (depositado em 1946), mostrou semelhança morfológica a *T. carcavalloei* porém com um padrão cromático diferente da descrição original. Junto ao espécime havia uma anotação do pesquisador Pedro Wygodzinsky: “*Isto não é circummaculata! Rostro! Tubérculos do pronoto muito próximo a rubrovaria, apenas com pequenos e laterais tubérculos no pronoto distinguíveis*” (Fig 5B). O mesmo foi notado para alguns espécimes depositados como *T. circummaculata*, na mesma coleção, e que possuíam morfologia muito semelhante a *T. pintodiasi* (JURBERG et al., 2013). Cabe ressaltar que os espécimes estão depositados nessa coleção há pelo menos 30 anos, mantendo suas colorações praticamente originais. A única citação sobre essas diferenças, foi feita por Di Primio (1962), e Lent e Wygodzinsky (1979) que apontaram que *T. circummaculata* variava assim como *T. rubrovaria*. Porém, até o momento não observamos variações cromáticas no pronoto, foram observados somente espécimes com padrão de coloração idêntico a descrição original da espécie.

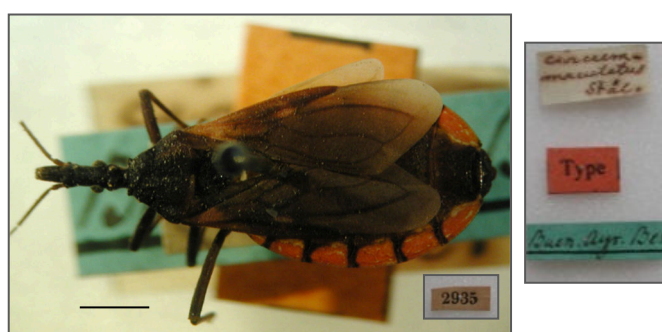


**Figura 5.** A) *Triatoma carcavalloei* Holótipo fêmea, CTIOC Fiocruz, Rio de Janeiro. B) Imagem da anotação do pesquisador Pedro Wygodzinsky e o espécime depositado na coleção entomológica do Museu de História Natural em Nova York, EUA.

### 3.1.2. *Triatoma circummaculata* (Stål, 1859)

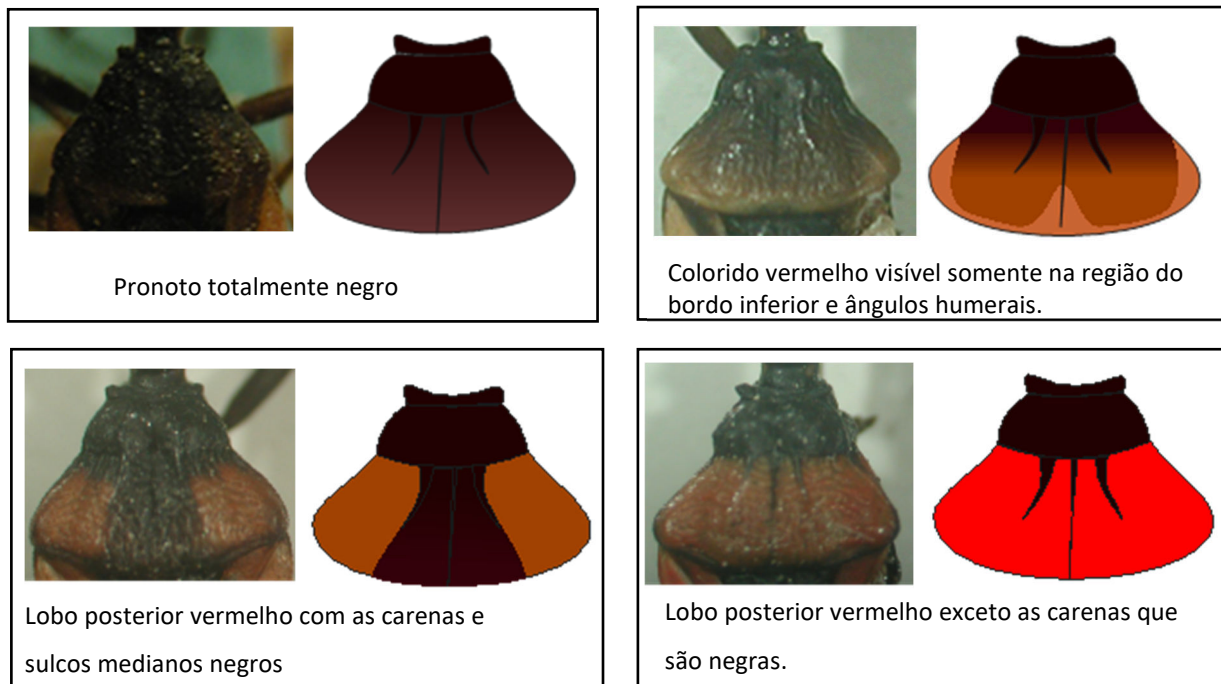
**Características principais:** Coloração geral castanho-escuro ou negra, com manchas que podem variar do laranja ao vermelho no pronoto, cório e conexivo. Pronoto com lobo anterior variando de castanho-escuro a negro, lobo posterior como o lobo anterior, ou variando de parcialmente a totalmente vermelho. Escutelo com processo apical da metade do comprimento do corpo principal e raramente com ápice claro. Conexivo vermelho brilhante com faixas negras transversais estreitas localizadas sobre as suturas intersegmentares. (Descrição completa em Lent e Wygodzinsky, 1979) (Fig. 6)

**Material-tipo:** Museum für Naturkunde (Museu de História Natural), Berlim, Alemanha. Série tipo: Holótipo e 2 parátipos (lote 2935) (Fig. 6).



**Figura 6.** Holótipo fêmea de *Triatoma circummaculata* depositado na coleção do Museu de História Natural, Berlim.

*Triatoma circummaculata* foi descrita por Stål em 1859 como *Conorhinus circummaculatus* proveniente de Buenos Aires. A espécie tem como característica pronoto com o lobo anterior variando do castanho ao preto, lobo posterior apresentando um padrão cromático variado que vai do totalmente negro ao vermelho (Fig.7). Dos espécimes analisados, o padrão pronoto com lobo anterior preto e lobo posterior vermelho foi o mais encontrado (53%). O segundo padrão mais observado foi o pronoto totalmente preto (28%), o padrão com manchas no lobo posterior foi menos observado (19%). O polimorfismo cromático do pronoto desta espécie variou menos do que em *T. rubrovaria*, mas também foram observados espécimes que apresentaram coloração amarela e laranja em seus conexivos. Analisando os espécimes de *T. circummaculata* coletados recentemente e os depositados na coleção do AMNH-NY com os espécimes depositado no Museu de História Natural de Berlim, podemos observar que morfologicamente eles são muito próximos, mas seus padrões cromáticos de pronoto e conexivo (amarelos e laranjas) são muito distintos da série tipo (vermelho).

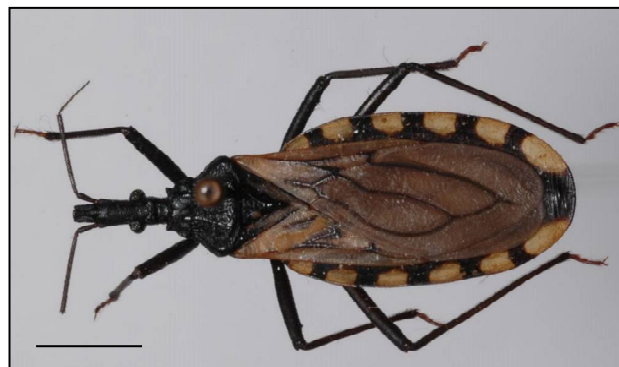


**Figura 7.** Foto e desenho esquemáticos dos novos padrões cromáticos encontrados em espécimes de *T. circummaculata* do Estado do Rio Grande do Sul.

### 3.1.3. *Triatoma klugi* Jurberg, Lent & Galvão, 2001

**Características principais:** Coloração geral negra, com manchas amarelas centrais no conexivo, parte externa do clavo e base do cório. Pronoto negro, rugoso. Lobo anterior com tubérculos disciais vestigiais. Processo do escutelo cônico, pequeno e voltado para cima. Hemiélitros não atingindo o bordo posterior do abdômen, apenas a metade do VII urotergito. Cório amarelo com veias negras. Fêmures anteriores e médios com 1 + 1 tubérculos pequenos. Para descrição completa veja Carcavallo et al. (2001) (Fig. 8)

**Material-tipo:** Coleção de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz (CTIOC), Rio de Janeiro



**Figura 8.** Espécime de *Triatoma klugi* (n. 2926), depositado na coleção de Triatomíneos do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro (CTIOC).

#### 3.1.4. *Triatoma oliveirai* (Neiva, Pinto & Lent, 1939)

**Características principais:** Coloração geral negra com manchas amareladas. Genas ultrapassando o ápice do clipeo. Lobo anterior com 1+1 tubérculos discais pequenos e 1+1 tubérculos laterais negros ou alaranjados. Hemiélitro curto. Fêmures com um par de pequenos denticulos subapicais. Conexivo negro com grandes áreas amarelas. Para descrição completa veja Lent e Wygodzinsky (1979) (Fig. 9)

**Material-tipo:** Coleção de Triatomíneos do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro.

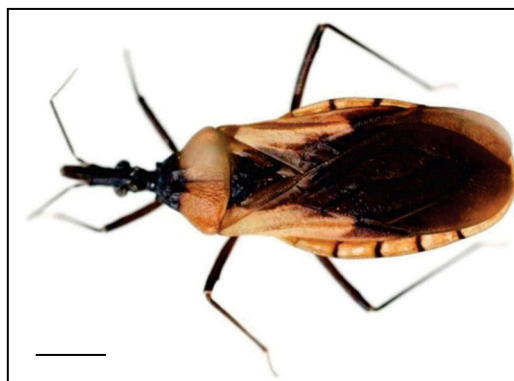


**Figura 9.** Espécime de *Triatoma oliveirai* depositado na coleção de Triatomíneos do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro (CTIOC).

#### 3.1.5. *Triatoma pintodiasi* Jurberg, Cunha & Rocha, 2013

**Características principais:** Pronoto com lobo anterior totalmente negro, lobo posterior totalmente laranja. Hemiélitros com a maior parte do clavo e pequena porção do cório castanho-escuros e maior parte do cório laranja; nervuras da membrana castanho-escuros, tornando-se laranja ao adentrarem o cório. (Para descrição completa veja Jurberg et al. 2013) (Fig.10).

**Material-tipo:** Coleção de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz (CTIOC), Rio de Janeiro



**Figura 10.** Holótipo de *Triatoma pintodiasi*.  
Fonte: (JURBERG et al., 2013).

*Triatoma pintodiasi* é a espécie mais recente descrita do subcomplexo. Observando espécimes silvestres, podemos observar que apresenta características um pouco diferentes da sua descrição. O padrão de coloração do pronoto mais encontrado foi o lobo anterior preto e posterior laranja. Porém também foi observado que o lobo posterior desta espécie pode apresentar variações como diferentes manchas no lobo posterior (Fig.11).

A comparação morfológica de alguns espécimes mostrou que existem diferenças destes quando comparadas com a sua descrição original gerando dúvidas quanto a sua identidade taxonômica. *Triatoma pintodiasi* também apresentou morfologia distinta de *Triatoma circummaculata*.



**Figura 11.** Foto e desenho esquemáticos dos novos padrões cromáticos encontrados em espécimes de *T. pintodiasi* do Estado do Rio Grande do Sul.

### 3.1.6. *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1846)

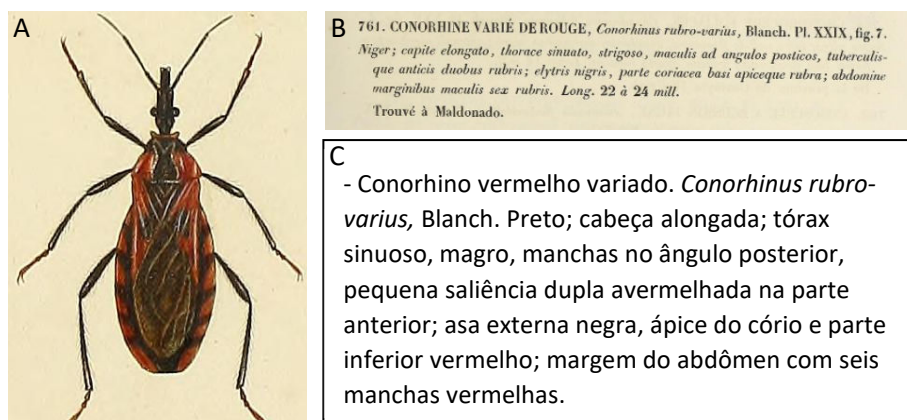
**Características principais:** Coloração geral negra com manchas laranjas ou vermelhas no pescoço, pronoto, cório e conexivo. Pronoto com lobo anterior invariavelmente negro, lobo posterior com grande variabilidade cromática, podendo ser completamente negro, com manchas vermelhas ou completamente avermelhado. Cório negro com manchas basais e subapicais claras, membrana castanho-escuro. Conexivo negro com grande mancha vermelha ou laranja na região central de cada segmento. (Para descrição completa veja Lent e Wygodzinsky, 1979) (Fig.12).

**Material-tipo:** *Conorhinus rubrovarius*: desconhecido; sinónimas: *Triatoma rubroniger*: Museum für Naturkunde (Museu de História Natural), Berlim, Alemanha; *T. gomesi*: Coleção Herman Lent, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro; *T. bruchi*: Misión de Estudios de Patología Regional, Buenos Aires, Argentina.



**Figura 12.** A. Espécime de *Triatoma rubrovaria* depositado no Museu de História Natural de Berlim, Alemanha, designado por Lent e Wygodzinsky como lectótipo. B. Etiquetas do espécime.

Blanchard descreveu *T. rubrovaria* em 1843, como *Conorhinus rubro-varius*. A descrição apresentava que este era um “conorhino” com variação vermelha. A descrição original continha apenas três breves linhas e a indicação de ter sido encontrado em Maldonado no Uruguai (Fig.13). O holótipo encontra-se desaparecido.



**Figura 13.** A. Desenho de *Triatoma rubrovaria* feito por Blanchard em 1846; B. descrição original em latim; C. Tradução da descrição original

Os espécimes de *T. rubrovaria* apresentaram uma extensa variação cromática no pronoto, asas e conexivos corroborando as informações de Lent (1942), Di Primio (1957) e Lent e Wygodzinsky (1979). Até o momento foram encontrados 16 novos polimorfismos cromáticos, e foi constatado que o padrão “pronoto totalmente preto”, que era considerado como o mais raro, foi o mais encontrado em diferentes municípios do Rio Grande do Sul (Fig. 14). Além da variação cromática do pronoto, observamos alterações da coloração desses insetos, sendo encontrados espécimes de coloração amarela e laranja, principalmente nas localidades de Lavras do Sul, Vila Nova do Sul e Caçapava do Sul, e espécimes com mistura de cores como asas laranjas, pronoto totalmente negro e conexivos amarelos, também foram observadas cores rosadas para algumas asas.

Lent e Wygodzinsky (1979), fizeram algumas observações sobre *Triatoma rubrovaria*, designando um lectótipo fêmea para a espécie. Os autores examinaram um inseto depositado na coleção entomológica de Berlim, coletado por Sello no Brasil e estudado por Stål em 1859 e o classificaram como *T. rubroniger* que foi posteriormente sinonimizado com *T. rubrovaria* (Fig. 12). Entretanto, essa designação foi equivocada, pois ao invés de lectótipo este deveria ter sido classificado como **neótipo**, pois esse material não faz parte do material original examinado por Blanchard.

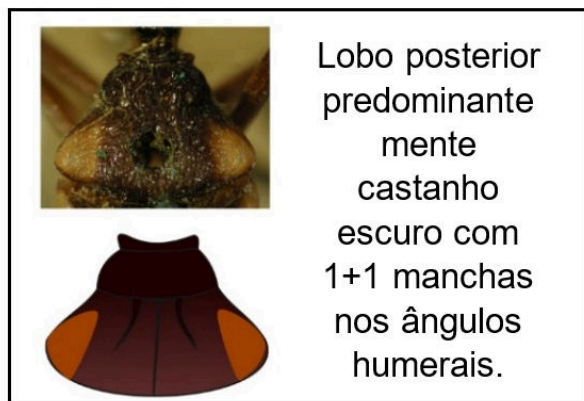
Quando comparamos todos os espécimes coletados em campo com os espécimes depositados nessa coleção, nota-se que as diferenças no tamanho, na largura dos conexivos e principalmente no polimorfismo cromático do pronoto e corpo são muito maiores do que os descritos por Lent (1942), Lent e Wygodzinsky (1979) e Almeida et al. (2002). O trabalho de Lent (1942) descreve as variações cromáticas com base na modificação da mancha de coloração negra e não no aumento ou diminuição das manchas vermelhas, contrariando o significado do nome da espécie, pois *rubrovaria* significa variação do vermelho, portanto, não sabemos ao certo se temos uma supressão da mancha vermelha ou uma expansão da mancha negra no pronoto desses insetos. Até o momento a melhor hipótese é uma supressão da cor vermelha, devido a um claro aumento de indivíduos com pronoto totalmente negro. Em alguns municípios só é possível encontrar esse padrão de pronoto (ALMEIDA et al. 2002).

Existem poucos trabalhos na literatura investigando as questões envolvidas no polimorfismo cromático e qual a validade dessas alterações como caracteres diagnósticos, ou seja, o quanto essas diferenças seriam significativas para designação de novas espécies.

### 3.2. TAXONOMIA INTEGRADA: MORFOMETRIA GEOMÉTRICA, ANÁLISE DE DNA E HIDROCARBONETOS CUTICULARES

A primeira questão respondida pela Taxonomia Integrada foi: *Triatoma pintodiasi* seria de fato uma espécie nova ou apenas um morfotipo de *T. circummaculata*? Em alguns municípios, como São Jerônimo foram coletados apenas espécimes de *T. circummaculata* e *T. pintodiasi*, o que pode representar uma sobreposição de espécies, e que estas podem estar mais aptas a ocupar mais rapidamente os nichos de *T. rubrovaria*. Nas análises de HCS as porcentagens dos compostos majoritários foram diferentes entre as espécies (Fig. 15A). O dendograma comparativo de espécimes (*single linkage method* ou *nearest neighbor*) mostra que existem dois clusters: 1. o neótipo de *T. rubrovaria* (1595vB) aparece como táxon

irmão de um espécime de *T. pintodiasi* (Tpd\_1608). 2. reúne os espécimes de *T. circummaculata*, *T. pintodiasi* e *T. rubrovaria*, onde o espécime *T. pintodiasi* (Tpd\_1607) aparece como o ramo mais basal e externo no dendograma. É nítida a separação dos três espécimes de *T. circummaculata* dos demais *T. rubrovaria*. Estes aparecem como um arranjo de ramos bem distinto, pareado com seu ramo irmão *T. pintodiasi* (Tpd\_1606). Já no agrupamento de ramos de *T. rubrovaria* só é possível observar a clara separação dos insetos que apresentam cor laranja (1400lar). Os espécimes de cor amarela (1395a, 1394a), vermelha e rosa não mostram uma distinta separação por cor. Uma exceção é o espécime de *T. rubrovaria* (1389v) que está fora desse agrupamento aparecendo como o ramo mais basal (Fig. 15B).







Lobo posterior castanho escuro com exceção da carena, dos ângulos posteriores e bordo lateral.



Lobo posterior predominantemente castanho escuro com exceção do bordo inferior.



Lobo posterior vermelho com exceção das carenas bordo superior do pronoto.



Lobo posterior predominantemente negro com 1+1 manchas vermelhas nos ângulos humerais



Lobo posterior predominantemente castanho escuro com exceção do bordo inferior que apresenta mancha vermelha larga.



Lobo posterior predominantemente negro com 1+1 manchas vermelhas nos ângulos humerais.



Mancha negra pode se alargar de forma que o colorido vermelho fique visível somente na região do bordo inferior e ângulos humerais.

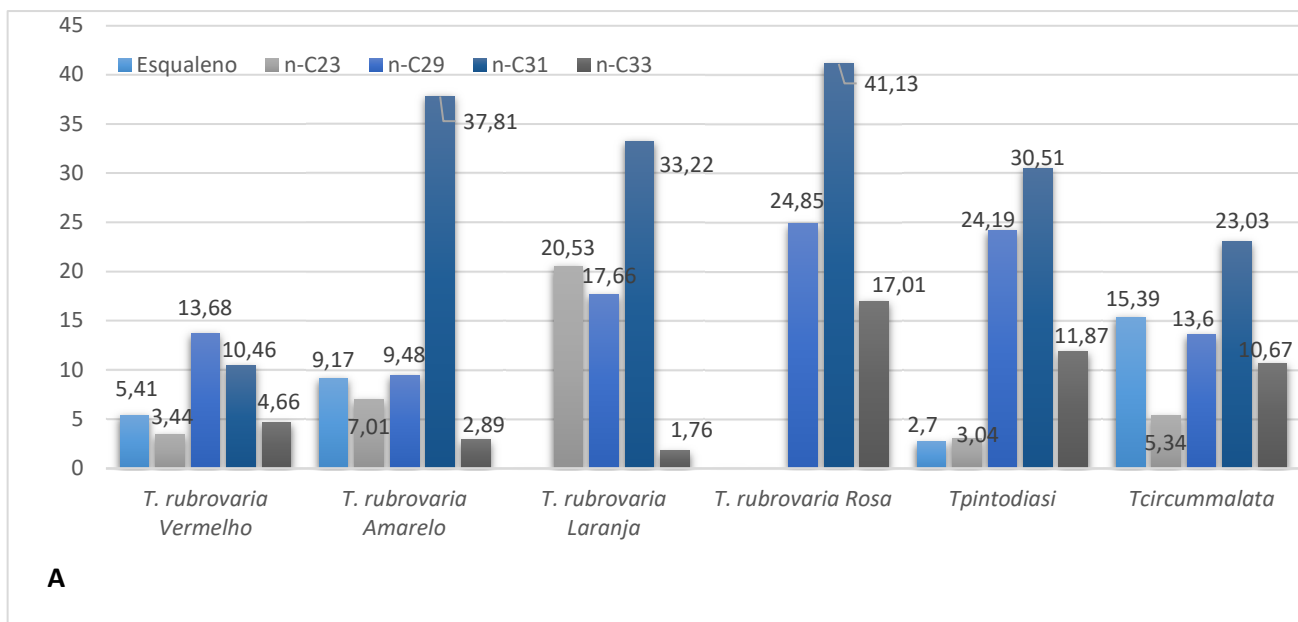


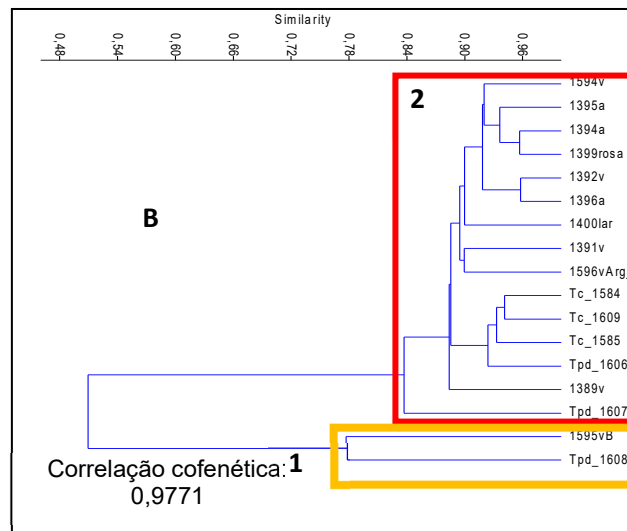
Lobo posterior predominantemente negro com uma mancha na porção final da linha mediana e 1+1 manchas vermelhas nos ângulos humerais.



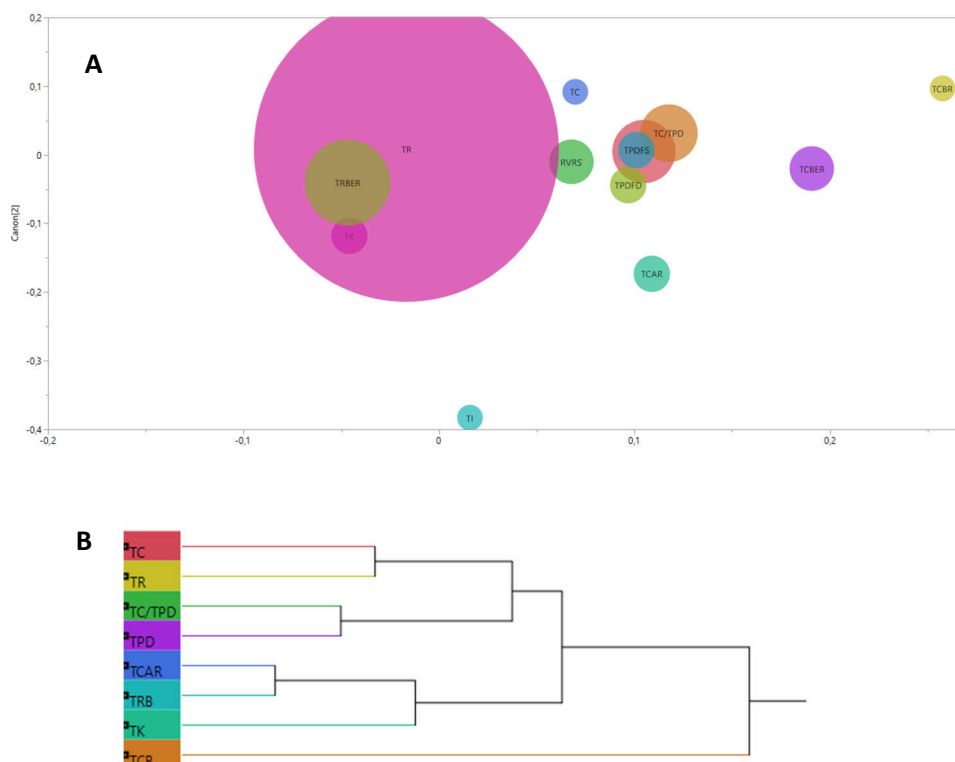
**Figura 14.** Fotos e desenhos esquemáticos dos padrões cromáticos encontrados recentemente em espécimes de *T. rubrovaria* do Estado do Rio Grande do Sul

Os resultados da morfometria geométrica, associados aos HCs sugerem que *T. pintodiasi* é uma linhagem independente, apresentando uma clara separação das demais espécies e uma sobreposição de seus espécimes (Fig. 15 B). Estes dados corroboram as análises filogenéticas de Alevi et al. (2016) que confirmaram o *status* específico desta espécie. Os dados de morfometria geométrica de cabeças (Fig 16A) sugerem a existência de outras espécies com características morfológicas próximas a *T. pintodiasi*, porém mais análises são necessárias.





**Figura 3.** A. Comparação entre as porcentagens médias dos n-alcenos majoritários e do esqualeno presentes nos espécimes analisados de *Triatoma rubrovaria* vermelho, amarelo, laranja e rosa, *Triatoma pintodiasi* e *Triatoma circummaculata*. B. Dendrograma montado a partir do índice de similaridade de Bray-Curtis por “single linkage method” comparando *Triatoma rubrovaria* vermelho, amarelo, laranja e rosa, *Triatoma circummaculata* e *Triatoma pintodiasi*. Cluster 1 mostra *T. rubrovaria* do Museu de Berlim (1595vB) como táxon irmão de *T. pintodiasi* (Tpd\_1608); Cluster 2 mostra as distâncias entre os outros espécimes analisados.



**Figura 4.** A. Mapa fatorial mostrando a morfometria geométrica das cabeças. TR: *Triatoma rubrovaria*; TK: *Triatoma klugi*; TCAR: *Triatoma carvalhoi*; TRBer: *Triatoma rubrovaria* série Berlim; TPD: *Triatoma pintodiasi*; TPDFD: *Triatoma pintodiasi* de Fernão Dias; TC: *Triatoma*

*circummaculata* brasileiro; TC/TPD: *Triatoma pintodiasi* com algumas características de *Triatoma circummaculata*; TCB: *Triatoma circummaculata* holótipo série Berlim; TCB: *Triatoma circummaculata* coleção IOC; RVRS: *Triatoma rubrovaria* de Santa Maria. B. Análise de cluster da morfometria geométrica das asas: TR: *Triatoma rubrovaria*; TK: *Triatoma klugi*; TCAR: *Triatoma carcavalloii*; TRB: *Triatoma rubrovaria* série Berlim; TPD: *Triatoma pintodiasi*; TC: *Triatoma circummaculata* brasileiro; TC/TPD: *Triatoma pintodiasi* com algumas características de *Triatoma circummaculata*; TCB: *Triatoma circummaculata* holótipo série Berlim.

Por outro lado, os resultados referentes a *T. circummaculata* foram contrários ao esperado. As análises de morfometria geométrica, tanto de asas (Fig. 16B) quanto de cabeça, indicaram que os espécimes coletados no Brasil são na verdade, uma espécie diferente da descrita por Stål em 1859. Está foi a primeira vez que se utilizou a série tipo para uma análise além da taxonomia clássica. Os resultados de HCs mostraram que essa espécie difere de *T. pintodiasi* obtidos em campo, porém a comparação com a composição química de seu holótipo não foi possível. É notória a ausência de informações de ocorrência de *T. circummaculata*, durante um longo período, a última informação detalhada foi feita por Di Primio (1962), mostrando em pranchas alguns padrões cromáticos desta espécie. Alguns dos espécimes apresentam morfologia muito semelhante à de *T. pintodiasi*. O trabalho de Silveira (2011) sobre o inquérito entomológico no Brasil no período de 1975-1983, não apresenta dados referentes a presença de *Triatoma circummaculata* no país levantando o questionamento do que pode ter ocorrido nessa região durante esses anos.

A segunda questão seria se os morfotipos amarelos de *T. rubrovaria* seriam um morfotipo ou pertenceriam a espécie *T. klugi*? Foi possível observar um total de sete haplótipos do gene *cytb*, entretanto as relações filogenéticas desse grupo não ficaram bem resolvidas (suporte estatístico baixo). A comparação da divergência genética entre os haplótipos revelou que a distância K2P entre indivíduos da mesma espécie variou de 0 – 6% e a média entre indivíduos de espécies diferentes variou entre 2 – 6%.

As amostras de *T. rubrovaria* provenientes de Canguçu e Pinheiro Machado compartilharam o mesmo haplótipo e que Santana do Livramento é o local que podemos encontrar a maior diversidade de haplótipos entre todas as localidades estudadas. Foram observados diversos haplótipos mas não foi possível verificar um haplótipo ancestral, devido desigual distribuição geográfica de todos os haplótipos observados. Porém é possível observar que essas populações devem ter sofrido uma expansão geográfica recente devido a forma na qual a rede está representada. Comparando os dados de biologia molecular com

os de morfometria geométrica e hidrocarbonetos cuticulares podemos observar que os espécimes de cor amarela, distribuídos em diversas localidades, representam um morfotipo singular, que também é distinta de *T. klugi* (também apresenta coloração amarela). As diferenças de conformação de *T. rubrovaria* são tão abrangentes que não é possível identificar somente com os mapas fatoriais de componentes principais e análises discriminantes, a separação morfométrica entre *T. rubrovaria* e *T. klugi*. E apesar do distanciamento geográfico, dados moleculares sugerem que os espécimes de *T. rubrovaria* encontrados na localidade de Quevedos (coloração amarela) estão mais proximamente relacionados a *T. klugi* corroborando os dados de Justi et al. (2014) (Fig. 17).

A variabilidade genética de *T. rubrovaria* foi comparada pela primeira vez por Almeida et al. (2002) através das análises de isoenzimas, mais tarde Rocha (2009) constatou uma variabilidade entre três populações do Rio Grande do Sul utilizando o marcador **Cytb**. A autora sugeriu que este seria o mais adequado para analisar a variabilidade intrapopulacional, porém não foi possível comparar as sequências deste trabalho em nossos resultados. Apesar da rede de haplótipos gerar o máximo de informação possível no relacionamento entre as amostras, os dados obtidos do sequenciamento do gene **Cytb** para esse grupo são inconclusivos, pois a divergência é insuficiente para resolução da filogenia.

Segundo Kather e Martin (2012) e Braga et al. (2013), assim como as características morfológicas, os HCs podem ser considerados caracteres de valor taxonômico, indicando que essa metodologia pode ser utilizada para separação de espécies, pois alcenos e alcanos metil ramificados apresentam características discriminatórias.

Nossos resultados mostram uma clara separação dos espécimes de *T. circummaculata*, *T. rubrovaria* e *T. pintodiasi* utilizando os HCs. Uma observação importante foi a presença de esqualeno em abundância na maioria dos cromatogramas, vale ressaltar que este composto não é produzido por insetos, sendo provavelmente adquirido durante a alimentação desses vetores em mamíferos. Como eles se expressam nos HCs ainda precisa ser analisado.

Como observados por Juarez et al. (2001) e Juárez e Calderón-Fernández (2007) uma característica dos triatomíneos é a presença de tetrametil alcanos, entretanto nos espécimes analisados estes compostos sempre apareceram em abundâncias relativas baixas não sendo importante na diferenciação dessas espécies.

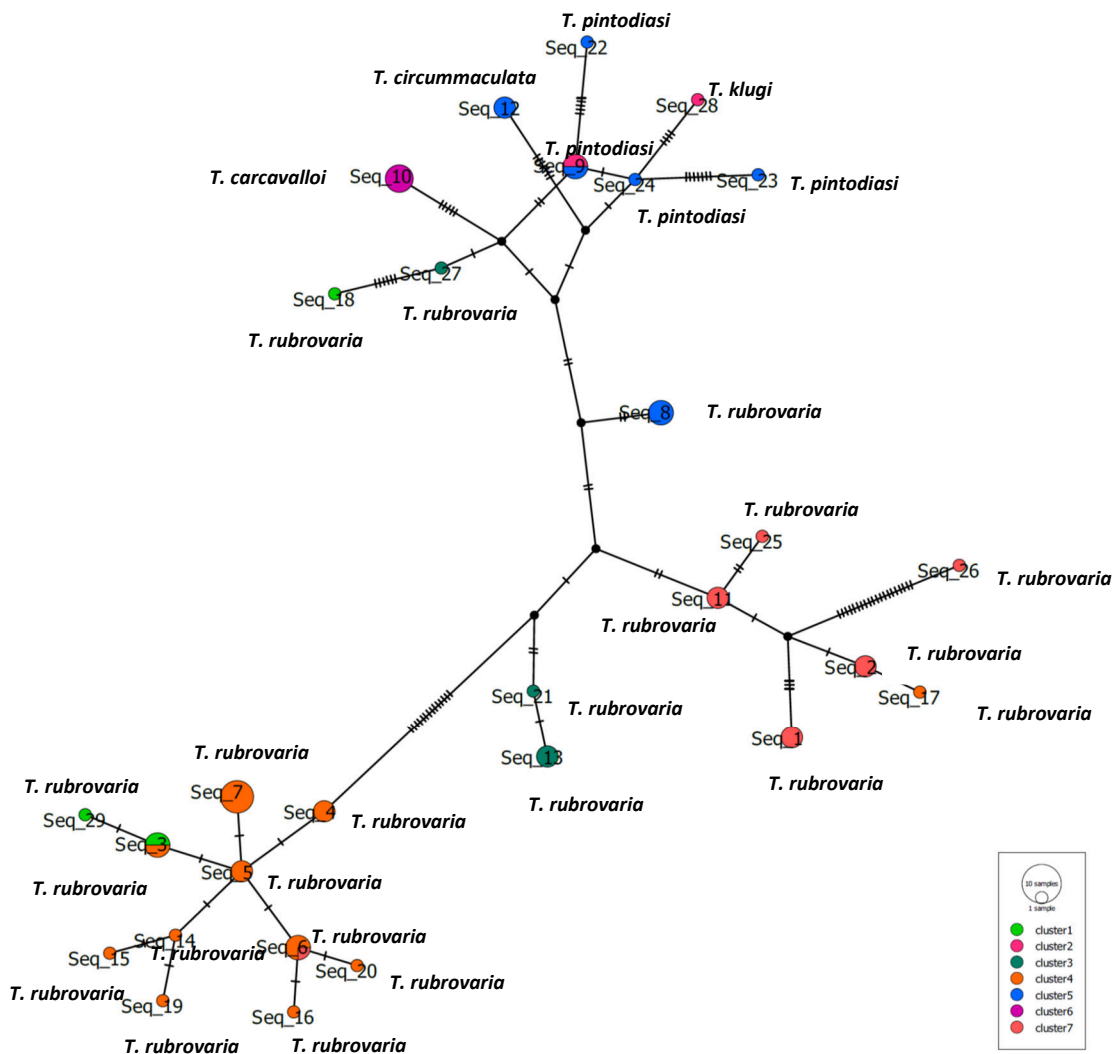


Figura 17. Árvore mostrando o agrupamento dos haplótipos.

Outra possível aplicação dos HCs estaria relacionada ao desenvolvimento de novos inseticidas espécie-específico, pois a composição dos hidrocarbonetos da cutícula dos insetos está diretamente relacionada a resistência aos inseticidas, e quanto mais aprofundarmos os conhecimentos sobre sua composição e biossíntese mais próximos estaremos de torná-los vulneráveis (CALDERÓN-FERNÁNDEZ et al., 2011, QIU et al., 2012, CALDERÓN-FERNÁNDEZ; JUÁREZ, 2013, BALABANIDOU et al., 2016).

Apesar do subcomplexo *T. rubrovaria* estar bem distribuído no Brasil, uma das espécies tem distribuição restrita a Argentina: *Triatoma limai* Del Ponte, 1929. Porém, seria essa um morfotipo de *T. circummaculata*? Del Ponte (1929) descreveu esta espécie como similar a *Triatoma sordida* (Stål, 1859), e o que diferenciava as duas seriam as manchas do conexivo, os segmentos visíveis do lábio (rosto), fêmeures e inserção dos ocelos. Porém Lent

e Wygodzinsky (1979) fizeram uma observação sobre as duas espécies e afirmaram que “*T. limai* é obviamente proximoamente relacionada a *T. circummaculata*” e separaram *T. limai* de *T. circummaculata* devido à grande distância geográfica, tamanho dos olhos e porção posterior da cabeça mais elevada, e caracteres cromáticos (pronoto uniformemente escuro, as áreas claras nas asas sem modificações e manchas do conxivo mais largas). Os autores consideraram essas modificações entre as espécies constantes, mesmo observando poucos espécimes, e que manteriam o status específico das espécies enquanto não tivessem evidências do contrário. Apesar de existirem poucos espécimes depositados em coleção uma análise comparativa, utilizando ferramentas auxiliares das duas espécies é necessária.

#### 4. CONCLUSÃO

A taxonomia integrada se mostra cada vez mais importante para a comparação e elucidação de questões taxonômicas. Pela primeira vez, em triatomíneos, foi possível analisar um espécime tipo de coleção utilizando a análise dos hidrocarbonetos cuticulares. Os perfis cromatográficos das espécies *T. circummaculata*, *T. pintodiasi* e *T. rubrovaria* geraram dados que demonstram que a técnica é uma ferramenta útil na diagnose desse grupo. Os resultados de morfometria geométrica diferenciaram espécies *T. carcavalloji*, *T. circummaculata*, *T. pintodiasi*, *T. klugi* dos diferentes morfotipos de *T. rubrovaria*, mas sugerem que os espécimes de *T. circummaculata* encontrados no Estado do Rio Grande do Sul possam ser uma nova entidade taxonômica. A rede de haplótipos para as espécies *T. carcavalloji*, *T. circummaculata*, *T. pintodiasi*, *T. klugi* e *T. rubrovaria* utilizando o marcador mitocondrial citocromo b, são inconclusivos, pois a divergência é insuficiente para resolução da filogenia. *Triatoma limai* a única espécie não encontrada no estado e precisa de uma análise mais ampla, pois sua morfologia é bem semelhante à de *T. circummaculata*.

#### 5. AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Barbara Mariante pela tradução das descrições em Latim para o português, ao Dr. Jurgen Deckert curador da coleção de Hemiptera do Museu de História

Natural de Berlim (Museum für Naturkunde) pelo suporte e acesso a coleção, a Ruth Salas do Museu American de História Natural (American Museum of Natural History) em Nova York pelo acesso a coleção. Ao Centro Estadual de Vigilância em Saúde (CEVS) do Rio Grande do Sul e a Cleonara Bedin por todo suporte logístico. Ao agente Vilceu Scotti por todo apoio na coleta dos espécimes, ao Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde do Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

## 6. REFERENCIAS

ABAD-FRANCH, F.; MONTEIRO, F. Molecular research and the control of Chagas disease vectors. **An Acad Bras Cienc**, v. 77, p. 437–454, 2005.

ALEVI, C.; GUERRA, A.L.; HENRIQUE, C.; IMPERADOR, C.H.L.; JURBERG, J.; FERRAZ, F.; et al. Mitochondrial Gene Confirms the Specific Status of *Triatoma pintodiasi* Jurberg, Cunha, and Rocha, 2013 (Hemiptera, Triatominae), an Endemic Species in Brazil. **Am Soc Trop Med Hyg**, v. 96, n. 1, p. 200-2001, 2017.

ALMEIDA, C.E.; PACHECO, R.S.; NOIREAU, F.; COSTA, J. *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1843) (Hemiptera: Reduviidae) I: isoenzymatic and chromatic patterns of five populations from the State of Rio Grande do Sul, Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 97, p. 829–834, 2002.

BALABANIDOU, V.; KAMPOURAKI, A.; MACLEAN, M.; BLOMQUIST, G.; TITTIGER, C.; JUAREZ, P. Cytochrome P450 associated with insecticide resistance catalyzes cuticular hydrocarbon production in *Anopheles* Cytochrome P450 associated with insecticide resistance catalyzes cuticular hydrocarbon production in *Anopheles gambiae*. **Proc Natl Acad Sci**, v. 113, n. 33, p. 9268-9273, 2016.

BAGNÈRES, A. G.; BLOMQUIST, G. J. **Site of synthesis, mechanism of transport and selective deposition of hydrocarbons**. In: BLOMQUIST, G., J.; BAGNÈRES, A. G. (Org.) *Insect hydrocarbons: biology, chemistry and chemical ecology*, Cambridge University Press, 2010.

BAGNÈRES, A. G.; WICKER-THOMAS, C. **Chemical taxonomy with hydrocarbons**. In: BLOMQUIST, G., J.; BAGNÈRES, A. G. (Org.) *Insect hydrocarbons: biology, chemistry and chemical ecology*, Cambridge University Press, 2010.

BARGUES, M.D.; MARCILLA, A.; DUJARDIN, J.P.; MAS-COMA, S. Triatomine vectors of *Trypanosoma cruzi*: a molecular perspective based on nuclear ribosomal DNA markers.



**Trans R Soc Trop Med Hyg**, v. 96, n. suppl 1, p. s159–s164, 2002.

BARUFFA, G.; ALCANTARA FILHO, A. Prevalência sorológica da doença de Chagas na zona sul do Rio Grande do Sul (Brasil). **Rev Inst Med Trop São Paulo**, v. 9, n. 2, p. 95-104, 1977.

BARUFFA, G.; ALCANTARA FILHO, A. Inquérito sorológico e entomológico da infecção pelo *T. cruzi* na Região Sul do Rio Grande do Sul, Brasil. **Ann Soc Belge Méd Trop**, v. 1, p. 171–179, 1985.

BEDIN, C.; MELLO, F.; STASIAK, T.; TORRES, M.A.; ESTIMA, C.; FERREIRA, C.F.; SEHN, L. **Boletim Epidemiológico**, 2009.

BOOKSTEIN, F.L. **Morphometric tools for landmark data: geometry and biology**. New York: Cambridge Univ. Press. 1991.

BLOMQUIST, G.J.; NELSON, D.R.; DE RENOBLES, M. Chemistry, biochemistry, and physiology of insect cuticular lipids. **Arch Insect Biochem Physiol**, v. 6, p. 227-265, 1987.

BLOMQUIST, G.J.; BAGNÈRES, A.G. **Introduction: history and overview of insect hydrocarbons**. In: BLOMQUIST, G.J.; BAGNÈRES, A.G. editores. *Insect hydrocarbons: Biology, biochemistry, and chemical ecology*. New York: Cambridge University Press, 2010.

BRAGA, M.V.; PINTO, Z.T.; CARVALHO, M.M.; BLOMQUIST, G.J. Effect of age on cuticular hydrocarbon profiles in adult *Chrysomya putoria* (Diptera: Calliphoridae). **Forensic Sci Int**, v. 259, p. e37-e47, 2016.

BRAGA, M. V.; PINTO, Z. T.; QUEIROZ, M. M. C.; MATSUMOTO, N.; BLOMQUIST, G. J. Cuticular hydrocarbons as a tool for the identification of insect species: puparial cases from Sarcophagidae. **Acta Tropica**, v. 128, p. 479-485, 2013.

BRAY, J. R.; CURTIS, J. T. An ordination of the upland forest communities of Southern Wisconsin. **Ecological Monographs**, v. 27, p. 325–349, 1957.

BRANT, T.C.; LARANJA, F.S.; BUSTAMANTE, F.M.; MELLO, A.L. Dados sorológicos e eletrocardiográficos obtidos em populações não selecionadas de zonas endêmicas de doença de Chagas no Estado do Rio Grande do Sul. **Rev Bras Malariol e Doenças Trop**, p. 139–148, 1957.

CALDERÓN-FERNÁNDEZ, G.M.; GIROTTI, J.R.; JUÁREZ, M.P. Cuticular hydrocarbons of *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae): intraspecific variation and chemotaxonomy. **J Med Entomol**, v. 48, p. 262-271, 2011.

CALDERÓN-FERNÁNDEZ, G.M.; JUÁREZ, M.P. The cuticular hydrocarbons of the *Triatoma sordida* species subcomplex (Hemiptera: Reduviidae). **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 108, n. 6, p. 778-784, 2013.

CARCAVALLO, R.U.; JURBERG, J.; LENT, H.; NOIREAU, F.; GALVÃO, C. Phylogeny of the Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) proposals for taxonomic arrangements. **Entomología y Vectores**, v. 7, n. 1, p. 1-99, 2000.

CARCAVALLO, R.U.; JURBERG, J.; LENT, H.; GALVÃO, C.; STEINDEL, M.; JOSÉ, C.; PINTO, C. Nova Espécie do Complexo *oliveirai* ( Nova Denominação para o Complexo matogrossensis ) ( Hemiptera , Reduviidae , Triatominae ) do Estado do Rio Grande do Sul , Brasil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 96, p. 71–79, 2001.

CARLSON, D.A.; BERNIER, U.R.; SUTTON, B.D. Elution patterns from capillary GC for methyl-branched alkanes. **J Chem Ecol**, v. 24, p. 1445-1465, 1998.

COUTINHO, P. P.; PINTO, O. S. ; BARBOSA, J. A. Contribuição ao conhecimento da distribuição dos triatomídeos domiciliares e de seus índices de infecção pelo *Schizotrypanum cruzi* no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Rev Bras Malariologia e Doenças Tropicais**, v. 4, p. 211-226, 1952.

CORTINHAS, L.B. **Caracterização Morfológica De Imaturos E Análise De Hidrocarbonetos Cuticulares De *Ophyra Aenescens* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Muscidae: Azeliinae)**. (Dissertação) Mestrado em Biodiversidade e Saúde - Fundação Oswaldo Cruz, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, RJ, 2015.

COSTA PASSOS, A. D.; SILVEIRA, A. C. História sobre a Doença de Chagas no Brasil: Summary of results from the national surveys. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical** v. 44, n. 2, p. 47-50, 2011.

DEL PONTE, E. Algunas especies nuevas del género *Triatoma* Lap. **Bol Soc Ent Argentina**, v. 1, p. 3-8, 1929.

DI PRIMIO, R. Triatomídeos do Rio Grande do Sul. In: Faculdade de Medicina de Pôrto Alegre, **Anais da Faculdade de Medicina. Porto Alegre**, v. 11, 1951.

DI PRIMIO, R. Variações cromáticas de *Triatoma rubrovaria*. **An Fac Med Porto Alegre**, 1957.

DI PRIMIO, R. Variações cromáticas do *Neotriatoma circummaculata* (Stål, 1859). **Rev Fac Med Porto Alegre**, v. 21, p. 16-19, 1962.

DIAS, J.C.P.; SCHOFIELD, C.J. The Evolution of Chagas Disease (American Trypanosomiasis) Control after 90 Years since Carlos Chagas Discovery. **Mem Inst Oswaldo**

**Cruz**, v. 94, p. 103–121, 1999.

DIAS, J.C.P.; SILVEIRA, A.C.; SCHOFIELD, C.J. The impact of Chagas disease control in Latin America: a review. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 97, p. 603–612, 2002.

DUJARDIN, J.P.; PANZERA, P.; SCHOFIELD, C.J. Triatominae as a Model of Morphological Plasticity under Ecological Pressure. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 94, p. 223–228, 1999.

GALVÃO, C. **Vetores da Doença de Chagas no Brasil**. Sociedade Brasileira de Zoologia, Curitiba, Paraná, 2014.

GALVÃO, C. **Taxonomia dos vetores da doença de chagas da forma à molécula, quase três séculos de história**. In: OLIVEIRA, J.; ALEVI, K.C.C.; CAMARGO, L.M.A.; MENEGUETTI, D.U.O. *Atualidades em Medicina Tropical no Brasil: Vetores*. Rio Branco, Brasil: Stricto Sensu Editora, 2021.

GALVÃO, C.; DALE, C. 2014. **9. Chaves de identificação para adultos**. In: GALVÃO, C. *Vetores da Doença Chagas no Brasil*. Sociedade Brasileira de Zoologia, Curitiba, Paraná, 2014.

GURGEL-GONÇALVES, R.; GALVÃO, C.; COSTA, J.; PETERSON, A.T. Geographic distribution of chagas disease vectors in Brazil based on ecological niche modeling. **J Trop Med**, v. 2012, p. e705326, 2012.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, P.D. Past: Paleontological Statistics Software Package For Education And Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, v. 4, n. 1, p. 4-9, 2001.

HOWARD, R.W.; BLOMQUIST, G.J. Ecological, behavioral, and biochemical aspects of insect hydrocarbons. **Annu Rev Entomol**, v. 50, p. 371-393, 2005.

JACKSON, L.L.; BLOMQUIST, G.J. **Insect waxes**. In: KOLATTUKUDY, P.E.; editores. *Chemistry and biochemistry of natural waxes*. Amsterdam: Elsevier, 1976.

JARAMILLO-O, N.; FONSECA-GONZÁLEZ, I.; CHAVERRA-RODRÍGUEZ, D. Geometric Morphometrics of Nine Field Isolates of *Aedes aegypti* with Different Resistance Levels to Lambda-Cyhalothrin and Relative Fitness of One Artificially Selected for Resistance. **PLoS ONE**, v. 9, n. 5, p. e96379, 2014.

JUÁREZ, M.P.; BLOMQUIST, G.J.; SCHOFIELD, C.J. Hydrocarbons of *Rhodnius prolixus*, a Chagas disease vector. **Comp Biochem Physiol**, v. 129, p. 733-746, 2001.

JUÁREZ, M.P.; FERNÁNDEZ, G.M.C. Cuticular hydrocarbons of triatomines. **Comp**

**Biochem Physiol**, v. 147, p. 711-730, 2007.

JURBERG, J.; CUNHA, V.; CAILEAUX, S.; RAIGORODSCHI, R.; LIMA, M.S.; ROCHA, D.S.; et al. *Triatoma pintodiasi* sp. nov. do subcomplexo *T. rubrovaria*. **Rev Pan-Amaz Saude**, v. 4, n. 1, p. 43-56, 2013.

JURBERG, J.; ROCHA, D.S.; LOROSA, E.S.; VINHAES, M.; LENT, H. Uma nova espécie de *Triatoma* do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Entomol. y Vectores**, v. 5, p. e310, 1998.

JUSTI, S.A.; RUSSO, C.A.M.; MALLET, J.R.D.S.; OBARA, M.T.; GALVÃO, C. Molecular phylogeny of Triatomini (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Parasit. Vectors**, v. 7, p. 149, 2014.

KATHER, R.; MARTIN, S.J. Cuticular hydrocarbon profiles as a taxonomic tool : advantages , limitations and technical aspects. **Physiol. Entomol**, v. 37, p. 25–32, 2012.

LENT, H. Estudo sobre os Triatomíneos do Rio Grande do Sul com a descrição de uma nova espécie. **Rev Bras Biol**, v. 2, p. 219–231, 1942.

LENT, H.; WYGODZINSKY, P. Revision of the Triatominae (Hemiptera: reduviidae), and their significance as vectors of Chagas Disease. **Bull Am Museum Nat Hist**, v. 163, p. 123–520, 1979.

LOCKEY, K.H. Cuticular hydrocarbons of adult *Eurychora* sp. (Coleoptera: Tenebrionidae). **Comp Biochem Physiol**, v. 81, p. 223-227, 1985.

LOCKEY, K.H. Lipids of the insect cuticle: origin, composition and function. **Comp Biochem Physiol**, v. 89, p. 595-645, 1988.

LOCKEY, K.H. Insect hydrocarbon classes: implications for chemotaxonomy. **Insect Biochem**, v. 21, p. 91-97, 1991.

MAGALY, C.; RAMIREZ, S.; EVELIA, E.; BLANCO, N.; MARIN, R.G.; ALEXANDER, D.; et al. Morphometric Analysis of the Host Effect on Phenotypical Variation of *Belminus ferroae* ( Hemiptera : Triatominae ). **Psyche**, v. 2015, p. e613614, 2015.

MONTEIRO, F.A.; ESCALANTE, A.A.; BEARD, C.B. Molecular tools and triatomine systematics: a public health perspective. **Trends Parasitol**, v. 17, p. 344–347, 2001.

MONTEIRO, F.A.; PERETOLCHINA, T.; LAZOSKI, C.; HARRIS, K.; DOTSON, E.M.; ABAD-FRANCH, F.; et al. Phylogeographic Pattern and Extensive Mitochondrial DNA Divergence Disclose a Species Complex within the Chagas Disease Vector *Triatoma dimidiata*. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 8, p. e70974, 2013

MOREL, C.M.; LAZDINS, J. Chagas disease. **Nat Rev Microbiol**, v. 1, p. 14–15, 2003.

NATTERO, J.; PICCINALI, R.V.; LOPES, C.M.; HERNÁNDEZ, M.L.; ABRAHAN, L.; LOBBIA, P.A.; et al Morphometric variability among the species of the *Sordida* subcomplex ( Hemiptera : Reduviidae : Triatominae ): evidence for differentiation across the distribution range of *Triatoma sordida*. **Parasit. Vectors**, v. 10, p. 1–14, 2017.

NEIVA, A. Informações sobre a biologia da Vinchuca, *Triatoma infestans*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 5, n. 1, p. 24-31, 1913.

PARADIS, E.; CLAUDE, J. APE : Analyses of Phylogenetics and Evolution in R Language APE : Analyses of Phylogenetics and Evolution in R language. **Bioinformatics**, v. 2, p. 289–290, 2004.

PATTERSON, J.S. **Comparative morphometric and molecular genetic analyses of triatominae (Hemiptera : Reduviidae)**. (Thesis) Doctor of Philosophy - University of London, 2007.

PEDROSO, D.; VELLEDA, C.; NOVICKI, A. Estudo Retrospectivo De Sororreatividade Para *Trypanosoma Cruzi* Em Doadores De Sangue Da Região Noroeste Do Rio Grande Do Sul , Brasil. **Revista de Patologia Tropical**, v. 45, n. 2, p. e16145, 2011..

PINTO, C.; LENT, H. Novo hemíptero hematófago do gênero "Panstrongylus" Bergroth, 1879. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 6, p. 459–465, 1946.

PITA, S.; LORITE, P.; NATTERO, J.; GALVÃO, C.; ALEVI, K.C.C.; TEVES, S.C.; et al. New arrangements on several species subcomplexes of *Triatoma* genus based on the chromosomal position of ribosomal genes (Hemiptera – Triatominae). **Infections, Genetics and Evolution**, v. 43, p. 225-231, 2016

QIU, Y., TITTIGER, C.; WICKER-THOMAS, C.; LE, G.; YOUNG, S.; WAJNBERG, E.; et al. An insect-speci fi c P450 oxidative decarboxylase for cuticular hydrocarbon biosynthesis. **Proc Natl Acad Sci U S A**, v. 109, n. 37, p. 14858-14863, 2012.

ROCHA, C.S. **Variabilidade genética de três colônias de *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1843), (Hemiptera, Reduviidae), oriundas do estado do Rio Grande do Sul, avaliadas por meio do seqüenciamento de genes do DNA mitocondrial e ribossomal**. (Dissertação) Mestrado - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Farmacêuticas, 2009.

SCHMUNIS, G. Prevention of transfusional *Trypanosoma cruzi* infection in Latin America. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 94, p. 93–101, 1999.

SCHOFIELD, C.J.; DUJARDIN, J.P. Chagas disease vector control in Central America.

*Parasitol. Today*, v. 13, p. 141–144, 1997.

SCHOFIELD, C.J.; GALVÃO, C. Classification, evolution, and species groups within the Triatominae. **Acta Trop**, v. 110, p. 88–100, 2009.

SILVEIRA, A.C. Entomological survey (1975–1983). **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 44, n. suppl. 2, p. 26–32, 2011.

TÁLICE, R. V.; COSTA, R. S.; RIAL, B.; OSIMAM, J. J. **Los 100 primeros casos agudos confirmados d" enfermedad de Chagas (Tripanosomiasis americana) en el Uruguay. Estudio epidemiológico, clínico y parasitológico.** Montevideo: Monteverde & Co. ed., 1940.

TAMURA, K.; DUDLEY, J.; NEI, M.; KUMAR, S. MEGA4: Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0. **Mol Biol Evol**, v. 24, p. 1596–1599, 2007.

WHO. **Integrating neglected tropical diseases into global health and development: fourth WHO report on neglected tropical diseases**, World Health Organization 2017.

YOUNG, B. TCS : a computer program to estimate gene genealogies. **Mol Ecol**, v. 9, p. 1657–1659, 2000.

## REVISÃO CARIOTÍPICA DOS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS

Yago Visinho dos Reis<sup>1</sup> e Kaio Cesar Chaboli Alevi<sup>1,2</sup>

1. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Instituto de Biociências, Botucatu, São Paulo, Brasil;
2. Laboratório de Parasitologia, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara, São Paulo, Brasil.

### RESUMO

Os triatomíneos (Hemiptera, Triatominae) são insetos de grande importância para a saúde pública por serem considerados como a principal forma de transmissão da doença de Chagas (DC). São conhecidas 157 espécies, distribuídas em 18 gêneros e cinco tribos, sendo todas elas potenciais vetores da DC. A citogenética tem sido amplamente utilizada como ferramenta taxonômica para esses insetos. Algumas características cromossômicas, como o cariótipo, por exemplo, podem ser utilizadas como diagnósticas para algumas espécies, bem como para discutir questões sistemáticas e, até mesmo, para a criação de chaves dicotômicas de identificação. Atualmente, 102 cariótipos são conhecidos, o que representa 65% das espécies válidas. Com base no exposto, agrupamos as informações cariotípicas disponíveis na literatura e ressaltamos a importância dessas análises nas demais espécies da subfamília Triatominae, uma vez que essas informações são de grande importância para o conhecimento evolutivo, taxonômico e, até mesmo, entomoepidemiológico dos vetores da DC.

**Palavras-chave:** Triatomíneos, Cariótipo e Conjunto cromossômico diploide.

### ABSTRACT

Triatomines (Hemiptera, Triatominae) are insects of great importance for public health because they are considered as the main form of transmission of Chagas disease (CD). There are 157 species, distributed in 18 genera and five tribes, all of which are potential vectors of CD. Cytogenetics has been widely used as a taxonomic tool for these insects. Some chromosomal characteristics, such as karyotype, for example, can be used as diagnoses for some species, as well as to discuss systematic issues and even for the creation of dichotomous identification keys. Currently, 102 karyotypes are known, representing 65% of valid species. Based on the above, we grouped the karyotype information available in the literature and we emphasize the importance of these analyses in other species of the Triatominae subfamily, since this information is of great importance for the evolutionary, taxonomic and even entomoepidemiological knowledge of CD vectors.

**Keywords:** Triatomines, Karyotype and Diploid chromosome set.

## 1. INTRODUÇÃO

A doença de Chagas (DC), causada pelo protozoário *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae), afeta cerca de sete milhões de pessoas ao redor do mundo (WHO, 2021). A transmissão do parasito ocorre, principalmente, por meio das fezes/urina de triatomíneos (Hemiptera, Triatominae) infectados, os quais têm o hábito de defecar durante o repasto sanguíneo (GALVÃO, 2014; WHO, 2021). Apesar de vários surtos de infecção oral terem sido notificados nas últimas décadas (DIAS et al., 2008; COURA, 2015), vale destacar que o inseto também está envolvido nessa forma de transmissão (MONSALVE-LARA et al., 2021), ressaltando, assim, a importância do controle populacional dos vetores para a prevenção da doença.

São conhecidas 157 espécies de triatomíneos (sendo três fósseis), as quais são divididas em 18 gêneros e cinco tribos (Tabela 1) (ALEVI et al., 2020; DALE; JUSTI; GALVÃO, 2021; ZHAO; GALVÃO; CAI, 2021). Todas elas são consideradas como potenciais vetoras do *T. cruzi*, mas variam no grau de importância epidemiológica (sendo classificadas como espécies de importância primária, secundária e silvestres) (GALVÃO, 2014). Dessa forma, o conhecimento dos aspectos biológicos, ecológicos, genéticos, comportamentais, taxonômicos e epidemiológicos desses insetos auxilia no direcionamento dos órgãos responsáveis pelo controle vetorial (GALVÃO, 2014; OLIVEIRA et al., 2020).

**Tabela 1.** Tribos, gêneros e espécies agrupados na subfamília Triatominae.

<b>Tribos</b>	<b>Gêneros</b>	<b>Espécies</b>
Alberproseniini	<i>Alberprosenia</i>	2
Bolboderini	<i>Belminus</i>	9
	<i>Bolbodera</i>	1
	<i>Microtriatoma</i>	2
	<i>Parabelminus</i>	2
Cavernicolini	<i>Cavernicola</i>	2
Rhodniini	<i>Psammolestes</i>	3
	<i>Rhodnius</i>	21
Triatomini	<i>Dipetalogaster</i>	1
	<i>Eratyrus</i>	2
	<i>Hermanlenticia</i>	1
	<i>Linshcosteus</i>	6
	<i>Mepraia</i>	3
	<i>Nesotriatoma</i>	3
	<i>Panstrongylus</i>	15
	<i>Paratriatoma</i>	2
<i>Triatoma</i>	81	
	<i>Paleotriatoma</i>	1
<b>Total</b>		<b>157</b>



Os triatomíneos também são modelos biológicos clássicos para estudos celulares (CARVALHO; RECCO-PIMENTEL, 2013). Esses insetos apresentam algumas peculiaridades relacionadas à morfologia (cromossomos holocêntricos) e o comportamento dos cromossomos (meiose invertida para os cromossomos sexuais) (PANZERA et al., 1996). Além disso, informações cromossômicas têm contribuído para a taxonomia e sistemática dos triatomíneos (ALEVI et al., 2012; ALEVI et al., 2020; PANZERA; PITA; LORITE, 2021), o que torna os estudos citogenéticos recorrentes na subfamília Triatominae.

Entre as diversas análises cromossômicas que podem ser aplicadas nos estudos taxonômicos e sistemáticos, a caracterização do cariótipo é a mais antiga, sendo o primeiro conjunto cromossômico diploide descrito em 1909 (PAYNE, 1909). Atualmente, 102 cariótipos são conhecidos (PANZERA et al., 1996, ALEVI; ROSA; AZEREDO-OLIVEIRA, 2013; ALEVI et al., 2016; PANZERA et al., 2021). Considerando a importância desses estudos para a classificação dos vetores da DC (BORSATTO et al., 2019, BORSATTO; AZEREDO-OLIVEIRA; ALEVI, 2019), agrupamos as informações cariotípicas disponíveis na literatura.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

Como já mencionado acima, o cariótipo de *Triatoma sanguisuga* (LeConte, 1856) foi o primeiro descrito na literatura (PAYNE, 1909). Após 41 anos, novos cariótipos foram descritos (SCHREIBER; PELLEGRINO, 1950) e, em 1966, Ueshima (1966), além de descrever o cariótipo de 20 espécies de triatomíneos, propôs, pela primeira vez, a aplicação da citogenética como ferramenta taxonômica (citotaxonomia). Até o momento, 102 cariótipos foram caracterizados (Tabela 2) (PANZERA et al., 1996; ALEVI; ROSA; AZEREDO-OLIVEIRA, 2013; ALEVI et al., 2016; PANZERA; PITA, LORITE, 2021), representando 65% das espécies conhecidas da subfamília Triatominae.

A utilização do número de cromossomos na taxonomia das espécies de triatomíneos foi iniciado em 2012, quando Alevi et al. (2012) propuseram a exclusão das espécies *T. melanocephala* Neiva & Pinto, 1923, *T. vitticeps* (Stål, 1859) e *T. tibiamaculata* (Pinto, 1926) do subcomplexo *T. brasiliensis*. Atualmente os triatomíneos estão agrupados em oito complexos e nove subcomplexos (Tabela 3) (SCHOFIELD; GALVÃO, 2009; PITA et al., 2016; ALEVI et al., 2017), sendo a maioria dos agrupamentos de espécies com um número padrão de cromossomos, com exceção dos complexos protracta, lecticularia e spinolai (Tabela 3).

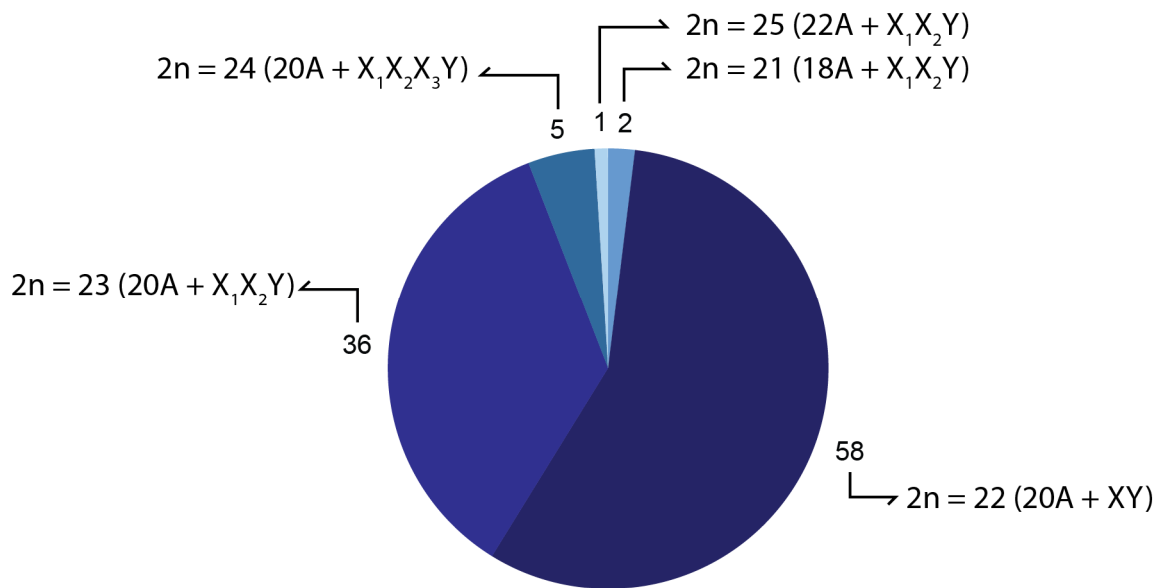
**Tabela 2.** Número de cromossomos de 102 táxons da subfamília Triatominae.

<b>Cariótipo (2n)</b>	<b>Gêneros: Espécies</b>
21 = 18A + X <sub>1</sub> X <sub>2</sub> Y	<b><i>Panstrongylus</i>: megistus</b> <b><i>Triatoma</i>: nitida</b>
22 = 20A + XY	<b><i>Psammolestes</i>: arthuri, coreodes, tertius</b> <b><i>Rhodnius</i>: brethesi, colombiensis, domesticus, ecuadoriensis, marabaensis, milesi, montenegrensis, nasustus, neglectus, neivai, pallescens, pictipes, prolixus, robustus, stali</b> <b><i>Dipetalogaster</i>: maximus</b> <b><i>Paratriatoma</i>: hirsuta, lecticularia</b> <b><i>Triatoma</i>: arthurneivai, bahiensis, baratai, boliviana, brasiliensis (b. brasiliensis, b. macromelasoma), carcavalloi, carrioni, circummaculata, costalimai, delpontei, dispar, garciabesi, guasayana, guazu, infestans, jatai, juazeirensis, jurbergi, klugi, lenti, maculata, matogrossensis, melanica, patagonica, petrocchiai, pintodiasi, platensis, pseudomaculata, rosai, rubrovaria, sherlocki, sordida, vanda, venosa, williami, wygodzinskyi</b>
23 = 20A + X <sub>1</sub> X <sub>2</sub> Y	<b><i>Belminus</i>: herreri, corredori</b> <b><i>Eratyrus</i>: cuspidatus, mucronatus</b> <b><i>Mepraia</i>: gajardoi, parapatrica, spinolai</b> <b><i>Nesotriatoma</i>: confusa, flavida</b> <b><i>Panstrongylus</i>: chinai, geniculatus, howardi, lignarius, rufotuberculatus, tupynambai</b> <b><i>Triatoma</i>: barberi, bassolsae, dimidiata, gerstaeckeri, hegneri, huehuetenanguensis, longipennis, mazzotti, mexicana, mopan, pallidipennis, peninsularis, phyllosoma, picturata, protracta, recurva, rubida, ryckmani, sanguisuga, sinaloensis, tibiamaculata</b>
24 = 20A + X <sub>1</sub> X <sub>2</sub> X <sub>3</sub> Y	<b><i>Panstrongylus</i>: lutzi</b> <b><i>Triatoma</i>: eratyrusiformis, melanocephala, vitticeps, breyeri</b>
25 = 22A + X <sub>1</sub> X <sub>2</sub> Y	<b><i>Triatoma</i>: rubrofasciata</b>

**Tabela 3.** Número de cromossomos presentes nos complexos e subcomplexos de vetores da doença de Chagas.

<b>Complexos</b>	<b>Subcomplexos</b>	<b>Cariótipo</b>
Phyllosoma	Dimidiata	2n = 23
	Phyllosoma	2n = 23
Flavida		2n = 23
Rubrofasciata		2n = 25
Protracta		2n = 21, 23
Lecticularia		2n = 22, 23
Dispar		2n = 22
Infestans	Brasiliensis	2n = 22
	Infestans	2n = 22
	Maculata	2n = 22
	Pseudomaculata	2n = 22
	Rubrovaria	2n = 22
	Sordida	2n = 22
	Vitticeps	2n = 24
Spinolai		2n = 24, 23

Embora a maioria das espécies de triatomíneos apresente 22 ou 23 cromossomos (Figura 1), o cariótipo foi proposto como característica diagnóstica para algumas espécies: *T. rubrofasciata* (De Geer, 1773), por exemplo, é a única espécie de Triatominae com 25 cromossomos, o que permite diferenciá-la de todas as espécies dessa subfamília (ALEVI et al., 2015); *T. nitida* Usinger, 1939, por sua vez, apresenta 21 cromossomos e também pode ser diferenciada de todas as outras do gênero *Triatoma* Laporte, 1832 (SCHREIBER; PELLEGRINO, 1950); além disso, *Panstrongylus lutzii* (Neiva & Pinto, 1923) (2n = 24) (ALEVI et al., 2017) e *P. megistus* (Burmeister, 1835) (2n = 21) (SCHREIBER; PELLEGRINO, 1950) podem ser diferenciadas de todas as outras espécies de *Panstrongylus* Berg, 1879 que apresentam 23 cromossomos (Tabela 2).



**Figura 1.** Número de táxons com cada cariótipo conhecido em Triatominae.

Panzera, Pita e Lorite (2021) apresentaram, pela primeira vez, uma possível espécie nova de *Panstrongylus* com  $2n = 22$  cromossomos, no entanto, ressaltamos que na descrição formal dessa espécie é necessário que análises moleculares sejam feitas para confirmar se realmente é um *Panstrongylus* ou uma nova espécie de outro gênero com convergência evolutiva para as características morfológicas de *Panstrongylus*. Esse mesmo evento, por exemplo, foi sugerido para *T. tibiamaculata* (JUSTI et al., 2014). Essa espécie, embora ainda seja considerada um *Triatoma*, apresenta relação filogenética com *Panstrongylus* (JUSTI et al., 2014, JUSTI; GALVÃO; SCHRAGO, 2016). Do ponto de vista cariotípico, *T. tibiamaculata* diverge de todas as espécies de *Triatoma* da América do Sul ( $2n = 22$  ou  $24$ ) e se assemelha a *Panstrongylus* spp. ( $2n = 23$ ) (PANZERA et al., 1998; ALEVI et al., 2018).

Alevi et al. (2018) realizaram um amplo estudo relacionado a evolução cariotípica em Triatominae. Os autores sugeriram que a divergência de cariótipo entre as espécies do complexo lecticularia [*Paratriatoma hirsuta* Barber, 1938 e *P. lecticularia* (Stål, 1859), com  $2n = 22$  cromossomos; e *T. rubida* (Uhler, 1894) e *T. ryckmani* Zeledón & Ponce, 1972, com  $2n = 23$  cromossomos], tenha sido decorrente de uma fissão no cromossomo sexual X do ancestral comum desses dois grupos [uma vez que essas espécies formam um clado monofilético (JUSTI; GALVÃO; SCHRAGO, 2016)], que provavelmente possuía  $2n = 22$  cromossomos (ALEVI et al., 2018). Da mesma forma, no complexo spinolai, a variação no número de cromossomos também é atribuída a um evento de fissão no cromossomo X, sendo observado em *T. eratyrisiformis* Del Ponte, 1929 e *T. breyeri* Del Ponte, 1929  $2n = 24$

cromossomos, enquanto que nas demais espécies,  $2n = 23$  cromossomos (ALEVI et al., 2018).

Como observado acima, a maioria dos eventos relacionados à evolução cariotípica dos triatomíneos estão associados ao cromossomo sexual X, tendo ocorrido diversas vezes, de forma independente, durante a diversificação das espécies (PANZERA; PITA, LORITE, 2021). Os eventos relacionados a alterações nos autossomos são bastante pontuais (PANZERA et al., 2021). No complexo protracta, por exemplo, todas as espécies apresentam  $2n = 23$  cromossomos, com exceção de *T. nitida*, a única espécie de *Triatoma* com 21 cromossomos (SCHREIBER; PELLEGRINO, 1950; PANZERA et al., 1996). Essa alteração numérica é decorrente de divergência no número de autossomos, sendo 20 presentes na maioria das espécies do complexo protracta e 18 presentes em *T. nitida* (PANZERA et al., 1996, ALEVI; ROSA; AZEREDO-OLIVEIRA, 2013). Possivelmente, essa diferença é decorrente de um evento de fusão, assim como sugerido para *P. megistus* (ALEVI et al., 2018), embora eventos de perda cromossômica não possam ser descartados. Além dessa espécie, divergência no número de autossomos também pode ser observada em *P. megistus* (18 autossomos) e *T. rubrofasciata* (22 autossomos) (SCHREIBER; PELLEGRINO, 1950; PANZERA et al., 1996, ALEVI et al., 2015).

Recentemente, o cariótipo tem sido agregado com outras informações citogenéticas dos triatomíneos e chaves dicotômicas foram desenvolvidas: Borsatto et al. (2019), Borsatto, Azeredo-Oliveira e Alevi (2019) e Oliveira, Rosa e Alevi (2021) apresentaram chaves de classificação para diferentes estados brasileiros (Alagoas, Amapá, Ceará, Roraima, Santa Catarina, São Paulo e Espírito Santo) e, sobretudo, Gonzalez-Britz et al. (2021) apresentaram uma chave para o Paraguai.

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com base nas informações cariotípicas, fica evidente a importância de caracterizar o número de cromossomos dos vetores da DC. Assim, destacamos que novos estudos devem ser realizados, principalmente entre as 52 espécies que ainda não tiveram o cariótipo descrito, uma vez que esse conhecimento pode auxiliar no entendimento evolutivo, taxonômico e, até mesmo, entomoepidemiológico dos triatomíneos.

## 4. REFERÊNCIAS

- ALEVI, K.C.C.; BORSATTO, K.C.; MOREIRA, F.F.F.; JURBERG, J.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V. Karyosystematics of *Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773) (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Zootaxa**, v. 3994, p. 433–438, 2015.
- ALEVI, K.C.C.; IMPERADOR, C.H.L.; FONSECA, E.O.L.; SANTOS, C.G.S.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V. ROSA, J.A.; OLIVEIRA, J. Karyosystematic and karyotype evolution of *Panstrongylus lutzi* (Neiva & Pinto, 1923) (Hemiptera, Triatominae). **Braz J Biol**, v. 78, p. 180–182, 2017.
- ALEVI, K.C.C.; MENDONÇA, P.P.; PEREIRA, N.P.; ROSA, J.A.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V. Karyotype of *Triatoma melanocephala* Neiva & Pinto (1923). Does this species fit in the Brasiliensis subcomplex? **Infect Genet Evol**, v.12, p. 1652-53, 2012.
- ALEVI, K.C.C.; MOREIRA, F.F.F.; JURBERG, J.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V. Description of the diploid chromosome set of *Triatoma pintodiasi* (Hemiptera, Triatominae). **Genet Mol Res**, v. 15, n. 2, p. gmr.15026343, 2016.
- ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ROSA, J.A. *Triatoma vitticeps* subcomplex (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae): a new grouping of Chagas disease vectors from South America. **Parasit Vectors**, v. 10, p. e180, 2017.
- ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; BITTINELLI, I.F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A new species of Argentinian Chagas disease vector described based on integrative taxonomy. **Insects**, v. 11, n. 12, p. 830, 2021.
- ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; ROSA, J.A.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V. Karyotype Evolution of Chagas Disease Vectors (Hemiptera, Triatominae). **Am J Trop Med Hyg**, v. 99, p. 87-89, 2018.
- ALEVI, K.C.C.; ROSA, J.A.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V. Mini Review: Karyotypic Survey in Triatominae Subfamily (Hemiptera, Heteroptera). **Entomol Ornithol Herpetol**, v. 2, p. 1-2, 2013.
- BORSATTO, K.C.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ALEVI, K.C.C. Identification Key for the Chagas Disease Vectors of Five Brazilian States, Based on Cytogenetic Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 100, p. 303-305, 2019.
- BORSATTO, K.C.; REIS, Y.V.; GARCIA, A.C.C.; SOUSA, P.S.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ALEVI, K.C.C. CytoKey: Identification Key for the Chagas Disease Vectors of the Largest Brazilian Urban Center (São Paulo State), Based on Cytogenetic Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 101, p. 113-115, 2019.
- CARVALHO, H.F.; RECCO-PIMENTEL, S.M. **A Célula**. São Paulo: Manole, 2013.
- COURA, J.R. The main sceneries of Chagas disease transmission. The vectors, blood and oral transmissions - A comprehensive review. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 110, n. 3, p. 277–82, 2015.
- DALE, C.; JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v. 12, p. e686, 2021.

DIAS, J.P.; BASTOS, C.; ARAÚJO, E.; MASCARENHAS, A.V.; NETTO, E.M.; GRASSI, F.; et al. Acute Chagas disease outbreak associated with oral transmission. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 41, n. 3, p. 296–300, 2008.

GALVÃO, C. **Vetores da doença de Chagas no Brasil**. Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GONZALEZ-BRITZ, N.E.G.; ALEVI, K.C.C.; CARIS-GARCIA, A.C.; MARTÍNEZ-PURROY, C.E.; GALVÃO, C.; CARRASCO, H.J. Chagas disease vectors of Paraguay: entomoepidemiological aspects of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) and development of an identification key for Paraguayan triatomines based on cytogenetics data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 105, n. 1, p. 130–133, 2021.

JUSTI, S.A.; GALVÃO, C.; SCHRAGO, C.G. Geological Changes of the Americas and their Influence on the Diversification of the Neotropical Kissing Bugs (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **PLoS Negl Trop Dis**, v. 10, p. e0004527, 2016.

JUSTI, S.A.; RUSSO, C.A.M.; SANTOS-MALLET, J.R.; OBARA, M.T.; GALVÃO, C. Molecular phylogeny of Triatomini (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Parasit Vectors**, v. 7, p. e149, 2014.

MONSALVE-LARA, K.; LILOSO, M.; VALENÇA-BARBOSA, C.; THYSSEN, P.; MIGUEL, D.C.; LIMEIRA, C.; et al. The risk of oral transmission in an area of a Chagas disease outbreak in the Brazilian northeast evaluated through entomological, socioeconomic and schooling indicators. **Acta Trop**, v. 215, p. e105803, 2021.

OLIVEIRA, J.; ALEVI, K.C.C.; CAMARGO, L.M.A.; MENEGUETTI, D.U.O. **Atualidades em Medicina Tropical no Brasil: Vetores**. Rio Branco: Strictu Sensu Editora, 2020.

OLIVEIRA, J.; ROSA, J.A.; ALEVI, K.C.C. Chagas Disease Vectors of Espírito Santo, Brazil: First Report of *Triatoma infestans* (Klug, 1834) (Hemiptera, Triatominae) in the Brazilian State and Development of an Identification Key Based on Cytogenetic Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 104, p. 653-655, 2021.

PANZERA, F.; SCVORTZOFF, E.; PÉREZ, R.; PANZERA, Y.; HORNOS, S.; CESTAU, R.; et al. **Cytogenetics of triatomines**. In: CARCAVALLO, R.U.; GALÍNDEZ-GIRÓN, I.; JURBERG, J.; LENT, H. Atlas of Chagas disease vectors in the Americas. Editora Fiocruz, Rio de Janeiro, 1998.

PANZERA, F.; PÉREZ, R.; HORNOS, S.; PANZERA, Y.; CESTAU, R.; DELGADO, V.; et al. Chromosome numbers in the Triatominae (Hemiptera-Reduviidae): a review. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 91, p. 515-518, 1996.

PANZERA, F.; PITA, S.; LORITE, P. **Chromosome Structure and Evolution of Triatominae: A Review**. In: GUARNERI, A.A.; LORENZO, M.G. Triatominae: The Biology of Chagas Disease Vectors. Entomology in Focus, v. 5. Springer, Cham. (In Press), 2021.

PAYNE, F. Some new types of chromosome distribution and their relation to sex. **Biol Bull**, v. 16, p. 119-166, 1909.

PITA, S.; LORITE, P.; NATTERO, J.; GALVÃO, C.; ALEVI, K.C.C.; TEVES, S.C.; et al. New arrangements on several species subcomplexes of *Triatoma* genus based on the chromosomal position of ribosomal genes (Hemiptera - Triatominae). **Infect Genet Evol**, v. 43, p. 225-231, 2016.

SCHOFIELD, C.J.; GALVÃO, C. Classification, evolution, and species groups within the Triatominae. **Acta Trop**, v. 110, p. 88-100, 2009.

SCHREIBER, G.; PELLEGRINO, J. Eteropicnosi di autosomi come possibile meccanismo di speciazione. **Sci Genet**, v. 3, p. 215-226, 1950.

UESHIMA, N. Cytotaxonomy of the triatominae (Reduviidae: Hemiptera). **Chromosoma**, v. 18, p. 97-122, 1966.

WHO. **Chagas disease**. Disponível em: <[https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso em: 17/08/2021.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021.



## GUIA DE IDENTIFICAÇÃO DE TRIATOMÍNEOS DO ESTADO DE SERGIPE (VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS)

Felipe Mendes Fontes<sup>1</sup>, Jader de Oliveira<sup>2</sup>, David Campos Andrade<sup>1</sup>, João Aristeu da Rosa<sup>3</sup>, Rubens Riscala Madi<sup>1</sup> e Claudia Moura de Melo<sup>4</sup>

1. Universidade Tiradentes (UNIT), Programa de Pós-Graduação em Saúde e Ambiente, Laboratório de Biologia Tropical (LBT/ITP), Aracaju, Sergipe, Brasil;
2. Universidade de São Paulo (USP), Faculdade de Saúde Pública, São Paulo, São Paulo, Brasil;
3. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara, São Paulo, Brasil;
4. Universidade Tiradentes (UNIT), Programa de Pós-Graduação em Saúde e Ambiente, Laboratório de Doenças Infecciosas e Parasitárias (LDIP/ITP), Aracaju, Sergipe, Brasil.

### RESUMO

A doença de Chagas (DC) é uma doença negligenciada, apontada como um problema de saúde pública na América Latina. A região do Nordeste brasileiro é considerada preocupante em relação a doença de Chagas, devido contar com grande de triatomíneos, insetos vetores da DC, e às precárias condições de vida da população humana, principalmente nas zonas rurais. Dentre os diversos mecanismos de transmissão da enfermidade chagásica, a transmissão vetorial, é responsável por mais de 80% dos casos. O Guia de Identificação de Triatomíneos do Estado de Sergipe, elaborado com figuras, mapas de distribuições das espécies, escala de importância vetorial e descrição dos aspectos biológico e ecológicos, tem por intuito contribuir com a vigilância entomológica e epidemiológica da DC, assim como subsidiar informações para as ações de controle dos vetores no Estado de Sergipe.

**Palavras-chave:** Doença de Chagas, Taxonomia, Vigilância entomológica e Triatominae.

### ABSTRACT

Chagas disease (CD) is a neglected disease, identified as a public health problem in Latin America. The Northeast region of Brazil is considered to be of concern in relation to Chagas disease, due to its large number of triatomines, insect vectors of CD, and the precarious living conditions of the human population, especially in rural areas. Among the various transmission mechanisms of Chagas disease, vector transmission is responsible for more than 80% of cases. The Sergipe State Triatomine Identification Guide, elaborated with figures, species distribution maps, scale of vector importance and description of biological and ecological aspects, aims to contribute to the entomological and epidemiological surveillance of CD, as well as subsidize information for vector control actions in the State of Sergipe.

**Keywords:** Chagas Disease, Taxonomy, Entomological Surveillance and Triatominae.

## 1. INTRODUÇÃO

Atualmente a doença de Chagas (DC) considerada uma das endemias mais importantes dentro do contexto da saúde pública da América Latina. Apesar de ser classificada pela Organização Mundial da Saúde (OMS) como uma doença negligenciada, esta protozoose infecta cerca de seis a sete milhões de pessoas no mundo, sendo que em torno de 5,7 milhões estão distribuídas nos 21 países da América Latina (AÑES et al., 2020; HOTZEZ et al., 2020; WHO, 2021). No Brasil, aproximadamente três milhões de pessoas estão infectadas por *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida: Trypanosomatidae), agente etiológico da DC (DIAS et al., 2016).

A DC, também conhecida como Tripanossomíase americana, apresenta diversos mecanismos de transmissão, sendo que uma das formas em destaque e com maior relevância é a via vetorial, por meio de insetos hematófagos da subfamília Triatominae infectados pelo *T. cruzi* (LIMA-CORDÓN et al., 2019; BERN et al., 2020).

Os triatomíneos, popularmente conhecidos em diversas regiões do Brasil como Barbeiros, Chupão, Chupança, Fincão, Bicudo, são insetos pertencentes a ordem Hemiptera, família Reduviidae, subfamília Triatominae (GALVÃO, 2014). Atualmente são descritas 157 espécies, incluindo três fósseis, 18 gêneros, cinco tribos, oito complexos e nove subcomplexos (ALEVI et al., 2020; GALVÃO, 2020; ZHAO et al., 2021; DALE et al., 2021). Embora existam, dentre os triatomíneos, espécies com diferentes graus quanto à importância de transmissão da DC, destacam-se os gêneros *Panstrongylus* Berg 1879; *Triatoma* Laporte 1832; e *Rhodnius* Stål 1859 (GALVÃO; PAULA, 2014; NOGUEIRA et al., 2020), de ambos os sexos, e em qualquer dos cinco estádios ninfais logo após a eclosão (LAZZARI, 2014).

Diante da negligência da doença no âmbito da saúde pública, aliada ao déficit de conhecimento a respeito dos triatomíneos com relação aos aspectos biológicos, taxonômicos, da sua distribuição geográfica, dos seus reservatórios e de seus habitats, a confecção do Guia de Identificação de Triatomíneos do estado de Sergipe torna-se essencial para o controle desses vetores. O Guia auxiliará na identificação rápida e eficaz por meio das imagens originárias do Banco de Imagens da Coleção de Triatominae – FCFAR – Unesp Araraquara (<https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/>) e da chave dicotômica desses insetos, contribuindo dessa forma com a vigilância entomológica e o controle vetorial em áreas endêmicas de Sergipe.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. A DOENÇA DE CHAGAS

A DC foi descrita em 1909 pelo médico sanitarista brasileiro Carlos Justiniano Ribeiro das Chagas, que relatou pela primeira vez o agente etiológico, o protozoário *T. cruzi*, seus transmissores, reservatórios, aspectos epidemiológicos e etiopatogênicos, além de um conjunto de informações clínicas que caracterizam a doença (CHAGAS, 1909; LIDANI et al., 2019).

Dentro do contexto clínico a enfermidade apresenta duas fases distintas: uma fase aguda, na qual os sintomas podem ou não aparecer após a infecção, e uma fase crônica, que pode perdurar por anos, na qual os sintomas aparecem após um período assintomático (PÉREZ-MOLINA; MOLINA, 2018). Esta fase da doença geralmente é marcada por lesões irreversíveis no coração, esôfago, cólon e sistema nervoso, sendo fatal quando não há um suporte terapêutico adequado (MARTINEZ et al., 2019).

Com relação a etiologia, a doença é causada pelo protozoário hemoflagelado *T. cruzi*. Na corrente sanguínea dos mamíferos o protozoário se apresenta sob a forma de tripomastigota, que é extremamente móvel, e, nos tecidos, como amastigotas. No tubo digestivo dos insetos vetores, ocorre um ciclo com a transformação do parasito, em que a forma epimastigota dá origem à forma infectante, tripomastigota metacíclica, presente nas fezes dos insetos (RASSI JR et al., 2012).

A via de transmissão vetorial do parasita para o homem e outros mamíferos, ocorre através do contato da mucosa ou pele lesionada com as fezes contaminadas, resultantes do repasto sanguíneo dos insetos hematófagos infectados (LIMA-CORDÓN et al., 2019; BERN et al., 2020). Entretanto esse não é o único mecanismo de transmissão, pois são descritas outras vias: (a) transmissão congênita: a mãe portadora do *T. cruzi* transmite o parasita para o filho durante a gravidez ou aleitamento materno; (b) transfusão sanguínea; (c) transplante de órgãos; (d) acidentes laboratoriais e (e) contaminação oral: pela ingestão de alimentos contendo fezes de barbeiros infectados, ou triatomíneos macerados junto aos alimentos.

### 2.2. VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS NO BRASIL

Os insetos da Família Reduviidae estão distribuídos em subfamílias que apresentam hábitos alimentares e fitófago, e em uma subfamília hematófaga obrigatória, a Triatominae

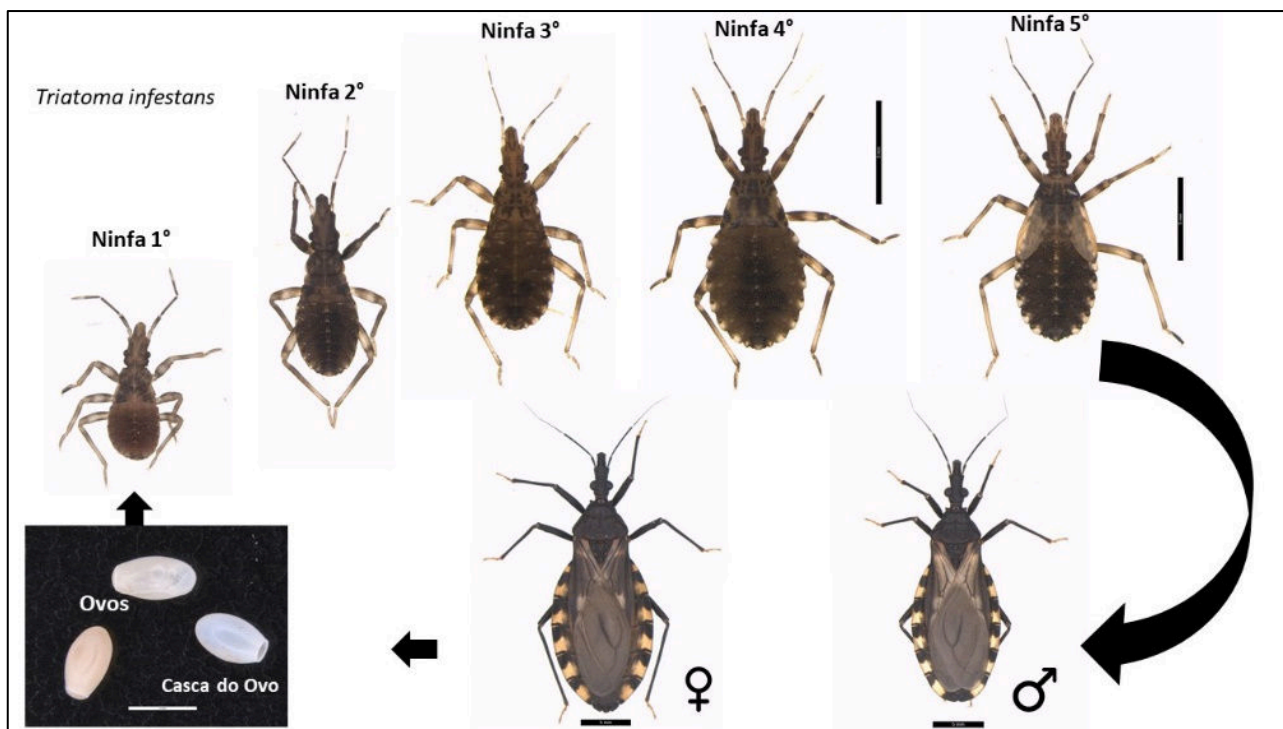
(SCHOFIELD; GALVÃO, 2009; CARANHA et al., 2011). Os triatomíneos, em sua maioria, encontram-se por toda região Neotropical, entretanto algumas espécies ocorrem nos Estados Unidos, centro-sul da África, China e sudeste da Ásia e norte da Austrália, onde representam, assim como no Brasil, um grave problema para os seres humanos (MEYMANDI et al., 2018; SHI et al., 2020).

Os triatomíneos vivem próximos às suas fontes alimentares e ocupam diversos ecótopos, sendo que cada gênero possui a sua especificidade na escolha de seus habitats (LENT; WYGODZINSKY, 1979; GALVÃO, 2014). Comumente vivem em cavidades de árvores, fendas e abaixo de rochas, troncos caídos, raízes expostas, cascas de arvores, nas diversas espécies de palmeiras, ninhos de aves e em tocas de mamíferos (LENT; WYGODZINSKY, 1979; GAUNT; MILES, 2000; LIMA et al., 2012; LAZZARI, 2014).

Todas as espécies de triatomíneos, são potenciais vetores do *T. cruzi*, contudo a capacidade vetorial das diferentes espécies de vetores varia em decorrência de alguns atributos, como a antropofilia, a endofilia (capacidade de domiciliação ou capacidade de formar colônias intradomiciliares), a produção e a eliminação de um maior número de formas infectantes do protozoário e um menor tempo entre o repasto sanguíneo e a defecação (ROSA et al., 2012; GONÇALVES et al., 2013; PÉREZ-MOLINA; MOLINA, 2018).

Os triatomíneos se caracterizam por apresentarem desenvolvimento hemimetábolo, cujo ciclo de vida passam por cinco estádios de desenvolvimento antes de atingir a fase adulta (Ovo – Ninfa de 1ºestádio - Ninfa de 2º estádio - Ninfa de 3º estádio - Ninfa de 4º estádio - Ninfa de 5ºestádio – Adulto), conforme ilustrado na figura 1 (GALVÃO, 2014). Os barbeiros são insetos fotofóbicos, possuem hábitos noturnos, sensibilidade térmica manifestada por termotropismo positivo e um tempo de vida que pode variar de seis meses a dois anos a depender da espécie (LAZZARI, 2014).

Ainda dentro do contexto biológico, uma característica marcante é o fato de que ambos os sexos e todas as fases imaturas dos triatomíneos são hematófagos, e utilizam diversos vertebrados (raramente invertebrados) como fonte de alimentação. Os repastos sanguíneos, realizados em mamíferos, são importantes para o aspecto epidemiológico da DC, uma vez que aumenta a possibilidade de infecção e transmissão do *T. cruzi* (LAZZARI et al., 2014).



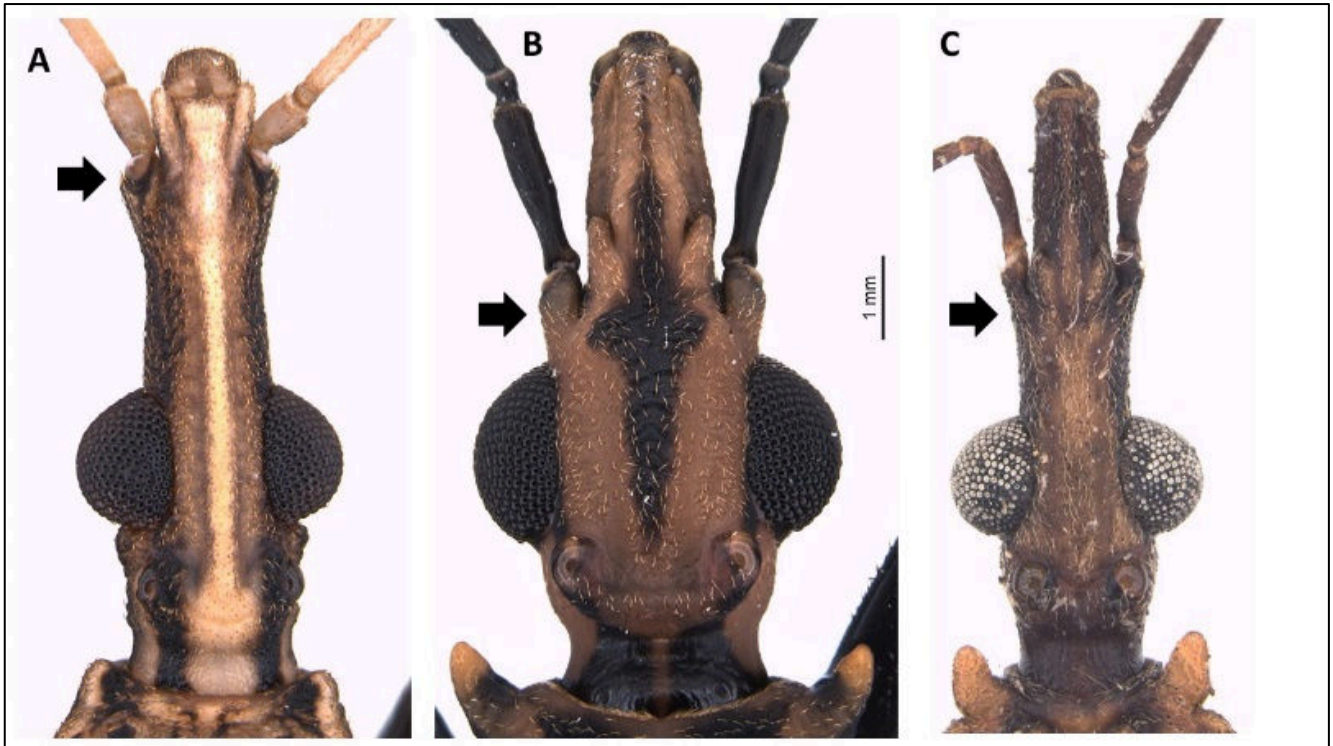
**Figura 1.** Ciclo de desenvolvimento de um Triatomíneo.

Legenda: Desenvolvimento (Ovo - N1-N2-N3-N4-N5 - Adulto) do *Triatoma infestans*, vetor da doença de Chagas.

No aspecto morfológico, os triatomíneos variam entre 0,5 a 4,5 cm, sendo que a maioria possui entre 2 a 3 cm de comprimento. Como os outros insetos, os triatomíneos possuem o corpo dividido em cabeça, tórax e abdômen (GALVÃO, 2014). A cabeça é alongada com uma probóscide (aparelho bucal) na parte inferior, os olhos são bem evidentes e as antenas implantadas nas laterais da cabeça.

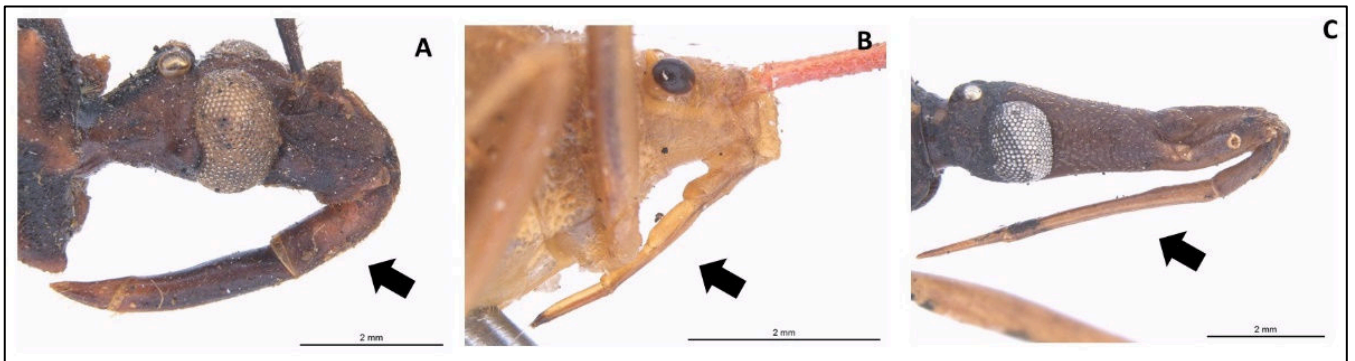
A estrutura onde estão inseridas as antenas denomina-se tubérculo antenífero e a sua localização auxilia na identificação dos três gêneros epidemiologicamente mais importantes para o serviço de saúde, *Rhodnius*; *Panstrongylus*; e *Triatoma*, como mostrado na figura 2 (GALVÃO, 2014).

O número de segmentos que apresenta e a forma da probóscide permite distinguir os barbeiros de outros hemípteros. Triatomíneos (hematófagos obrigatórios), apresentam a probóscide retilínea com três segmentos; os predadores apresentam probóscide com três segmentos, porém curva; e os fitófagos apresentam a probóscide geralmente com quatro segmentos e retilínea, como retratado na figura 3 (GURGEL-GONÇALVES et al., 2012).



**Figura 2.** Pontos de inserção das antenas como caracteres taxonômicos na identificação dos gêneros de triatomíneos.

Legenda: Diferenciação dos principais gêneros de triatomíneos pelo ponto de inserção do tubérculo antenífero. (A) *Rhodnius* sp. (Descrição: tubérculo antenífero próximo a extremidade anterior da cabeça, que é longa e estreita); (B) *Panstrongylus* sp. (Descrição: tubérculo antenífero próximo aos olhos e a cabeça curta); (C) *Triatoma* sp. (Descrição: tubérculo antenífero no meio da região anteocular).



**Figura 3.** Diferenças morfológicas e posição do aparelho bucal em heteroptera.

Legenda: Diferenciação no aparelho bucal de hemípteros: (A) Predadores, (B) Fitófagos, (C) Hematófagos.

No tórax, estão inseridos os apêndices locomotores (três pares de pernas articuladas, e dois pares de asas, nos insetos adultos). As asas anteriores têm a parte basal coriácea e a região distal membranosa, denominadas hemiélitros, e as asas posteriores são membranosas. A região do pronoto é a parte mais visível no dorso do tórax, apresenta a forma de trapézio e manchas e tubérculos que são caracteres sistemáticos específicos. A

região do abdômen é caracterizada como a porção mais longa do corpo, achatado dorso-ventralmente e quando as asas estão repousadas, pode-se ver os conexivos. Sua coloração e a distribuição das manchas também são padrões fundamentais de identificação dos triatomíneos (GALVÃO, 2014).

A dispersão dos triatomíneos pode ocorrer de forma passiva, em que o inseto é transportado por outro animal ou em objetos levados pelo homem. Contudo, a principal forma de dispersão é a ativa, quando o triatomíneo se desloca de um lugar para outro com auxílio do voo ou da caminhada. Esse comportamento varia de uma espécie para outra, sendo que algumas têm na caminhada a principal forma de dispersão, como por exemplo, alguns membros do complexo *Triatoma brasiliensis* (ALMEIDA et al., 2012).

Diversos fatores podem influenciar a dispersão ativa, como o estado nutricional dos adultos, a densidade populacional, e ação e alteração antrópica sob o meio ambiente. Essa dispersão é importante para o aspecto epidemiológico, pois está relacionada à invasão de espécies silvestres ou sinantrópicas a habitações humanas (LAZZARI, 2014).

## 2.3. ESPÉCIES DE TRIATOMÍNEOS DESCRITAS NO ESTADO SERGIPE

### 2.3.1. Estado de Sergipe

O Estado de Sergipe, é o menor estado da federação, está localizado na região Nordeste do Brasil, ocupa uma área de 21.938,184 km<sup>2</sup>, o que corresponde a 0,26% do território nacional. De acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), o estado possui 75 municípios, está subdividido em três mesorregiões: Agreste, Leste e Sertão Sergipano, e em oito territórios: Alto Sertão Sergipano, Médio Sertão Sergipano, Agreste Central, Baixo São Francisco, Leste Sergipano, Centro Sul Sergipano, Sul Sergipano e Grande Aracaju. A população sergipana é de aproximadamente 2.318.822 habitantes (IBGE, 2020).

### 2.3.2. Espécies de Triatomíneos

A seguir serão apresentadas as espécies de triatomíneos registradas no Estado de Sergipe. Para cada uma das espécies, apresenta-se fotos adquiridas a partir do Banco de Imagens da Coleção de Triatominae – FCFAR – Unesp Araraquara, São Paulo, Brasil (<https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/>) e um mapa de

distribuição das espécies no estado de Sergipe, além de, informações a respeito das características morfológicas diagnósticas, aspectos biológicos, ecológicos das espécies. Além disso, foi elaborada uma escala de cores da importância vetorial das respectivas espécies (verde = baixa; amarela = média; vermelha = alta). As informações citadas ao longo do tópico Espécies de Triatomíneos Descritas no Estado de Sergipe foram obtidas nas seguintes referências literárias: Galvão e Palma (1968); Lent e Wygodzinsky (1979); Mello (1982); Silva e Lustosa (1993); Carcavallo et al. (1998); Costa et al. (1998); Noireau et al. (2000); Caranha et al. (2006); Cortez et al. (2007); Gurgel-Gonçalves e Cuba (2007); Abad-Franch et al. (2009); Gurgel-Gonçalves e Cuba (2011); Silveira e Dias (2011); Gurgel-Gonçalves et al. (2012); Lima et al. (2012); Silva et al. (2012); Galvão (2014); Valença-Barbosa et al. (2014); Abad-Franch et al. (2015); Galvão e Justi (2015); Euzebio, et al. (2016); Jurberg et al. (2017); Melo et al. (2018); Silva et al. (2018); Oliveira et al. (2020).

No total, foram referidas 12 espécies de triatomíneos, distribuídas dentro de quatro gêneros.

#### ***Panstrongylus* Berg, 1879**

**Características diagnósticas:** em geral, possuem corpo glabro, ou pelos curtos e achatados; cabeça, incluindo os olhos, pouco mais longa do que larga, pouco alongada à frente dos olhos; ocelos situados em nítidas saliências do disco na região pós-ocular da cabeça; antenas inseridas junto aos olhos, afastadas do ápice da cabeça.

**Tamanho (mm):** 19 – 38

**Desenvolvimento (dias):** 134 – 688

#### ***Panstrongylus geniculatus* (Latreille, 1811)**

**Diagnose:** espécie que apresenta grande variabilidade morfológica, as fêmeas medem de 22,5 a 29,5 mm, enquanto os machos medem entre 22 a 28 m. Com relação a sua coloração os espécimes apresentam em geral cor marrom claro ou marrom alaranjado, com áreas escuras em várias partes do corpo. A cabeça é mais longa que larga na altura dos olhos e mais curta que o pronoto. O pronoto é marrom alaranjado, com lobo anterior apresentando uma marca central negra em forma de trevo de quatro folhas e 1 + 1 marcas laterais negras. O lobo posterior possui faixa preta ao longo da margem posterior, excluindo a região humeral. As coxas e trocânteres são amarelados ou alaranjados. Fêmures e tíbias marrom escuros

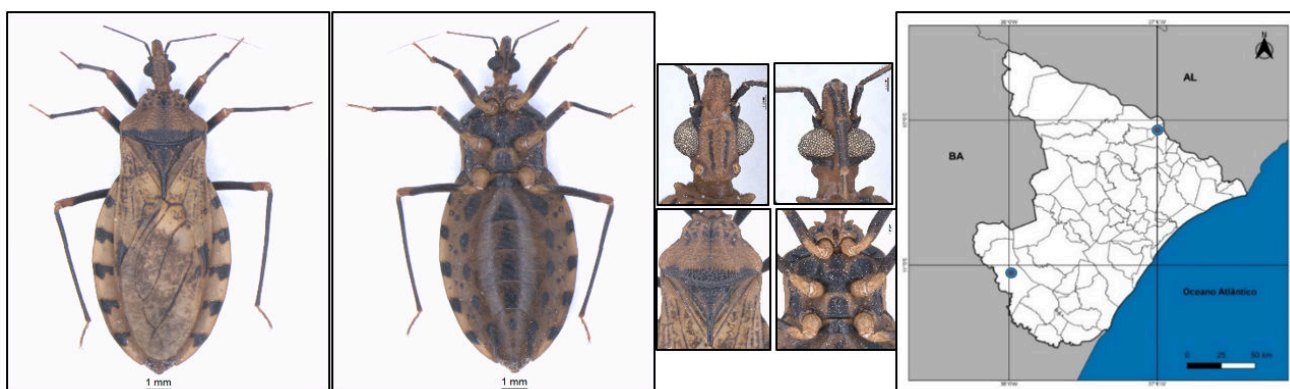


ou preto com anel apical laranja. Abdômen marrom alaranjado com manchas negras. Conexivo amarelado com mancha negra no terço anterior de cada segmento.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** tocas de tamanduás, pacas, tatus e Coendou; cavernas de morcegos; sob cascas de árvores; pilhas de madeiras; próximo a ninhos de aves e em várias espécies de palmeiras. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** ocasionalmente em residências

**Distribuição em Sergipe:** Nossa Senhora de Lourdes e Tobias Barreto.

**Importância vetorial:**



**Figura 4.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Panstrongylus geniculatus* (Latreille, 1811) (♀).

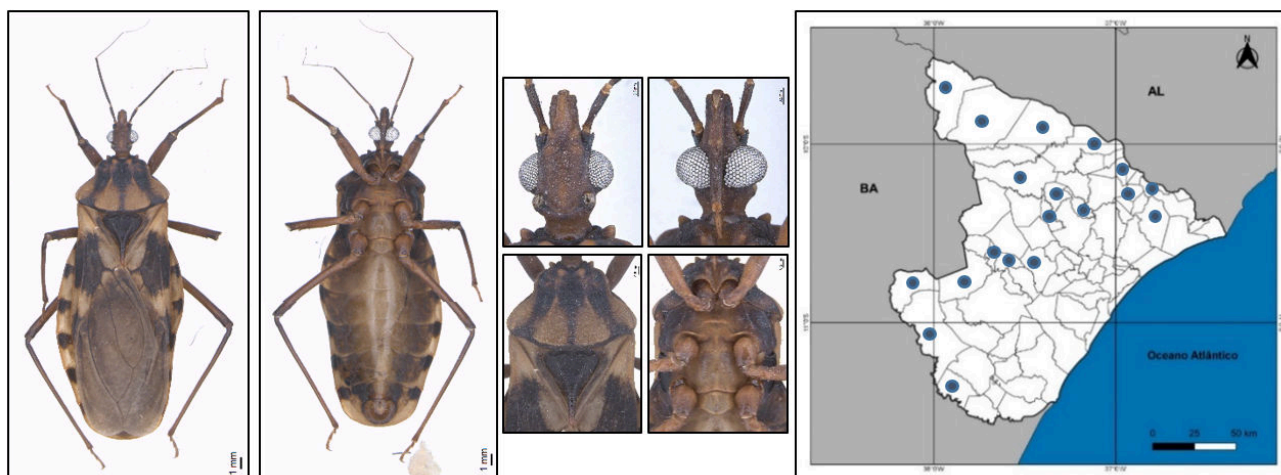
#### ***Panstrongylus lutzi* (Neiva & Pinto, 1923)**

**Diagnose:** as fêmeas dessa espécie possuem tamanho corporal que varia entre 28 e 29 mm, enquanto os machos medem 24 a 28,5 mm. A coloração em geral é marrom amarelado, com marcas marrom escuro na cabeça, pronoto, pleura, escutelo, cório e conexivo. A superfície do corpo é aparentemente glabra. A cabeça é uniformemente marrom amarelado. O lobo anterior do pronoto apresenta tubérculos discais bem desenvolvidos. Cório marrom amarelado. Possui membrana quase tão negra quanto a porção escura do cório. As pernas são uniformemente marrom avermelhadas, um pouco mais escuras no ápice. Possui conexivo marrom amarelado, terço ou metade anterior de cada segmento conexival com mancha marrom escura ou negra adjacente a sutura intersegmental.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** espécie encontrada no bioma caatinga, tem preferência por tocas de tatus e rochedos habitados por mocós, abrigo de pequenos roedores, pilhas de lenhas. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** adultos são frequentemente encontrados no domicílio e no peridomicílio.

**Distribuição em Sergipe:** Aquidabã, Canindé de São Francisco, Cumbe, Feira Nova, Gararu, Macambira, Nossa Senhora da Glória, Nossa Senhora de Lourdes, Pedra Mole, Pinhão, Poço Redondo, Poço Verde, Porto da Folha, Própria, Ribeirópolis, São Francisco, Simão Dias, Tobias Barreto, Tomar do Geru.

**Importância vetorial:**



**Figura 5.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Panstrongylus lutzi* (Neiva & Pinto, 1923) (♂).

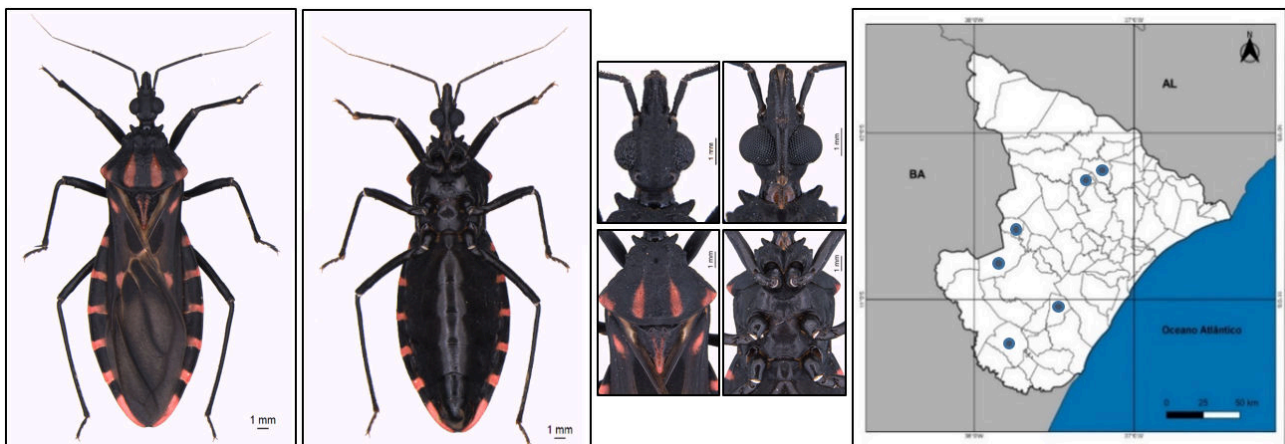
### ***Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835)**

**Diagnose:** as fêmeas medem cerca de 29 a 38 mm, enquanto os machos medem entre 26 a 34 mm. Possuem coloração negra com manchas vermelhas ou alaranjadas no pescoço, pronoto, escutelo, cório e conexivo. A cabeça é negra, cerca de uma vez e meio mais longa que larga na altura dos olhos e muito mais curta que o pronoto. Clípeo estreito. Genas não estendendo além do nível do ápice do clípeo. Jugas pontuda. Lobo anterior e posterior do pronoto escuro com 2 + 2 grandes manchas vermelhas na metade ou terço posterior. Apresentam escutelo avermelhado. Cório e membrana negros; cório com manchas. As pernas são negras. Conexivo negro com manchas vermelhas transversais localizadas no quarto posterior de cada segmento dorsal.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** tocas de mamíferos; matagais; ocos de árvores; palmeiras; base de folhas de bromélias; touceiras de agave; entre raízes de árvores e fissuras de rochas. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** adultos são frequentemente encontrados no domicílio e no peridomicílio.

**Distribuição em Sergipe:** Feira Nova, Graccho Cardoso, Itabaianinha, Pinhão, Salgado, Simão Dias.

Importância vetorial:



**Figura 6.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) (♂).

Fonte: Oliveira J. *Panstrongylus megistus*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamiliatriatominae/panstrongylus/panstrongylus-megistus/platensis/>. Acesso em: 22 abril 2021.

### ***Psammolestes* Bergroth, 1911**

**Características diagnósticas:** a região da cabeça das três espécies que integram esse gênero é levemente triangular, achatadas levemente, com a região pós-ocular extremamente curta; as antenas estão inseridas na proximidade do ápice da cabeça; os ocelos estão situados nitidamente em saliências do disco na região pós-ocular da cabeça; fêmures bastante dilatados e achatados lateralmente.

**Tamanho (mm):** 11,5 – 15

**Desenvolvimento (dias):** 165 – 365

### ***Psammolestes tertius* Lent & Jurberg, 1965**

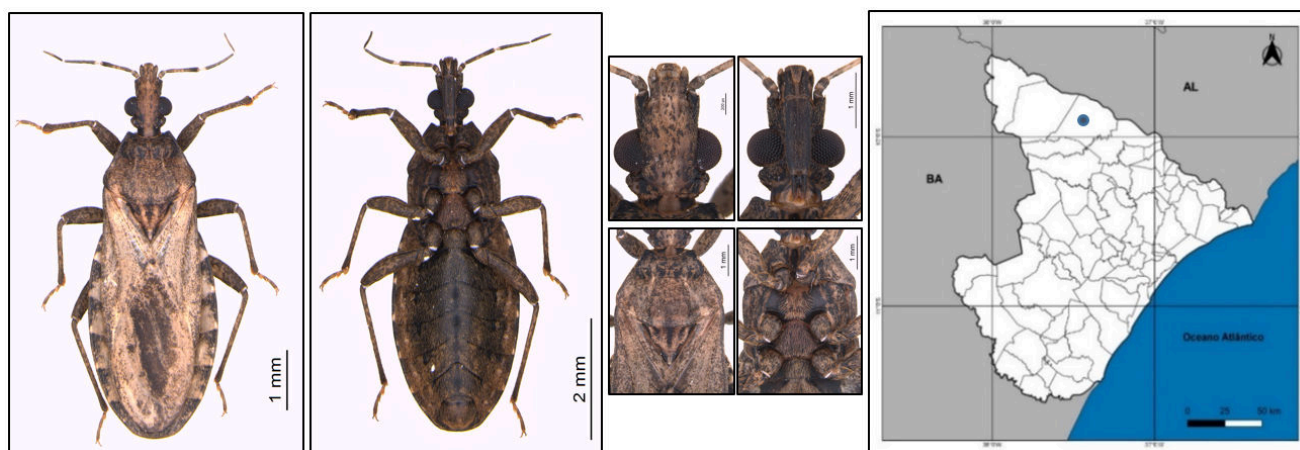
**Diagnose:** as fêmeas medem aproximadamente 11,5 a 12,5 mm e os machos dessa espécie variam entre 12,5 e 13,5 mm. Em geral possuem coloração marrom amarelada, com a presença de manchas irregulares marrom-escuras ou negras. Possuem tegumento rugoso com cerdas curtas e douradas. A cabeça, incluindo os olhos ligeiramente mais longa, do que larga. Apresenta região anteocular com 2,5 vezes o comprimento pós-ocular. O clipeo ligeiramente alargado anteriormente. As genas são visíveis, fortemente divergentes, ultrapassando consideravelmente o clipeo. Ângulos anterolaterais do pronoto muito curto e

obtusos. Escutelo rugoso transversalmente. Pernas na mesma coloração do corpo, com manchas marrom escura irregulares.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** ninhos de aves dos gêneros *Phacellodomus*, *Pseudoseisura* e *Anumbius*, espécies popularmente conhecidas como João-Graveteiro, Graveteiro, Titiri, Casaca-de-couro; ninhos de árvores em palmeiras buriti; cascas de árvores frutíferas como jaqueiras. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** os registros em ambiente domiciliar são raros.

**Distribuição em Sergipe:** Porto da Folha

**Importância vetorial:**



**Figura 7.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Psammolestes tertius* Lent & Jurberg, 1965 (♂).

Fonte: Oliveira J. *Psammolestes tertius*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamiliatriatominae/psammolestes/psammolestes-tertius/>. Acesso em: 22 abril 2021.

### ***Rhodnius* Stål, 1859**

**Características diagnósticas:** os representantes desse gênero possuem a cabeça cilíndrica, região pós-ocular longa, pares de antenas inseridas próxima do ápice da cabeça, os ocelos estão situados em nítidas saliências no disco da região pós-ocular da cabeça; os fêmures são geralmente alongados e cilíndricos, mas nunca achatados lateralmente.

**Tamanho (mm):** 10,5 – 26

**Desenvolvimento (dias):** 95 – 340

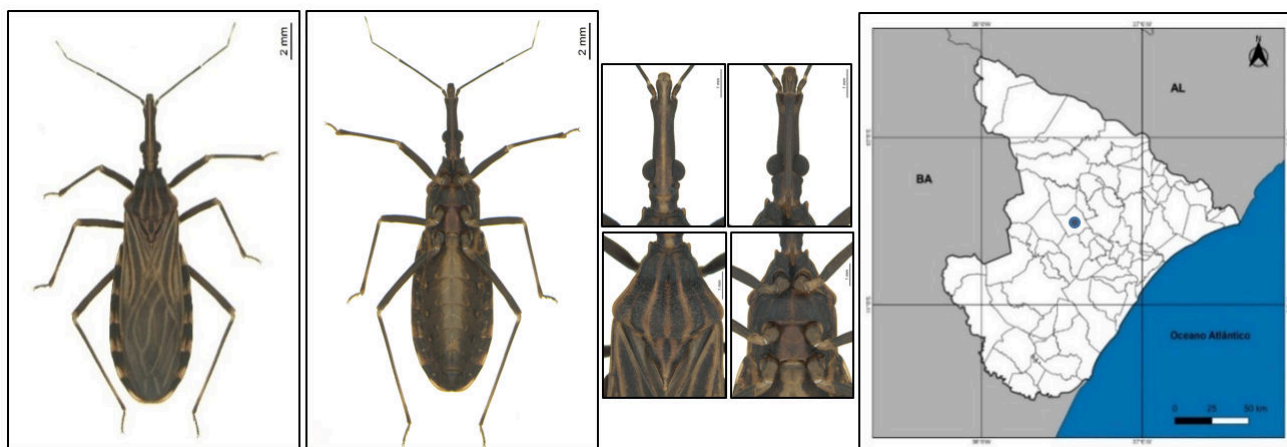
### ***Rhodnius neglectus* Lent, 1954**

**Diagnose:** as fêmeas e os machos medem, respectivamente, 18,5 a 20,5 mm e 17,5 a 19 mm. Apresentam no geral coloração marrom claro com marcas marrom escuras na região da cabeça, do pronoto, do escutelo, do cório e nos conexivos. Possuem áreas amareladas ventralmente no abdome, na região do conexivo, coxas e trocânteres. A região da cabeça é granulosa, claramente mais longa que larga ao nível dos olhos e mais longa que o pronoto. Pronoto com lobo anterior quase completamente liso, posterior rugoso-granuloso. Apresentam ângulos anterolaterais proeminentes. As pernas são geralmente marrom escuras, coxas e trocânteres e anel basal da tibia amarelados. O conexivo dorsal com metade ou 2/3 anteriores marrom, o resto é amarelado.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** palmeiras dos gêneros: *Attalea* (babaçus); *Acrocomia* (macaúbas); *Mauritia* (buritis); *Copernicia* (carnaúbas); ocorrência em ninhos de aves popularmente conhecidas como graveteiros (*Phacellodomus*). **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** ocasionalmente em domicílio; galinheiros; gaiolas de pombos e em outras ambientes peridomésticos.

**Distribuição em Sergipe:** Ribeirópolis

**Importância vetorial:** 



**Figura 8.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Rhodnius neglectus* Lent, 1954 (♂).

Fonte: Falcone R., Nascimento JD. *Rhodnius neglectus*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: [https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/rhodnius/rhodnius neglectus/](https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/rhodnius/rhodnius%20neglectus/). Acesso em: 22 abril 2021.

### ***Triatoma* Laporte, 1832**

**Características diagnósticas:** a cabeça é geralmente cilíndrica, são mais longas do que a largura na região dos olhos, as antenas estão inseridas afastadas do ápice da cabeça e dos olhos; os ocelos estão situados em nítidas saliências do disco na região pós-ocular da cabeça; rostro com primeiro segmento nitidamente mais curto que o segundo; o processo apical do escutelo não possui forma de espinho longo e oblíquo.

**Tamanho (mm):** 15 – 38

**Desenvolvimento (dias):** 228 – 636

### ***Triatoma brasiliensis* Neiva, 1911**

**Diagnose:** Os machos dessa espécie possuem tamanhos que variam entre 22 a 25 mm e as fêmeas 23 a 25,5 mm. Em relação as cores apresentam coloração castanho escuro a negra com manchas amareladas na região do pescoço, do pronoto, das pernas, do hemiélitro e do conexivo. A cabeça castanho escura e visivelmente mais longa que o pronoto, que apresenta faixas longitudinais amarelas, alargando-se para fora das carenas medianas, desde a margem posterior do lobo posterior até o lobo anterior, os se estreitam. Região antecular quatro vezes mais longa que a pós-ocular. Rostro grosso, tão escuro quanto a cabeça. Os trocânteres são predominantemente amarelos, fêmures com anel mediano largo.

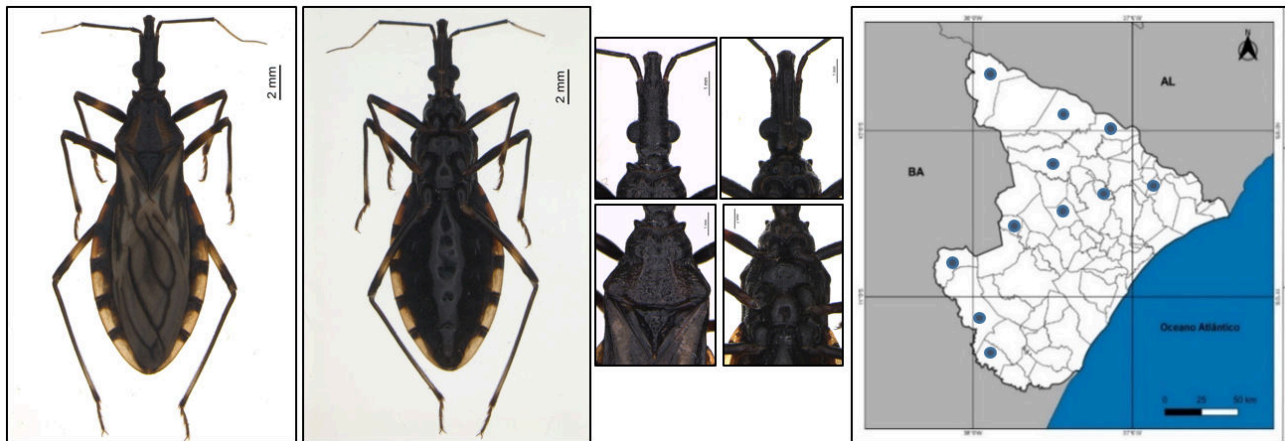
**Nichos: Ecótopo Silvestre:** predominantemente entre e sob rochas, associadas a presença de roedores principalmente os mocós (*Kerodon rupestres*); cactos da espécie *Pilosocereus gounellei* (xiquexique), associados a espécies de roedores do gênero *Galea* sp.

**Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** frequentemente encontrado em ambiente domiciliar; no peridomicílio, as colônias são encontradas em galinheiros, currais, muros de pedras, amontoados de tijolos, telhas e madeiras

**Distribuição em Sergipe:** Canindé de São Francisco, Cumbe, Gararu, Nossa Senhora da Gloria, Poço Verde, Porto da Folha, Pinhão, Ribeirópolis, São Francisco, Tobias Barreto e Tomar do Geru.

**Importância vetorial:**





**Figura 9.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma brasiliensis* Neiva, 1911(♂).

Fonte: Paiva VF. *Triatoma brasiliensis*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/triatoma/triatoma-brasiliensis-brasiliensis/>. Acesso em: 22 abril 2021.

### ***Triatoma infestans* (Klug, 1834)**

**Diagnose:** morfometricamente as fêmeas medem de 26 a 29 mm e os machos entre 21 a 26 mm. Possuem coloração negra ou castanho escura, com manchas amareladas nas pernas, no cório e conexivo. A cabeça é negra e longa quanto o pronoto, o qual também é negro. Região antecular três vezes mais longa que a pós-ocular. As Genas são arredondas distalmente, ultrapassando ligeiramente o nível do ápice do clipeo. O escutelo é negro, fortemente rugoso. As pernas são totalmente negras ou com os trocânteres e base dos fêmures amarelados. Tíbias anteriores e medianas com fossetas esponjosas presentes apenas nos machos. Conexivo preto, cada segmento apresenta uma grande macha amarela afastada da sutura anterior, mas estreitamente próxima à fronteira do segmento posterior.

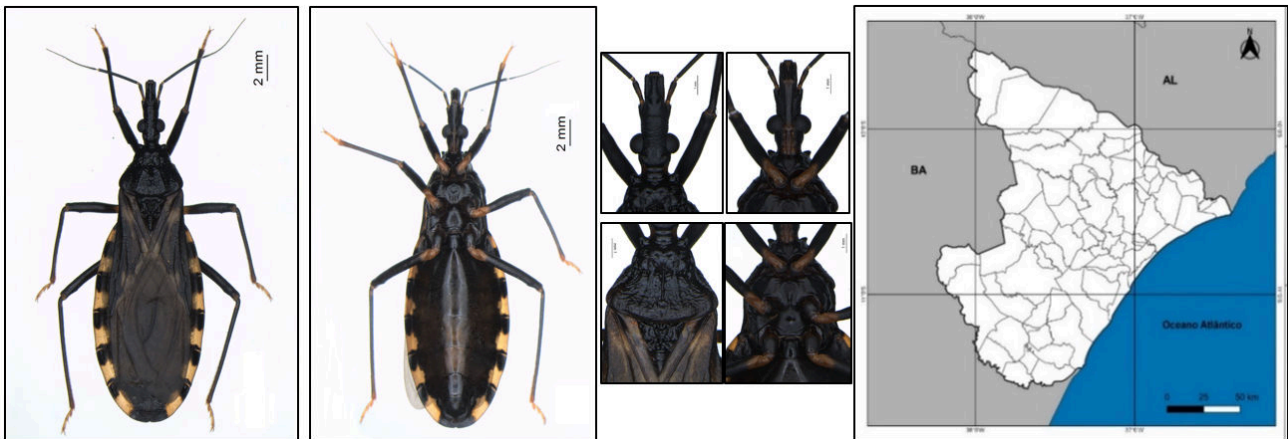
**Nichos: Ecótopo Silvestre:** populações silvestres têm sido encontradas em bromélias terrestres, bromélias epífitas, ocos de árvores e ninhos de aves na Bolívia. **Ecótopo**

**Doméstico e Peridoméstico:** frequentemente encontrada no ambiente doméstico. Contudo foi erradicada a transmissão pelo vetor no estado após a implementação do Programa de Controle de Chagas Humana (PCDCh).

**Distribuição em Sergipe:** Sem registro municipal. Apenas relatado em Sergipe por. Carcavallo et al. (1998)

**Importância vetorial:**





**Figura 10.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma infestans* (Klug, 1834) (♂).

Fonte: Paiva VF., Belintani T. *Triatoma infestans*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/triatoma/triatoma-infestans/>. Acesso em: 22 abril 2021.

### ***Triatoma melanocephala* Neiva & Pinto, 1923**

**Diagnose:** as fêmeas de *T. melanocephala* medem cerca de 28 mm, e sendo que os machos medem 25,5 a 26,5 mm. Os espécimes apresentam coloração castanho escuro a negra com manchas amareladas na região do pescoço, do pronoto, hemiélitros e conexivo. A cabeça é negra, delicadamente rugosa e delicadamente granulosa, menos que duas vezes mais longa que larga ao nível dos olhos e aproximadamente tão longa quanto o pronoto, que é castanho escuro com 1 + 1 machas amareladas ovais na parte anterior do lobo posterior. A região antecular de duas e meia a três vezes mais longa que a pós-ocular. Rostro tão negro quanto a cabeça. Os segmentos conexivais com as manchas negras de formato irregular as quais estão localizadas sobre as suturas intersegmentares. As pernas são negras.

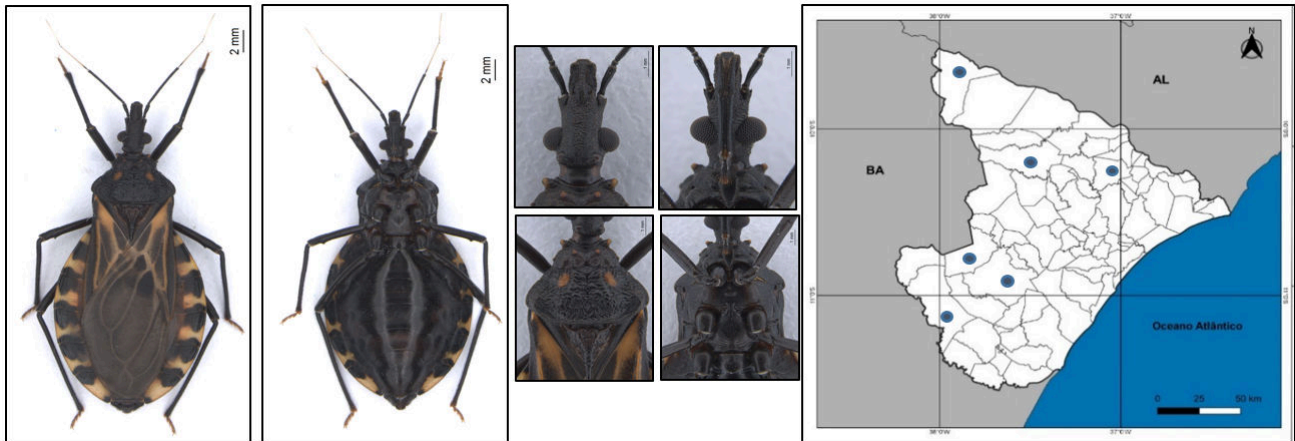
**Nichos: Ecótopo Silvestre:** encontradas em Bromélias terrestres e em refúgios de marsupiais (*Didelphis* sp.) infectados por *T. cruzi*. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** ocasionalmente em domicílio.

**Distribuição em Sergipe:** Aquidabã, Canindé de São Francisco, Salgado, Simão Dias, Tobias Barreto.

**Importância vetorial:**







**Figura 11.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma melanocephala* Neiva & Pinto, 1923 (♀).

Fonte: Pinotti H., Ambrozini LM. *Triatoma melanocephala*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/triatoma/triatoma-melanocephala/>. Acesso em: 22 abril 2021.

### ***Triatoma petrochiae* Pinto e Barreto 1925**

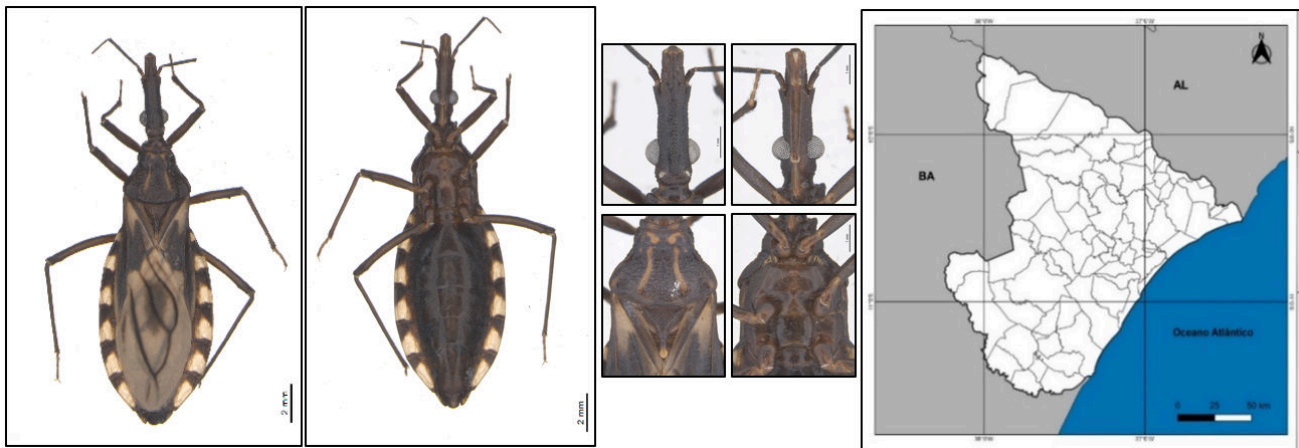
**Diagnose:** os machos dessa espécie medem entre 17 e 21,5 mm e as fêmeas entre 18 a 23 mm. Apresentam coloração castanho escuro com manchas amareladas no pronoto, no escutelo, hemélitro e conexivo. O tegumento é aparentemente glabro, com raras cerdas curtas e esparsas. A cabeça é negra, delicadamente rugosa e granulosa, cerca de duas vezes mais longa que larga ao nível dos olhos e muito mais longa que o pronoto. O primeiro segmento antenal é muito curto. Pescoço negro com um par de manchas claras laterais. Pronoto possui coloração castanho escuro, amarelado no colar, nas calosidades disciais e em alguns casos apresentam essa coloração nas margens laterais do lobo anterior. Escutelo castanho escuro, processo apical curto com cerca de três terços do comprimento do corpo principal do escutelo. Veias escuras. As pernas são negras, fossetas esponjosas estão ausentes em ambos os sexos. Conexivo castanho-escuro com grande mancha amarelada ocupando 2/3 de cada segmento.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** são encontradas em ambientes de pedregais e/ ou rochedos, preferencialmente tocas de mocós. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** ocasionalmente no peridomicílio e domicílio.

**Distribuição em Sergipe:** Sem registro municipal. Apenas relatado em Sergipe por Castro-Filho e Silveira (1979).

**Importância vetorial:**





**Figura 12.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma petrochiae* Pinto & Barreto 1925 (♀).

Fonte: Oliveira J., Ambrozini LM., Pinotti H. *Triatoma petrochiae*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/triatoma/triatoma-petrochiae/>. Acesso em: 22 abril 2021.

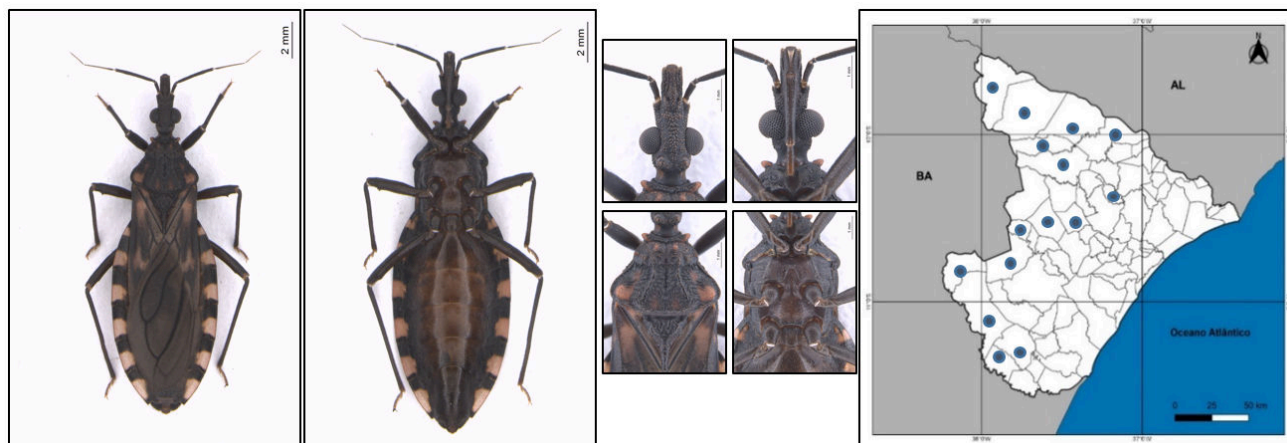
### ***Triatoma pseudomaculata* Corrêa & Espínola, 1964**

**Diagnose:** as fêmeas possuem entre 19 a 20 mm e o machos possuem tamanhos que variam entre 17 e 19 mm. Em geral a coloração é castanho escuro com manchas amarelas, alaranjadas ou avermelhadas no pescoço, tórax, cório e conexivo Tegumento quase glabro. Pilosidade curta e esparsa. A cabeça é uniformemente negra, tão longa quanto o pronoto, que é castanho escuro ou negro, com lobo posterior apresentando três pares de manchas amareladas ou alaranjadas. Região antecular três vezes mais longa que a pós-ocular. Genas ultrapassam nitidamente o ápice do clipeo. Os olhos são grandes, em vista lateral ultrapassam o nível da superfície ventral, e quase atingido o nível da superfície dorsal da cabeça. Pleura negra, na maioria dos espécimes com manchas alaranjadas na região posterior (é ausente em algumas espécies). Escutelo negro, com processo tão longo quanto o corpo principal. As pernas uniformemente negras. Fêmures anteriores cerca de cinco vezes mais longo que largo; fêmures anteriores e medianos com um par pequenos de dentículos subapicais. Fosseta esponjosas presentes nas tíbias anteriores e médias dos machos, ausentes nas fêmeas. Conexivo amarelado, alaranjado ou avermelhado com faixa escura larga situada sobre a sutura interconexival. Processo do endosoma da genitália masculina com dentículos no ápice.

**Nichos: Ecótopo Silvestre:** ocos de árvores; ninhos de pássaros graveteiros; associado também ao cacto Mandacaru (*Cereus jamacaru*). **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** são encontrados no domicílio e no peridomicílio em cercas com galhos secos e galinheiros.

**Distribuição em Sergipe:** Canindé de São Francisco, Cumbe, Frei Paulo, Gararu, Itabaianinha, Monte Alegre de Sergipe, Nossa Senhora da Glória, Pinhão, Poço Verde, Poço Redondo, Porto da Folha, Ribeirópolis, Simão Dias, Tobias Barreto, Tomar do Geru.

**Importância vetorial:**



**Figura 13.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma pseudomaculata* Corrêa & Espínola, 1964 (♀).

Fonte: Pinotti H., Ambrozini LM. *Triatoma pseudomaculata*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/triatoma/triatoma-pseudomaculata/>. Acesso em: 22 abril 2021.

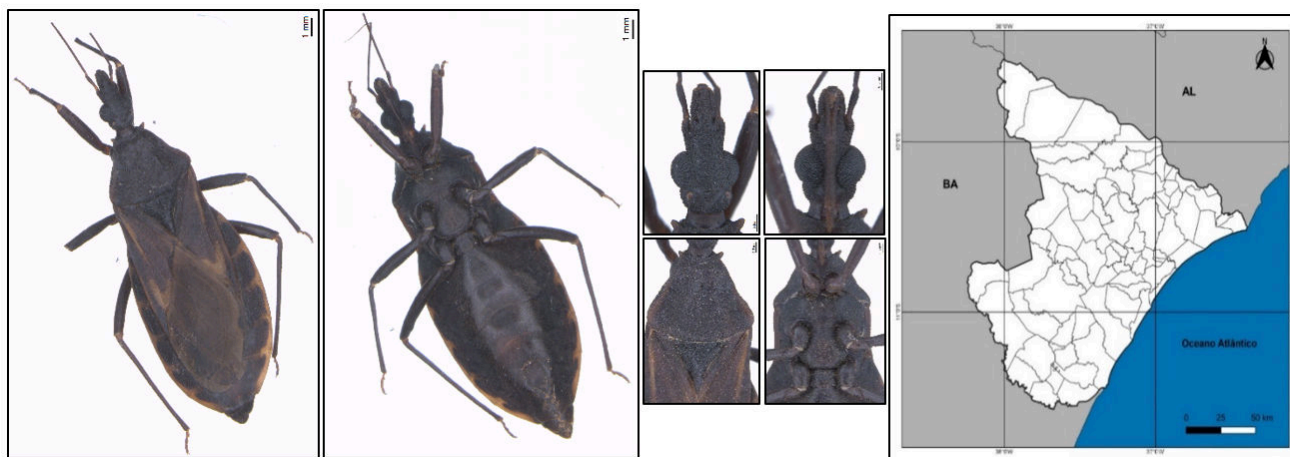
### ***Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773)**

**Diagnose:** os machos medem entre 19,5 a 24 mm e as fêmeas 20 a 25 mm. No geral apresentam coloração castanho escuro ou negro com a presença de manchas amarelas, alaranjadas ou avermelhadas na região do pescoço, do pronoto, do cório e conexivo. Tegumento granuloso. Pilosidade curta e inaparente. A cabeça é fortemente granulosa dorsalmente, uniformemente negra, ligeiramente mais curta que o pronoto, que possui coloração castanho escuro ou negro com as laterais e ângulos ântero-laterais alaranjados ou avermelhados. Região antecular 2,5 vezes mais longa que a pós-ocular. Primeiros artículos antenais ultrapassando nitidamente o ápice do clipeo. Pronoto castanho escuro ou negro com as laterais e ângulos ântero-laterais alaranjados ou avermelhados. Pernas uniformemente negras. Fosseta esponjosas presentes nas tíbias anteriores e médias dos machos, ausentes nas fêmeas. Conexivo negro com bordos e região da sutura interconexival alaranjada ou avermelhada.

**Nichos:** **Ecótopo Silvestre:** hábito silvestre desconhecido. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** encontrado apenas em casas humanas em associação com ratos (*Rattus rattus*). Está distribuída por regiões portuárias de diversos países.

**Distribuição em Sergipe:** Sem registro municipal. Apenas relatado em Sergipe por Carcavallo et al. (1998); Galvão (2014); Jurberg et al. (2017).

**Importância vetorial:** ■



**Figura 14.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773), 1964 (♀).

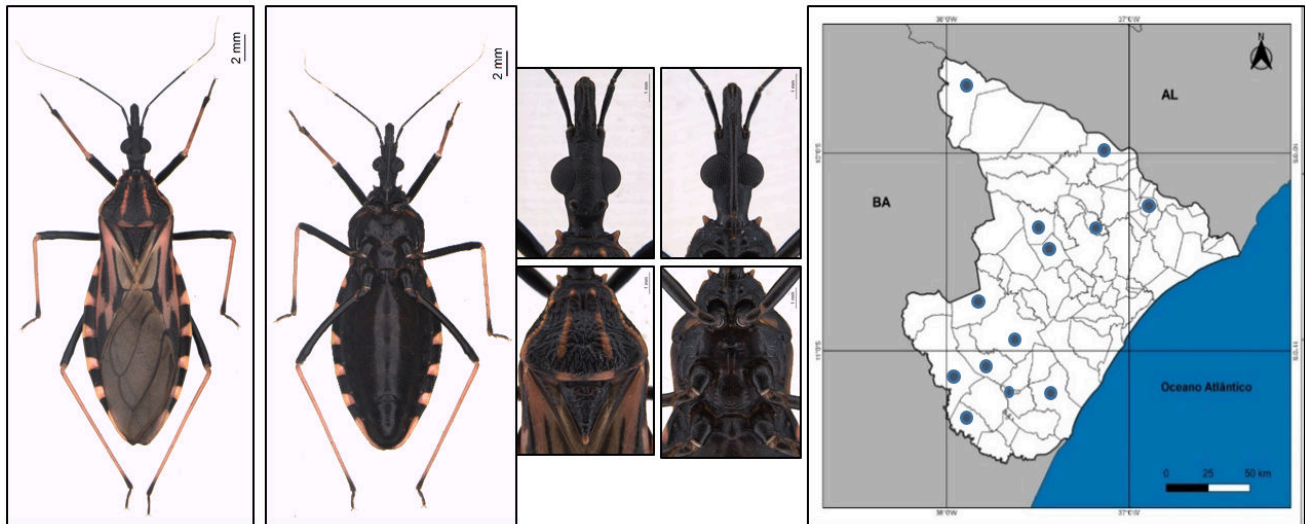
#### ***Triatoma tibiamaculata* (Pinto, 1926)**

**Diagnose:** as fêmeas possuem tamanho corporal que varia entre 32 e 33,5 mm e os machos entre 29 e 30 mm. A coloração geral apresenta manchas alaranjadas ou avermelhadas na região da cabeça, pescoço, pronoto, escutelo, cório, pernas e conexivo. A cabeça é negra, tão longa ou ligeiramente menor que o pronoto, o qual é negro com nítidas faixas avermelhas. Olhos em vista lateral ultrapassando o nível da superfície ventral, mas não atingindo o nível da superfície dorsal da cabeça. O escutelo é negro com ápice avermelhado. Pernas são negras, com excessão das tíbias, que são nitidamente amareladas ou alaranjadas, com anelacão escura no ápice. Conexivo apresenta manchas transversais negras e alaranjadas ou ainda amareladas, a parte negra ocupa 2/3 anteriores de cada segmento.

**Nichos:** **Ecótopo Silvestre:** encontrada em refúgios de marsupiais e roedores; palmeiras e bromélias epífitas. **Ecótopo Doméstico e Peridoméstico:** rara ocorrência dessa espécie nesses ecótopos.

**Distribuição em Sergipe:** Canindé de São Francisco, Cedro de São João, Cumbe, Estância, Gararu, Lagarto, Nossa Senhora Aparecida, Pedrinhas, Riachão do Dantas, Ribeirópolis, Simão Dias, Tobias Barreto, Tomar do Geru.

**Importância vetorial:** ■



**Figura 15.** Vista dorsal e ventral; cabeça dorsal e ventral e tórax dorsal e ventral de *Triatoma tibiamaculata* (Pinto, 1926) (♂).

Fonte: Ambrozini LM., Pinotti H. *Triatoma tibiamaculata*. Coleção de Triatominae - Unesp Araraquara. Disponível em: <https://www2.fcfar.unesp.br/#!/triatominae/subfamilia-triatominae/triatoma/triatoma-tibiamaculata/>. Acesso em: 22 abril 2021.

## 2.4 CHAVE PARA IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE TRIATOMÍNEOS ENCONTRADAS NO ESTADO SERGIPE

Será apresentada neste tópico uma chave de identificação dicotômica para a identificação das espécies de Triatomíneos pertencentes a subfamília Triatominae que foram registradas no estado de Sergipe. A respectiva chave é de autoria de Galvão e Dale (2014).

### Chave para Tribos e Gêneros do Estado de Sergipe

1. Ocelos não elevados, situados ao nível do tegumento, pouco visíveis entre os grânulos da cabeça, ou situados sobre ou próximo do sulco interocular.....[tribo **Bolboderini**]
  - Ocelos situados em nítidas saliências do disco na região pós-ocular da cabeça.....2
  
2. Cabeça com nítida calosidade lateral pós-ocular provida de tubérculos setíferos; antenas implantadas em tubérculos inseridos perto do ápice da cabeça.....[tribo **Rhodniini**] 3
  - Cabeça sem calosidade lateral pós-ocular provida de tubérculos setíferos; antenas implantadas em tubérculos afastados do ápice da cabeça.....4

3. Cabeça subtriangular, algo achatada, de comprimento nitidamente menor que o dobro da sua largura incluindo os olhos; região pós-ocular muito curta, seu comprimento com um quarto a um terço da largura; artícolo apical do rostro profundamente emarginado distalmente; fêmures nitidamente dilatados e achatados lateralmente.....***Psammolestes***

- Cabeça subcilíndrica, não achatada dorso-ventralmente, de comprimento com o dobro ou mais do dobro da sua largura incluindo os olhos; região pós-ocular mais longa, pelo menos com a metade da largura; terceiro artícolo do rostro pontudo no ápice; fêmures alongados na maioria das espécies, subcilíndricos, nunca achatados lateralmente.....***Rhodnius***

4. Indivíduos com menos de 30 mm, raramente com 33 mm ou mais; placas ventrais do conexivo distintas, embora em alguns casos muito estreitas; processo do pigóforo cônico e estreitando no ápice; gênero com o maior número de espécies e amplamente distribuído.....***Triatoma***

- Cabeça muito curta e larga; tubérculos anteníferos inseridos muito perto, junto, do bordo anterior dos olhos; cabeça e corpo glabros ou com pelos achatados curtos.....***Panstrongylus***

#### **Caracterização da Espécie de *Psammolestes* do estado de Sergipe, com base na chave de Lent e Wygodzinsky (1979)**

1. Cabeça de comprimento levemente maior que a largura ao nível dos olhos; região anteocular com duas a duas e meia vezes o comprimento da pós-ocular; cabeça em declive moderado atrás dos ocelos; ângulos ântero-laterais do pronoto muito curtos, rombos; genitália do macho com suporte do falosoma em forma de dois SS alargados e esclerosamento dorsal do falosoma arredondada apicalmente.....***Psammolestes tertius***

#### **Chave para a Espécie do Gênero *Rhodnius* do estado de Sergipe**

1. Inseto com 17,5 a 20,5 mm de comprimento; colorido geral castanho-escuro; trocânteres claros, contrastando fortemente com os fêmures escuros; conexivo dorsal e ventral com manchas escuras muito bem delimitadas em cada segmento; abdômen, na maioria dos

espécimes, com mancha longitudinal mediana amarelada que se prolonga ao metaesterno; antena com terceiro artícuo com a parte basal escura e a apical clara; processo mediano do pigóforo estreito na base.....**Rhodnius neglectus**

### **Chave para as Espécies do Gênero *Panstrongylus* do estado de Sergipe**

1. Abdome ventralmente de cor clara, com series longitudinais de manchas pretas; cabeça, de perfil, curta e forte; pronoto com nítidas manchas pretas e faixa escura margeando todo o bordo inferior do lobo posterior; pronoto com ângulos humerais arredondados; fêmures pretos com ápice avermelhado; todos os segmentos do conexivo com manchas pretas e claras intercaladas.....**Panstrongylus geniculatus**

2. Jugas curvadas, assemelhando-se a forma de um gancho; tubérculos do lobo anterior do pronoto não ou raramente avermelhados; segmentos do conexivo com uma mancha anterior escura; tegumento do corpo em vista dorsal praticamente sem pelos; hemélitros não esverdeados.....**Panstrongylus lutzi**

3. Jugas curvadas, assemelhando-se a forma de um gancho; tubérculos do lobo anterior do pronoto não ou raramente avermelhados; segmentos do conexivo com uma mancha anterior escura; tegumento do corpo em vista dorsal praticamente sem pelos; hemélitros não esverdeados e Inseto preto com machas avermelhadas, 2+2 localizadas no lobo posterior do pronoto; terceiro artícuo antenal menor que o segundo.....**Panstrongylus megistus**

### **Chave para as Espécies do Gênero *Triatoma* do estado de Sergipe**

1. Antenas com o primeiro artícuo ultrapassando consideravelmente o ápice do clipeo, pronoto preto com os bordos laterais de cor avermelhada em toda a extensão; mancha clara do conexivo sobre as suturas inter-segmentares, em faixa estreita, adiante e atrás delas; abdômen nitidamente achatado mediana e longitudinalmente na face ventral.....**Triatoma rubrofasciata**  
- Tíbias de colorido claro uniforme, exceto o ápice.....**2**

2. Fêmures predominantemente escuros, mancha escura do conexivo em faixa transversal larga imediatamente atrás das suturas inter-segmentares; pronoto escuro com os bordos laterais, o bordo posterior, os ângulos ântero-laterais e 1+1 faixas centrais sobre as carenas e os tubérculos discais, vermelho- alaranjados.....***Triatoma tibiamaculata***  
 - Pronoto escuro com 1 + 1 mancha amareladas.....**3**
3. Trocênteres amarelos, fêmures com anelação clara na região sub-mediana, pronoto castanho com 1 + 1 manchas amarelas sobre as carenas longitudianais, desde seu início no lobo anterior até o bordo posterior; rostro grosso, segundo e terceiro artículos com pelos longos muito abundantes; manchas claras do conexivo amarelas.....***Triatoma brasiliensis***  
 - Pronoto totalmente negro ou com combinação de cores e manchas diferentes.....**4**
4. Base dos fêmures e trocênteres mais claros, amarelados; pronoto totalmente negro ou com combinação de cores e manchas diferentes; marcas escuras transversais do conexivo em forma de faixas largas; cabeça tão longa quanto o pronoto.....***Triatoma infestans***  
 - Pronoto escuro com áreas claras; manchas claras do conexivo em forma de largas faixas transversais ocupando toda a largura do segmento.....**5**
5. Tegumento castanho escuro com 1+1 marcações amareladas nos húmeros, nas porções basal e sub-apical do cório, em 2/3 da área central de cada segmento do conexivo e em toda a extensão do processo apical do escutelo; membrana amarela com mancha escura sobre a nervura que separa as duas células discais; lobos anteriores do pronoto com tubérculos discais reduzidos a duas calosidades ovaladas transversais; húmeros pouco arredondados, quase angulares; comprimento da cabeça duas vezes a largura.....***Triatoma petrocchiaie***  
 - Genas não ultrapassando o ápice do clípeo ou apenas atingindo o seu nível; comprimento total 25 mm ou mais.....**6**
6. Preto com 1 + 1 manchas amarelas na metade anterior do lobo posterior do pronoto entre as carenas e os bordos laterais, mais próximo daquelas; preto na metade restante do pronoto



e no escutelo; pleura e face inferior do tórax e abdome muito polidos.....*Triatoma melanocephala*  
- Clípeo muito pouco alargado sub-basalmente; segundo e terceiros artículos do rostro com pelos curtos ou somente o terceiro com pelos longos.....7

7. Cabeça de colorido preto uniforme dorsalmente, sem mancha vermelha dorsal e menos alta atrás, na vista lateral; manchas claras pleurais ausente ou só presentes na propleura; olhos menores; rostro com primeiro artículo levemente mais curto que o terceiro, aquele com pelos mais curtos; segundo artículo do rostro mais delgado de perfil; ângulos ântero-laterais mais direcionados para as laterais; processo do endosoma da genitália masculina com dentículos no ápice.....*Triatoma pseudomaculata*

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A DC, é considerada para muitos, uma enfermidade controlada, principalmente após a eliminação da espécie domiciliada *T. infestans*. Contudo, por meio das informações presentes nesse guia, pode-se constatar a variedade de espécies presentes no estado de Sergipe, desde as que possuem hábitos silvestres, até aquelas que já foram coletadas em habitações humanas, as quais oferecem sérios riscos para transmissão para o *Trypanosoma cruzi* aos humanos.

Através desse guia foi possível, trazer informações a respeito de características diagnosticas as quais são importantes para a identificação das espécies recorrentes, além de informações sobre a distribuição das espécies, seus aspectos biológicos, ecológicos e da importância vetorial.

Por fim, o primeiro Guia de Identificação de Triatomíneos do Estado de Sergipe é fundamental para integrar as medidas já existentes de controle e prevenção da DC no estado, com vistas a capacitação e o esclarecimento de profissionais da saúde, estudantes, pesquisadores que atuam no controle e na vigilância dos vetores da DC.

## 4. REFERÊNCIAS

- ABAD-FRANCH, F.; LIMA, M. M.; SARQUIS, O.; GURGEL-GONÇALVES, R.; SÁNCHEZ-MARTÍN, M.; et al. On palms, bugs, and Chagas disease in the Americas. **Acta Tropica**, v. 151, p. 126-141, 2015.
- ABAD-FRANCH, F.; MONTEIRO, F. A.; JARAMILLO, N.; GURGEL-GONÇAVES, R.; DIAS, F. B. S.; DIOTAIUTI, L.; et al. Ecology, evolution, and the long-term surveillance of vector-borne Chagas disease: A multi-scale appraisal of the tribe Rhodniini (Triatominae). **Acta Tropica**, v. 112, p. 159-177, 2009.
- ALEVI, K. C. C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A. C. C.; CRISTAL, D. C.; DELGADO, L. M. G.; BITTINELLI, I. F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A New Species of Argentinian Chagas Disease Vector Described Based on Integrative Taxonomy. **Insects**, v. 26, n. 11, p. 1-24, 2020.
- ALMEIDA, C. E.; OLIVEIRA, H. L.; CORREIA, N.; DORNAK, L. L.; GUMIEL, M.; NEIVA, V. L.; et al. Dispersion capacity of *Triatoma sherlocki*, *Triatoma juazeirensis* and laboratory-bred hybrids. **Acta Tropica**, v. 122, p. 71-79, 2012.
- AÑES, N.; CRISANTE, G.; ROJAS, A.; SEGNINI, S.; ESPINOZA-ÁLVAREZ, O.; TEIXEIRA, M.G. Update on Chagas disease in Venezuela during the period 2003–2018. A review. **Acta Tropica**, v. 203, p. 1-12, 2020.
- BERN, C.; MESSENGER, L. A.; WHITMAN, J. D.; MAGUIRE, J. H. Chagas Disease in the United States: A Public Health Approach. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 33, n. 1, p. 1-42, 2020.
- CARANHA, L.; et al. Estudo das fontes alimentares de *Panstrongylus lutzi* (Neiva & Pinto, 1923) (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) no Estado do Ceara. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, p. 347-351, 2006.
- CARANHA, L.; GURGEL-GONÇALVES, R.; RAMALHO, R. D.; GALVÃO, C. New records and geographic distribution map of *Triatoma petrocchiae* Pinto and Barreto, 1925 (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Check List**, v. 7, n. 4, p. 508-509, 2011.
- CARCAVALLO, R. U.; RODRÍGUEZ, M. E. F.; SALVATELLA, R.; CASAS, S. I. C.; SHERLOCK, I. S.; GALVÃO, C.; et al. **Habitat and Related Fauna**. In: CARCAVALLO, R. U.; GIRÓN, I. G.; JURBERG, J.; LENT, H. Atlas of Chagas disease vectors in Americas. 1ª ed, Fiocruz, 1998.
- CHAGAS, C. Nova tripanozomíase humana: estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo do *Schizotrypanum cruzi* n. gen., n. sp., agente etiológico de nova entidade morbida do homem. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 1, n. 2, p. 159-218, 1909.
- CORTEZ, M. R.; EMPERAIRE, L.; PICCINALI, R. V.; GÜRTLE, R. E.; TORRICO, F.; JANSEN, A. M.; et al. Sylvatic *Triatoma infestans* (Reduviidae, Triatominae) in the Andean Valleys of Bolívia. **Acta Tropica**, v. 102, p. 47-54, 2007.
- COSTA, J.; ALMEIDA, J. R.; BRITTO, C.; DUARTE, R.; MARCHON-SILVA, V.; PACHECO, R. S.. Ecotopes, natural infection and trophic resources of *Triatoma brasiliensis* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 93, p. 7-13, 1998.

DALE, C.; JUSTI, S. A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v. 12, n. 686, 2021.

DIAS, J. C. P.; RAMOS JR, A. N.; GONTIJO, E. D.; LUQUETTI, A.; SHIKANAI-YASUDA, M. A.; et al. Brazilian Consensus on Chagas Disease, 2015. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 25, p. 7-86, 2016.

EUZEBIO, D. M.; OLIVEIRA, G. G.; COSTA, F. O.; CORREIA, D.; COSTA, B. G.; SILVA, A. M. New Case of Chagas disease in a rural area of Northeast Brazilian. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 49, n. 2, p. 245-247.

GALVAO, A. B.; PALMA, J. D. Uma nova espécie do gênero *Panstrongylus* Berg, 1879 (Reduviidae, Triatominae). **Revista Brasileira de Biologia**, v. 28, p. 403-405, 1968.

GALVÃO, C. **Taxonomia dos vetores da doença de Chagas: da forma à molécula, quase três séculos de história**. In: OLIVEIRA, J.; ALEVI, K.C.C.; CAMARGO, L.M.A.; MENEGUETTI, D.U.O. Atualidades em Medicina Tropical no Brasil: Vetores. 1 ed, Stricto Sensu Editora, 2020.

GALVÃO, C. **Vetores da doença de Chagas no Brasil. Série Zoológica: Guias e Manuais de identificação**. 1ª ed, Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GALVÃO, C.; DALE, C. **Chaves de identificação para adultos**. In: Galvão C. Vetores da doença de Chagas no Brasil. Série Zoológica: Guias e Manuais de identificação. 1ª ed, Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GALVÃO, C.; JUSTI, S. A. An overview on the ecology of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae). **Acta Tropica**, v. 151, p. 116-125, 2015.

GALVÃO, C.; PAULA, A. S. **Sistemática e evolução dos vetores**. In: Galvão C. Vetores da doença de Chagas no Brasil. Série Zoológica: Guias e Manuais de identificação. 1ª ed, Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GAUNT, M. F.; MILES, M. A. The ecotopes and evolution of triatomine bugs (Triatominae) and their associated trypanosomes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 95, p. 557-565, 2000.

GONÇALVES, T. C. M.; TEVES-NEVES, S. C.; SANTOS-MALLET, J. R.; CARBAJAL-DE-LA-FLUENTE, A. L.; LOPES, C. M. *Triatoma jatai* sp. nov. in the State of Tocantins, Brazil (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 108, p. 429-437, 2013.

GURGEL-GONÇALVES, R., CUBA, C. A. C. Estrutura de populações de *Rhodnius neglectus* Lent e *Psammolestes tertius* Lent & Jurberg (Hemiptera, Reduviidae) em ninhos de pássaros (Furnariidae) presentes na palmeira *Mauritia flexuosa* no Distrito Federal, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 24, p. 157–163, 2007.

GURGEL-GONÇALVES, R., CUBA, C. A. C., Infestation of thornbird nests (Passeriformes: Furnariidae) by *Psammolestes tertius* (Hemiptera: Reduviidae) across Brazilian Cerrado and Caatinga ecoregions. **Zoologia**, v. 28, p. 411–414, 2011.

GURGEL-GONÇALVES, R.; GALVÃO, C.; MENDONÇA, J.; COSTA NETO, E. M. **Guia de Triatomíneos da Bahia**. 1ª ed, UEFS Editora, 2012.

GURGEL-GONCALVES, R.; RIBEIRO JR.; G.; COSTA NETO, E. M. Infestation of palm trees by triatomines (Hemiptera: Reduviidae) in the state of Bahia, Brazil. **EntomoBrasilis**, v. 5, p. 227–231, 2012.

HOTZEZ, P. J.; DAMANIA, A.; BOTTAZI, M. E. Central Latin American: Two Decades of challenges in neglected tropical disease control. **Plos Neglected Tropical Diseases**, v. 14, n. 3, p. e0007962, 2020.

IBGE. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Censo Demográfico 2020.** Disponível em: <<https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/se.html>> acesso em 14/07/2021.

JURBERG, J.; RODRIGUES, J. M. S.; DALE, C.; LAMAS Jr, V. D.; PEIXOTO, S. R.; SILVA, J. V. T *et al.* **Atlas Iconográfico dos Triatomíneos do Brasil (Vetores da Doença de Chagas).** 1ª ed, Instituto Oswaldo Cruz; 2017.

LAZZARI, C. R. **Biologia e Comportamento.** In: Galvão, C. Vetores da doença de Chagas no Brasil. Série Zoológica: Guias e Manuais de identificação. 1ed, Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

LENT, H.; WYGODZINSKY, P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas disease. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, v. 163, p. 127-520, 1979.

LIDANI, K. C. F.; ANDRADE, F. A.; BAVIA, L.; DAMASCENO, F. S.; BELTRAME, M. H.; MESSIAS-REASON, I. J.; SANDRI, T. L. Chagas Disease: From Discovery to a Worldwide Health Problem. **Frontiers in Public Health**, v. 7, p. 1-13, 2019.

LIMA, A. F. R.; JERALDO, V. L. S.; SILVEIRA, M. S.; MADI, R. R. SANTANA, T. B. K.; MELO, C. M. Triatomines in dwellings and outbuildings in na endemic área of Chagas disease in northeastern Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 45, n. 6, p. 701-706, 2012.

LIMA-CORDÓN, R. A.; MONROY, M. C.; STEVENS, L.; RODAS, A.; RODAS, G. A.; DORN, P. L.; JUSTI, S. A. Description of *Triatoma huehuetenanguensis* sp. n., a potential Chagas disease vector (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **ZooKeys**, v. 820, p. 51-70, 2019.

MARTÍNEZ, F.; PERNA, E.; PERRONE, S. V.; LIPRANDI, A. S. Chagas Disease and Heart Failure: An Expanding Issue Worldwide. **European Cardiology Review**, v. 14, n. 2, p. 82-88, 2019.

MELLO, D. A. Roedores, marsupiais e triatomíneos silvestres capturados no município de Mambai-Goias. **Revista de Saúde Pública**, v. 16, p. 282-291, 1982.

MELO, C. M.; CRUZ, A. C. F. G.; LIMA, A. F. V. A.; SILVA, L. R.; MADI, R. R.; JERALDO, V. L. S.; MERCADO, R. Triatomine Fauna and Recente Epidemiological Dynamics of Chagas Disease in na Endemic Area of Northeast Brazil. **Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology**, v. 2018, p. 1-13, 2018.

MEYMANDI, S.; HERNANDEZ, S.; PARK, S.; SANCHEZ, D. R.; FORSYTH, C. Treatment of Chagas Disease in the United States. **Current Treatment Options in Infectious Diseases**, v. 10, n. 3, p. 373 - 388, 2018.

NOGUEIRA, K. K. P. L.; CRUZ, R. P.; LOBATO, H. N. M.; LUZ, D. A. Characterization of Chagas disease cases notified in the state of Pará from 2014 to 2017. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 1, p. 4635-4648, 2020.

NOIREAU, F.; FLORES, R.; GUTIÉRREZ, T.; ABAD-FRANCH, F.; FLORES, E.; VARGAS, F. Natural ecotopes of *Triatoma infestans* dark morph and other sylvatic triatomines in the Bolivian Chaco. **Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 94, p. 23-27, 2000.

OLIVEIRA, J.; ROSA, J. A.; FONTES, F. M.; ANDRADE, D. C.; MADI, R. R.; MELO, C. M. *Psammolestes tertius* Lent & Jurberg, 1965 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae): first report in Sergipe State, Brazil, **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 54, p. 1-4, 2020.

PÉRES-MOLINA, J. A.; MOLINA, I. Chagas Disease. **The Lancet**, v. 391, n. 10115, p. 82-94, 2018.

RASSI JR. A.; RASSI, A.; REZENDE, J. M. American Trypanosomiasis (Chagas Disease). **Infectious Disease Clinics of North America**, v. 26, p. 275-291, 2012.

ROSA, J. A.; ROCHA, C. S.; GARDIM, S.; PINTO, M. C.; MENDONÇA, V. J.; FERREIRA-FILHO, J. C. R.; et al. Description of *Rhodnius montenegrensis* n. sp. (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) from the State of Rondônia, Brazil. **Zootaxa**, v. 3478, p. 62-76, 2012.

SCHOFIELD, C. J.; GALVÃO, C. Classification, evolution, and species groups within the Triatominae. **Acta Tropica**, v. 110, n. 2-3, p. 88-100, 2009.

SHI, Y.; WEI, Y.; FENG, X.; LIU, J.; JIANG, Z.; OU, F.; et al. Distribution, genetic characteristics and public health implication of *Triatoma rubrofasciata*, the vector of Chagas disease in Guangxi, China. **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 33, p. 1-11. 2020.

SILVA, A. N. B.; DIOUTAITUI, L.; CÂMARA, A. C. J.; OLIVEIRA, P. I. C.; GALVÃO, C.; CHIARI, E.; SOUZA, R. C. M. First report of *Psammolestes tertius* Lent & Jurberg, 1965 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in Rio Grande do Norte state, Brazil. **Check List**, v. 14, n. 6, p. 1110-113, 2018.

SILVA, I. G.; LUSTOSA, E. D. Biologia de *Psammolestes tertius* Lent & Jurberg, 1965 (Hemiptera, Reduviidae). **Revista de Patologia Tropical**, v. 22, p. 29-42, 1993.

SILVA, M. B. A.; BARRETO, A. V. M. S.; SILVA, H. A.; GALVÃO, C.; ROCHA, D.; JURBERG J.; et al. Synanthropic triatomines (Hemiptera, Reduviidae) in the State of Pernambuco, Brazil: geographical distribution and natural *Trypanosoma* infection rates between 2006 and 2007. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 45, p. 60-65, 2012.

SILVEIRA, A. C.; DIAS, J. C. P. O controle da transmissão vetorial. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, p. 52-63, 2011.

VALENÇA-BARBOSA, C.; LIMA, M. M.; SARQUIS, O.; BEZERRA, C. M.; ABAD-FRANCH, F. A common Caatinga cactus, *Pilosocereus gounellei*, is an important ecotope of wild *Triatoma brasiliensis* populations in the Jaguaribe valley of northeastern Brazil. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 90, p. 1059-1062, 2014.

WHO. **World Health Organization**. Disponível em: <[https://www.who.int/chagas/epidemiology/epidemiology\\_history/en/#.W9sMB0NI1rc.mendel ey](https://www.who.int/chagas/epidemiology/epidemiology_history/en/#.W9sMB0NI1rc.mendel ey)> acesso em: 19/04/2021.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki* a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **Zookeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021..

## RESGATANDO DADOS SOBRE HIBRIDAÇÃO ENTRE OS VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS DO SUBCOMPLEXO *PHYLLOSOMA*

Natália Regina Cesaretto<sup>1</sup>, Amanda Ravazi<sup>1</sup> e Kaio Cesar Chaboli Alevi<sup>1,2</sup>

1. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Instituto de Biociências, Botucatu, SP, Brasil;
2. Laboratório de Parasitologia, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara, São Paulo, Brasil.

### RESUMO

O subcomplexo *Phyllosoma* é composto pelas espécies *Triatoma bassolsae*, *T. bolivari*, *T. longipennis*, *T. mazzottii*, *T. mexicana*, *T. pallidipennis*, *T. phyllosoma*, *T. picturata* e *T. ryckmani*. Com exceção de *T. ryckmani* que nunca foi notificada no México, todas as espécies do subcomplexo *Phyllosoma* são endêmicas do México. Desde 1942, estudos de hibridação vêm sendo realizados entre esses triatomíneos, o que resultou em diversas propostas taxonômicas, como, por exemplo, que parte das espécies do subcomplexo *Phyllosoma* representava uma única espécie com polimorfismo genético e morfológico ou, até mesmo, que esses insetos deveriam ser considerados como subespécies. Além disso, estudos epidemiológicos foram realizados para avaliar a competência vetorial dos híbridos. Considerando que os estudos dos híbridos podem ajudar a compreender a sistemática e taxonomia dos triatomíneos, podem ser usados para analisar os mecanismos de isolamento que limitam o fluxo gênico entre as diferentes espécies, assim como podem ser empregados para o estabelecimento do papel da hibridação natural na geração de novas variantes, apresentamos uma revisão sobre os estudos de hibridação entre os vetores da doença de Chagas do México agrupados no subcomplexo *Phyllosoma*.

**Palavras-chave:** Triatomíneos, Subcomplexo *Phyllosoma* e Cruzamentos experimentais.

### ABSTRACT

The *Phyllosoma* subcomplex is composed of the species *Triatoma bassolsae*, *T. bolivari*, *T. longipennis*, *T. mazzottii*, *T. mexicana*, *T. pallidipennis*, *T. phyllosoma*, *T. picturata* and *T. ryckmani*. With the exception of *T. ryckmani* which was never reported in Mexico, all species of the *Phyllosoma* subcomplex are endemic to Mexico. Since 1942, hybridization studies have been carried out among these triatomines, which resulted in several taxonomic proposals, such as, for example, that part of the species in the *Phyllosoma* subcomplex represented a single species with genetic and morphological polymorphism, or even that these insects should be considered as subspecies. In addition, epidemiological studies were carried out to evaluate the vectorial competence of hybrids. Whereas hybrid studies can help to understand the systematics and taxonomy of triatomines, can be used to analyze the isolation mechanisms that limit gene flow between different species, as well as can be used to establish the role of natural hybridization in the generation of new variants, we present a

review of hybridization studies among Chagas disease vectors in Mexico grouped in the *Phyllosoma* subcomplex.

**Keywords:** Triatomines, *Phyllosoma* subcomplex and Experimental crosses.

## 1. INTRODUÇÃO

Os triatomíneos são insetos hematófagos de grande importância para a saúde pública, pois são considerados como a principal forma de transmissão do protozoário *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae), agente etiológico da doença de Chagas (WHO, 2021). Existem 157 espécies na subfamília Triatominae, que são agrupadas em cinco tribos: Alberproseniini, Bolboderini, Cavernicolini, Rhodniini e Triatomini (ALEVI et al., 2021; DALE; JUSTI; GALVÃO, 2021; ZHAO; GALVÃO; CAI W, 2021).

Os vetores da tribo Triatomini são agrupados em oito complexos e nove subcomplexos, a saber, complexos *Phyllosoma*, *Flavida*, *Rubrofasciata*, *Protracta*, *Lecticularia*, *Dispar*, *Infestans* e *Spinolai* e subcomplexos *Dimidiata*, *Phyllosoma*, *Brasiliensis*, *Infestans*, *Maculata*, *Pseudomaculata*, *Rubrovaria*, *Sordida* e *Vitticeps* (SCHOFIELD; GALVÃO, 2009; PITA et al., 2016; JUSTI; GALVÃO, 2017; ALEVI et al., 2017). Embora esses agrupamentos não sejam reconhecidos pelo Código Internacional de Nomenclatura Zoológica, sugere-se que eles devam representar grupos naturais (JUSTI et al., 2014).

O subcomplexo *Phyllosoma* é composto pelas espécies *Triatoma bassolsae* Alejandro Aguilar et al., 1999, *T. bolivari* Carcavallo, Martínez & Pelaez, 1987, *T. longipennis* (Usinger, 1939), *T. mazzottii* (Usinger, 1941), *T. mexicana* (Herrich-Schaeffer, 1848), *T. pallidipennis* (Stål, 1872), *T. phyllosoma* (Burmeister, 1835), *T. picturata* (Usinger, 1939) e *T. ryckmani* Zeledón & Ponce, 1972 (SCHOFIELD; GALVÃO, 2009). Com exceção de *T. ryckmani* que nunca foi notificada no México, todas as espécies do subcomplexo *Phyllosoma* são endêmicas do México (GALVÃO et al., 2003). Além dessas espécies, *Belminus costaricensis* Herrer, Lent & Wygodzinsky, 1954, *Rhodnius prolixus* Stål, 1859, *Dipetalogaster maxima* (Uhler, 1894), *Eratyrus cuspidatus* Stål, 1859, *Paratriatoma hirsuta* Barber, 1938, *Panstrongylus geniculatus* (Latreille, 1811), *P. rufotuberculatus* (Champion, 1899), *T. barberi* Usinger, 1939, *T. bouvieri* Larrousse, 1924, *T. brailovskyi* Martínez, Carcavallo & Pelaez, 1984, *T. dimidiata* (Latreille, 1811), *T. gerstaeckeri* (Stål, 1859), *T. gomeznunezi* Martínez, Carcavallo & Jurberg, 1994, *T. hegneri* Mazzotti, 1940, *T. incrassata* Usinger, 1939, *T. indictiva* Neiva, 1912, *T. infestans* (Klug, 1834), *Paratriatoma lecticularia* (Stål, 1859), *T.*

*neotomae* Neiva, 1911, *T. nitida* Usinger, 1939, *T. peninsularis* Usinger, 1940, *T. protracta* (Uhler, 1894), *T. recurva* (Stål, 1868), *T. rubida* (Uhler, 1894), *T. sanguisuga* (Leconte, 1855) e *T. sinaloensis* Ryckman, 1962 já foram notificadas no país (GALVÃO et al., 2003; RAMSEY et al., 2015).

Desde 1942, estudos de hibridação vêm sendo realizados entre triatomíneos do México (MAZZOTI; OSORIO, 1942), o que resultou em diversas propostas taxonômicas, como, por exemplo, que parte das espécies do subcomplexo *Phyllosoma* representava uma única espécie com polimorfismo genético e morfológico (MARTINEZ-IBARRA et al., 2010) ou, até mesmo, que esses insetos deveriam ser considerados como subespécies (MAZZOTI; OSORIO, 1942; MAZZOTI, 1943). Além disso, estudos epidemiológicos foram realizados para avaliar a capacidade e competência vetorial dos híbridos (MARTINEZ-IBARRA et al., 2016a,b).

Considerando que os estudos dos híbridos podem ajudar a compreender a sistemática e taxonomia dos triatomíneos (PÉREZ et al., 2005; ALEVI e tal., 2017; NASCIMENTO et al., 2019; NEVES et al., 2020), podem ser usados para analisar os mecanismos de isolamento que limitam o fluxo gênico entre as diferentes espécies, assim como podem ser empregados para o estabelecimento do papel da hibridação natural na geração de novas variantes (PÉREZ et al., 2005), apresentamos uma revisão sobre os estudos de hibridação entre os vetores da doença de Chagas do México agrupados no subcomplexo *Phyllosoma*.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1. CRUZAMENTOS ENTRE ESPÉCIES DO SUBCOMPLEXO *PHYLLOSOMA*

Como mencionado acima, Mazzotti e Osorio (1942) e Mazzotti (1943) avaliaram, por meio de cruzamentos experimentais, o grau de isolamento reprodutivo entre espécies do subcomplexo *Phyllosoma* e propuseram o *status* de subespécie para *T. pallidipennis*, *T. picturata* e *T. mazzottii*, uma vez que baixo grau de isolamento foi observado. No entanto, Martinez-Ibarra et al. (2008) destacaram que os autores utilizaram um pequeno número de cruzamentos experimentais para chegar a essa conclusão e, ao realizarem diversos cruzamentos interespecíficos entre espécies do subcomplexo *Phyllosoma* (Tabela 1), concluíram que *T. mazzottii* deve ser considerada como espécie e sugeriram que *T.*



*longipennis* e *T. picturata* sejam subespécies [uma vez que nenhuma barreira reprodutiva foi observada para o cruzamento entre essas espécies que vivem em simpatria no oeste do México (MARTINEZ-IBARRA et al., 2008)].

Além de *T. longipennis* e *T. picturata*, outras espécies do subcomplexo *Phyllosoma*, quando cruzadas experimentalmente, não apresentaram barreiras reprodutivas pré e pós-zigóticas (Tabela 1). Cruzamentos entre *T. pallidipennis* e *T. longipennis* e entre *T. pallidipennis* e *T. picturata*, por exemplo, demonstraram interfertilidade total (ou seja, ausência de barreiras reprodutivas) (Tabela 1). Esse fato, associado à ocorrência de híbridos naturais férteis (MARTÍNEZ-IBARRA et al., 2005), sugerem que essas espécies também devem ser consideradas como subespécies (MARTÍNEZ-IBARRA et al., 2008). Além disso, Martinez-Ibarra et al. (2008) também sugeriram que *T. picturata* e *T. longipennis* podem ser consideradas subespécies de *T. phyllosoma* [uma vez que barreiras reprodutivas também não foram observadas entre elas (Tabela 1)].

Barreira reprodutiva pós-zigótica do tipo esterilidade do híbrido foi inicialmente relatada por Zárate et al. (1985) ao cruzar *T. mazzottii* e *T. longipennis*. Contudo, Martinez-Ibarra et al. (2008) ao cruzar novamente essas espécies, observaram que a infertilidade do híbrido se instalava a partir da segunda geração (F2), caracterizando o fenômeno evolutivo de desmoronamento do híbrido (Tabela 2). Essa barreira reprodutiva pós-zigótica proposto por Dobzhansky (1970) está relacionada com a baixa viabilidade ou fertilidade dos híbridos, a partir da F2 [possivelmente associada com uma desregulação genética proveniente do *crossing over* que ocorre nos cromossomos hemeólogos dos híbridos em primeira geração (F1) (MENDONÇA et al., 2014)].

Embora híbridos F1 tenham sido obtidos para todas as combinações de cruzamentos realizadas entre as espécies do subcomplexo *Phyllosoma* (Tabela 1), a presença de híbridos estéreis permite confirmar o *status* específico de algumas espécies desse subcomplexo, como, por exemplo, *T. mazzotti*. A grande compatibilidade reprodutiva interespecífica entre as espécies do subcomplexo *Phyllosoma* [que resulta na ausência de barreiras reprodutivas (Tabela 1)], associada com dados moleculares (BARGUES et al., 2008), levaram a sugestão de que todas as espécies desse subcomplexo representassem subespécies de uma única espécie, a saber, *T. phyllosoma* (BARGUES et al., 2008; MARTÍNEZ et al., 2010; MARTÍNEZ et al., 2011a). No entanto, eventos de esterilidade e desmoronamento do híbrido (Tabela 1) demonstram que existe mais de um táxon envolvido com esse subcomplexo, com base no conceito biológico de espécies (MAYR, 1963; DOBZHANSKY, 1970).

Cruzamentos interespecíficos entre *T. mexicana* e as outras espécies do subcomplexo *Phyllosoma* confirmaram o *status* específico de *T. mexicana*, uma vez que barreiras pré e pós-zigóticas foram observadas (Tabela 1). Diferente do observado, até o momento, para os cruzamentos entre as espécies desse subcomplexo (Tabela 1), o evento pós-zigótico que cessa o fluxo gênico interespecífico entre *T. mexicana* e os outros táxons é a inviabilidade do híbrido (Tabela 1). Martinez-Ibarra et al. (2011b) observaram que todos híbridos em fase ninfal apresentavam teratologias, o que influenciava diretamente no processo de hematofagia e, conseqüentemente, acarretava na mortalidade desses insetos antes mesmo de atingirem a fase adulta (eventos decorrentes da inviabilidade do híbrido).

*Triatoma bassolsae* apresenta compatibilidade reprodutiva com diversas outras espécies do subcomplexo *Phyllosoma*, o que levou a Martinez-Ibarra et al. (2011a) a sugerirem que esse táxon seja uma subespécie. Como mencionado acima, considerar esses táxons como espécies, subespécies ou morfotipos apresenta grande implicação epidemiológica (MARTINEZ-HERNANDEZ et al. 2010), sendo necessário que o *status* das espécies do subcomplexo *Phyllosoma* seja definido. Davila-Barbosa et al. (2020) ressaltaram que o evento evolutivo de introgressão ocorre entre as espécies desses subcomplexo, uma vez que baixa divergência genética é observada entre esses insetos (e, conseqüentemente, seus híbridos).

Martinez-Ibarra et al. (2016) analisaram a competência vetorial de híbridos do subcomplexo *Phyllosoma* e observaram que esses organismos têm maior capacidade para se infectar e transmitir o *T. cruzi* do que os parentais. Levando em consideração que híbridos naturais já foram notificados no México (MARTÍNEZ-IBARRA et al., 2005), esses resultados podem indicar maior risco de transmissão do agente etiológico da doença de Chagas no país.

**Tabela 1.** Cruzamentos experimentais realizados entre as espécies do subcomplexo *Phyllosoma*.

Cruzamentos Experimentais	Barreiras pré-zigóticas	Barreiras pós-zigóticas	Referências
♀ <i>T. pallidipennis</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. bassolsae</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Desmoronamento do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)

♂ <i>T. mazzottii</i> x ♀ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Desmoroamento do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♂ <i>T. mazzottii</i> x ♀ <i>T. picturata</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♂ <i>T. mazzottii</i> x ♀ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♂ <i>T. mazzottii</i> x ♀ <i>T. bassolsae</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. pallidipennis</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. bassolsae</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. mazzottii</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. picturata</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2011b)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♂ <i>T. longipennis</i> x ♀ <i>T. picturata</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2008)
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. picturata</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. mazzottii</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. bassolsae</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. pallidipennis</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. bassolsae</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. bassolsae</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. picturata</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2011a)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2009)
♀ <i>T. pallidipennis</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2009)
♀ <i>T. pallidipennis</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2009)
♀ <i>T. picturata</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2009)

## 2.2 CRUZAMENTOS ENTRE ESPÉCIES DO SUBCOMPLEXO *PHYLLOSOMA* E OUTROS SUBCOMPLEXOS

Além dos cruzamentos realizados entre as espécies do subcomplexo *Phyllosoma* (Tabela 1), os triatomíneos desse subcomplexo foram cruzados com espécies de outros complexos [como *Lecticularia* (MARTINEZ-IBARRA et al., 2015)] e subcomplexos [como *Dimidiata* (CESARETTO et al., 2021)] (Tabela 2).

Híbridos foram obtidos para alguns cruzamentos entre *T. recurva* e as espécies do subcomplexo *Phyllosoma* (Tabela 2). Essa compatibilidade genética pode estar associada com a relação de proximidade filogenética demonstrada recentemente para essas espécies (que foram agrupadas no grupo *Phyllosoma*) (JUSTI; GALVÃO; SCHRAGO, 2016; RENGIFO-CORREA et al., 2021). No entanto, barreiras reprodutivas pré e pós-zigóticas confirmaram o *status* específico de *T. recurva* (Tabela 2).

Por muitos anos, *T. bassolsae*, *T. longipennis*, *T. mazzottii*, *T. pallidipennis*, *T. phyllosoma* e *T. picturata* foram agrupados no gênero *Meccus* Stål, 1859 (GALVÃO et al., 2003). Martinez-Ibarra et al. (2015), a partir dos cruzamentos experimentais, sugeriram que a tribo Triatomini precisava de uma revisão genérica, uma vez que espécies de diferentes gêneros apresentavam algum grau de compatibilidade reprodutiva (como *Meccus* spp. e *T. mexicana* e *T. recurva*). Cesaretto et al. (2021), a partir dessas informações e da compatibilidade reprodutiva observada entre *T. phyllosoma* e *T. mopan* (Tabela 2) destacaram que a presença de compatibilidade genômica entre esses organismos corrobora uma reorganização genérica das espécies do gênero *Meccus* para o gênero *Triatoma* Laporte, 1832 (atualmente *Meccus* é sinônimo de *Triatoma*).

**Tabela 2.** Cruzamentos experimentais realizados entre espécies do subcomplexo *Phyllosoma* com espécies de outros agrupamentos (complexo *Lecticularia* e subcomplexo *Dimidiata*).

Cruzamentos Experimentais	Barreiras pré-zigóticas	Barreiras pós-zigóticas	Referências
♀ <i>T. phyllosoma</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. bassolsae</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. bassolsae</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. mexicana</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. mexicana</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Presente	-	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. mopan</i>	Presente	-	Cesaretto et al. (2021)

♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. longipennis</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. picturata</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. picturata</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. pallidipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. pallidipennis</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. mazzottii</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. mazzottii</i> x ♂ <i>T. recurva</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Martínez-Ibarra et al. (2015)
♀ <i>T. mopan</i> x ♂ <i>T. longipennis</i>	Ausente	Esterilidade do híbrido	Cesaretto et al. (2021)
♀ <i>T. recurva</i> x ♂ <i>T. phyllosoma</i>	Ausente	Ausente	Martínez-Ibarra et al. (2015)

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Como demonstrado nesse capítulo, os triatomíneos do México são um dos grupos que apresentam estudos sobre hibridação. Esses resultados contribuíram para o conhecimento taxonômico, sistemático, genético, biológico e epidemiológico do subcomplexo *Phyllosoma* e da tribo Triatomini. Com base na dificuldade de se definir se *T. bassolsae*, *T. longipennis*, *T. mazzottii*, *T. pallidipennis*, *T. phyllosoma* e *T. picturata* são espécies, subespécies ou morfotipos, é necessário que um amplo estudo de taxonomia integrativa seja realizado nesses vetores para esclarecer essa importante questão que tem implicação, sobretudo, epidemiológica.

### 4. REFERÊNCIAS

ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ROSA, J.A. *Triatoma vitticeps* subcomplex (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae): a new grouping of Chagas disease vectors from South America. **Parasit Vectors**, v. 10, p. 180, 2017.

ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; BITTINELLI, I.F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A new species of Argentinian Chagas disease vector described based on integrative taxonomy. **Insects**, v. 11, p. 830, 2021.

ALEVI, K.C.C.; PINOTTI, H.; ARAÚJO, R.F.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; ROSA, J.A.; MENDONÇA, V.J. Hybrid collapse confirm the specific status of *Triatoma bahiensis* Sherlock and Serafim, 1967 (Hemiptera, Triatominae). **Am J Trop Med Hyg**, v. 98, p. 475-477, 2018.

CESARETTO, N.R.; OLIVEIRA, J.; RAVAZI, A.; MADEIRA, F.F. ; REIS, Y.V.; OLIVEIRA, A.B.B.; et al. Trends in taxonomy of Triatomini (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae): reproductive compatibility reinforces the synonymization of *Meccus* Stål, 1859 with *Triatoma* Laporte, 1832. **Parasit Vect**, v. 14, p. 340, 2021.

DALE, C.; JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v. 12, p. 686, 2021.

DAVILA-BARBOZA, J.A.; SAUCEDO-MONTALVO, M.C.; FAVELA-LARA, S.; PONCE-GARCIA, G.; FERNANDEZ-SALAS, I.; QUIROZ-MARTINEZ, H.; et al. Morphological and Genetic Relation in Hybrids of Triatomines (Hemiptera: Reduviidae) of the *Phyllosoma* Complex from Mexico, **Ann Entomol Soc Am**, v. 113, p. 398-406, 2020.

DOBZHANSKY, T. **Genetics of the Evolutionary Process**. Columbia University Press; 1970.

GALVÃO, C.; CARCAVALLO, R.; ROCHA, D.S.; JURBERG, J. A checklist of the current valid species of the subfamily Triatominae Jeannel, 1919 (Hemiptera, Reduviidae) and their geographical distribution, with nomenclatural and taxonomic notes. **Zootaxa**, v. 202, p. 1-36, 2003.

JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. The Evolutionary Origin of Diversity in Chagas Disease Vectors. **Trends Parasit**. v. 33, p. 42-52, 2017.

JUSTI, S.A.; GALVÃO, C.; SCHRAGO, C.G. Geological Changes of the Americas and their Influence on the Diversification of the Neotropical Kissing Bugs (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **PLoS Negl Trop Dis**, v. 10, p. e0004527, 2016.

JUSTI, S.A.; RUSSO, C.A.M.; SANTOS-MALLET, J.R.; OBARA, M.T.; GALVÃO, C. Molecular phylogeny of Triatomini (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Parasit Vectors**, v. 7, p. 149, 2014.

MARTÍNEZ-FERNANDEZ, F., MARTÍNEZ-IBARRA, J.A., CATALÁ, S., VILLALOBOS, G., DE LA TORRE, P., LACLETTE, J. et al. Natural crossbreeding between sympatric species of the *Phyllosoma* complex (Insecta: Hemiptera: Reduviidae) indicate the existence of only one species with morphologic and genetic variations. **Am J Trop Med Hyg**, v. 82, p. 74-82, 2010.

MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; GRANT-GUILLÉN, Y.; DELGADILLO-ACEVES, I.N.; ZUMAYA-ESTRADA, F.A. ROCHA-CHÁVEZ, G.; SALAZARSCHETTINO, P.M.; et al. Biological and genetic aspects of crosses between phylogenetically close species of Mexican Triatomines (Hemiptera: Reduviidae). **J Med Entomol**, v. 48, p. 705-707, 2011.

MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; GRANT-GUILLÉN, Y.; VENTURA-RODRÍGUEZ, L.V.; OSORIO-PELAYO, P.D.; MACÍAS-AMEZCUA, M.D.; MEILLÓN-ISÁIS, K.; et al. Biological and genetic aspects of crosses between species of the genus *Meccus* (Hemiptera: Reduviidae Triatominae). **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 106, p. 293-300, 2011a.

MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; MORALES-CORONA, Z.Y.; MORENO-RUIZ, M.G.; DEL RIEGO-RUIZ, R.; MUNDO-BARAJAS, M.A. Híbridos naturales y fértiles entre especies del complejo *Meccus phyllosomus* (Hemiptera: Reduviidae) en Jalisco, México. **Entomol Soci Mex**, v. 4, p. 734-738, 2005.

- MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; NOGUEDA-TORRES, B.; GARCÍA-LIN, J.C.; ARROYO-REYS, D.; SALAZAR- MONTAÑO, L.F.; et al. Importance of hybrids of *Meccus phyllosomus mazzottii*, and *M. p. pallidipennis*, and *M. p. phyllosomus* to the transmission of *Trypanosoma cruzi* in Mexico. **Jpn J Infect Dis**, v. 69, p. 202-206, 2016b.
- MARTINEZ-IBARRA, J.A.; NOGUEDA-TORRES, B.; LICON-TRILLO, A.; ALEJANDRE-AGUILAR, R.; SALAZAR-SCHETTINO, P.M.; VENCES-BLANCO, M.O. Biological aspects of crosses between *Triatoma recurva* (Stal), 1868 (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) and other members of the *Phyllosoma* complex. **J Vec Ecol**, v. 40, p. 117–122, 2015.
- MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; NOGUEDA-TORRES, B.; MONTAÑEZ-VALDEZ, O.D.; MICHEL-PARRA, J.G.; VALENZUELA-CAMPOS, R. Biological Parameters of Two *Triatoma rubida* Subspecies (Hemiptera: Reduviidae) and Their Laboratory Hybrids. **J Med Entomol**, v. 57, p. 1390-1398, 2020.
- MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; NOGUEDA-TORRES, B.; SALAZAR-SCHETTINO P.M.; CABRERA-BRAVO M.; VENCES-BLANCO M.O.; ROCHA-CHAVEZ G. Transmission capacity of *Trypanosoma cruzi* (Trypanosomatida: Trypanosomatidae) by three subspecies of *Meccus phyllosomus* (Heteroptera: Reduviidae) and their hybrids. **Med Vet Entomol**, v. 53, p. 928-934, 2016.
- MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; SALAZAR-SCHETTINO, P.M.; NOGUEDA-TORRES, B.; VENCES, M.O.; TAPIA-GONZÁLEZ, J.M.; ESPINOZA-GUTIÉRREZ, B. Occurrence of hybrids and laboratory evidence of fertility among three species of the *Phyllosoma* complex (Hemiptera: Reduviidae) in Mexico. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 104, p. 1125-1131, 2009.
- MARTÍNEZ-IBARRA, J.A.; VENTURA-RODRÍGUEZ, L.V.; MEILLON-ISAIS, K.; BARAJAS-MARTÍNEZ, H.; ALEJANDRE-AGUILAR, R.; LUPERCIOCORONEL, P.; et al.. Biological and genetic aspects of experimental hybrids from species of the *Phyllosoma* complex (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 103, p. 236-243, 2008.
- MAYR, E. **Populações, Espécies e Evolução**. Editora Nacional, 1963.
- MAZZOTTI, L. *Triatoma phyllosoma usingeri*, a new subspecies of *Triatoma* from Mexico. **Pan Pac Entomol**, v. 19, p. 80-85, 1943.
- MAZZOTTI, L.; OSORIO, M.T. Cruzamientos experimentales entre varias especies de triatomas. **Rev Mex Med**, v. 22, p. 215-222, 1942.
- MENDONÇA, V.J.; ALEVI, K.C.C.; MEDEIROS, L.M.; NASCIMENTO, J.D.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; et al. Cytogenetic and morphologic approaches of hybrids from experimental crosses between *Triatoma lenti* Sherlock & Serafim, 1967 and *T. sherlocki* Papa et al., 2002 (Hemiptera: Reduviidae). **Infect Genet Evol**, v. 26, p.123-131, 2014.
- NASCIMENTO, J.D.; RAVAZI, A.; ALEVI, K.C.C.; PARDO-DIAZ, C.; SALGADO-ROA, F.C.; ROSA, J.A.; et al. Taxonomical over splitting in the *Rhodnius prolixus* (Insecta: Hemiptera: Reduviidae) clade: are *R. taquarussuensis* (da Rosa et al., 2017) and *R. neglectus* (Lent, 1954) the same species? **PLoS One**, v. 14, p. e0211285, 2019.
- NEVES, S.J.M.; SOUSA, P.S.; OLIVEIRA, J.; RAVAZI, A.; MADEIRA, F.F.; REIS, Y.V.; et al. Prezygotic isolation confirms the exclusion of *Triatoma melanocephala*, *T. vitticeps* and *T. tibiamaculata* of the *T. brasiliensis* subcomplex (Hemiptera, Triatominae). **Infect Genet Evol**, v. 79, p. 104149, 2020.

- PÉREZ, R.; HERNÁNDEZ, M.; QUINTERO, O.; SCOVORTZOFF, E.; CANALE, D.; MÉNDEZ, L.; et al. Cytogenetic analysis of experimental hybrids in species of Triatominae (Hemiptera - Reduviidae). **Genetica**, v. 125, p. 261-270, 2005.
- PITA, S.; LORITE, P.; NATTERO, J.; GALVÃO, C.; ALEVI, K.C.C.; TEVES, S.C.; et al. New arrangements on several species subcomplexes of *Triatoma* genus based on the chromosomal position of ribosomal genes (Hemiptera - Triatominae). **Infect Genet Evol**, v. 43, p. 225-231, 2016.
- RAMSEY, J.M.; PETERSON, A.T.; CARMONA-CASTRO, O.; MOO-LLANES, D.A.; NAKAZAWA, Y.; BUTRICK, M.; et al. Atlas of Mexican Triatominae (Reduviidae: Hemiptera) and vector transmission of Chagas disease. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 110, p. 339-352, 2015.
- RENJIFO-CORREA, L.; ABAD-FRANCH, F.; MARTINEZ-HERNANDEZ, F.; SALAZAR-SCHETTINO, P.M.; TELLEZ-RENDON, J.L.; et al. A biogeographic–ecological approach to disentangle reticulate evolution in the *Triatoma phyllosoma* species group (Heteroptera: Triatominae), vectors of Chagas disease. **J Zool Syst Evol Res**, v. 59, p. 94-110, 2021.
- SCHOFIELD, C.J.; GALVÃO, C. Classification, evolution, and species groups within the Triatominae. **Acta Trop**, v. 110, p. 88-100, 2009.
- WHO. **Chagas disease**. Disponível em: <[https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso em 17/08/2021.
- ZÁRATE, L.G.; ZÁRATE, R.J.; MORALES-LÓPEZ, G.; ESPINOZA-MEDINILLA, E.; CABRE-RA-OZUNA, M.; GARCÍA-SANTIAGO, G; et al. **Estudio epidemiológico de la enfermedad de Chagas en el sureste de México**, Centro de Investigaciones Ecológicas del Sureste, 1985.
- ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021.



## CENÁRIOS ENTOMOLÓGICOS DE TRIATOMÍNEOS EM ÁREA URBANA NO ESTADO DE SÃO PAULO, BRASIL

Rubens Antonio da Silva<sup>1</sup>, Fernanda Santos Silva<sup>2</sup>, Vera Aparecida Oliveira Estevão<sup>3</sup>, Agnaldo Nepomuceno Duarte<sup>3</sup>, Lucimar Cristina do Nascimento<sup>4</sup> e Rosemari Suto<sup>5</sup>

1. Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo, Superintendência de Controle de Endemias, Departamento de Controle de Vetores, São Paulo, Brasil;
2. Faculdades Metropolitanas Unidas – Curso de Ciências Biológicas, São Paulo, São Paulo, Brasil;
3. Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo, Superintendência de Controle de Endemias, Centro Regional da Região Metropolitana de São Paulo, São Paulo, Brasil;
4. Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo, Superintendência de Controle de Endemias, Centro Regional de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto, Brasil;
5. Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo, Superintendência de Controle de Endemias, Centro Regional de Araçatuba, Araçatuba, Brasil.

### RESUMO

O estado de São Paulo, Brasil é certificado pela eliminação do *Triatoma infestans*, principal espécie vetora da doença de Chagas. Com isso, as espécies nativas, antes restritas a zona rural, começam a ocupar os centros urbanos. O objetivo deste estudo é relatar esses cenários em área urbana nos municípios do estado. Trata-se de estudo ecológico descritivo das pesquisas entomológicas de triatomíneos realizadas no período de 1990 a 2019. Essas informações compõem o banco de dados do Programa de Controle da doença de Chagas da Superintendência de Controle de Endemias. Houve registro de coleta das espécies *Triatoma sordida*, *Rhodnius neglectus* e *Panstrongylus megistus* em área urbana, com detecção de *Trypanosoma cruzi* apenas nesta última espécie. Não foi verificada colonização em área urbana para *T. sordida*. Por outro lado, colônias foram observadas para *R. neglectus*, que passa a ser a segunda espécie mais coletada no estado, e *P. megistus*, que passa a figurar na Região Metropolitana de São Paulo com altos índices de infecção natural. Os índices de adulto/ninfa obtidos reforçam a adaptação das espécies ao ambiente urbano. Tem se detectado como fonte alimentar sangue humano, bem como de cão, de ave e de marsupial. Dois cenários puderam ser verificados em área urbana, sendo o primeiro representado por *R. neglectus* associados a aves e o segundo por *P. megistus* associados aos gambás ou saruês (*Didelphis* sp.), podendo trazer risco de instalação de transmissão ao homem.

**Palavras-chave:** Triatominae, Vigilância de vetores e Doença de Chagas.

### ABSTRACT

The state of São Paulo is certified for the elimination of *Triatoma infestans*, the main vector species of Chagas disease. Native species, previously restricted to rural areas, are now beginning to occupy urban centers. The aim of this study is to report these scenarios in urban

areas in the state's municipalities. This is an ecological descriptive study of entomological research on triatomines carried out from 1990 to 2019. This information is part of the database of the Chagas Disease Control Program of the Superintendence for the Control of Endemic. The species *Triatoma sordida*, *Rhodnius neglectus* and *Panstrongylus megistus* were collected in urban areas, with detection of *Trypanosoma cruzi* only in the latter species. Colonization in urban areas for *T. sordida* was not verified. On the other hand, colonies were observed for *R. neglectus*, which becomes the second most collected species in the state, and *P. megistus*, which now appears in the Metropolitan Region of São Paulo with high rates of natural infection. The adult/nymph indices obtained reinforce the adaptation of the species to the urban environment. It has been detected as a food source of human blood, as well as dog, bird and marsupial blood. Two scenarios could be verified in an urban area, the first being represented by *R. neglectus*, associated with birds, and the second by *P. megistus* associated with opossum or saruês (*Didelphis* sp), which could pose a risk of transmission to humans.

**Keywords:** Triatomines, Vector surveillance and Chagas Disease.

## 1. INTRODUÇÃO

A doença de Chagas é uma doença causada pelo *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) que acomete milhões de pessoas na América Latina, com a participação de um inseto como vetor, o triatomíneo, sendo a via vetorial a principal forma de transmissão ao homem (OPAS, 2020). Esses insetos pertencem a ordem Hemiptera, família Reduvidae e subfamília Triatominae, composta por 157 espécies, distribuídas em 18 gêneros e cinco tribos (ALEVI et al., 2020; DALE; JUSTI; GALVÃO, 2021; ZHAO; GALVÃO; CAI W, 2021). Das diferentes formas de transmissão da doença, destaca-se, no cenário atual, a transmissão oral, responsável pelos surtos na região norte do Brasil, através do consumo inadequado de alimentos contaminados com fezes de triatomíneos infectados (MS, 2019). Recentemente, a doença se tornou uma problemática em todo o mundo com uma alta taxa de morbimortalidade e impacto social substancial, emergindo como uma ameaça significativa à saúde pública (LIDANI et al., 2019).

O estado de São Paulo, Brasil foi certificado pela interrupção da transmissão natural e eliminação do *Triatoma infestans* (Klug, 1834), considerada como a principal espécie vetora, fato verificado desde o início da década de 1970 (CARVALHO et al., 2011; ROCHA; SILVA et al., 2011). Para o estado já foram registradas 13 espécies de triatomíneos e as mais frequentes são *Triatoma sordida* (Stål, 1859), *Rhodnius neglectus* (Lent, 1954), *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) e *Triatoma tibiamaculata* (Pinto, 1926), sendo o agente etiológico da doença de Chagas já isolado de todas (Borsatto et al., 2019). As três

primeiras são encontradas colonizando o intra e/ou peridomicílio de habitações, ao passo que para a última, há apenas registro de invasão de moradias sem constatação de colonização (SILVA, 2019). Essas espécies estavam circunscritas a zona rural de municípios paulistas (SOUZA et al., 1984).

Desde o ano de 2004, no estado de São Paulo, a vigilância entomológica ocorre de forma passiva, ou seja, um inseto suspeito coletado por um morador é encaminhado a um ponto de notificação e deste para o órgão de controle estadual, que procede a identificação e, em se tratando de um triatomíneo, realiza a busca ativa por vetores no imóvel onde originou a notificação. Para tanto, é necessário que a população esteja estimulada a notificar insetos suspeitos (SILVA; BARBOSA; RODRIGUES, 2014).

A presença de triatomíneos em área urbana de diferentes municípios do estado de São Paulo ocorre com a invasão de insetos adultos, machos ou fêmeas, que acidentalmente adentram-se as moradias, atraídos pela luz (SILVA; BARBOSA; RODRIGUES, 2014). Nas vistorias realizadas nos imóveis de onde partiam as notificações não se detectava a presença de novos exemplares, adultos ou ninfas. A constatação de ninfas em denúncias de moradores se observa apenas na década de 2000 nos municípios de Araçatuba e Birigui, relacionados à espécie *R. neglectus*. Nestas cidades, palmeiras são utilizadas como paisagismo nas avenidas da área urbana, o que propiciou habitat ideal para esse vetor, que se associou a aves, utilizando maritacas [*Pionus maximiliani* (Kuhl, 1820) (Aves: Psittacidae)] como fonte de alimentação e de dispersão para novas áreas dos municípios (RODRIGUES et al., 2014).

A partir das notificações realizadas acima, esse cenário se amplia e novas ocorrências de colonização de triatomíneos são verificadas em pontos distintos do estado, envolvendo outras espécies de triatomíneos. Assim, o objetivo deste estudo foi relatar esses cenários em área urbana dos municípios do estado de São Paulo.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

O estado de São Paulo (Figura 1) é formado por 645 municípios organizados, segundo a legislação estadual vigente, em 42 regiões de governo, 16 regiões administrativas e seis regiões metropolitanas (SEADE, 2021).



**Figura 1.** Regiões Administrativas de Saúde do Estado de São Paulo, 2021.

Trata-se de um estudo ecológico descritivo das pesquisas entomológicas de triatomíneos realizadas nos municípios do estado de São Paulo, referentes ao período de 1990 a 2019. Essas informações compõem o banco de dados do Programa de Controle da doença de Chagas da Superintendência de Controle de Endemias, Autarquia da Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo. Na década de 1990 e início da de 2000, os trabalhos de vigilância entomológica compreendiam atividades de busca ativa em localidades segundo critérios de infestação, somados as notificações de triatomíneos encaminhadas por moradores. A partir do ano de 2004, foram suspensas as atividades de busca ativa e somente prevalece o atendimento as notificações.

O atendimento a notificação é preconizado para que aconteça em até 60 dias após a captura do inseto. As equipes de campo capacitadas do nível estadual são responsáveis pelas vistorias e execução das atividades que consiste na busca minuciosa por vetores na unidade domiciliar notificante (intradomicílio e peridomicílio), com direcionamento a fontes de alimentação. Ao encontro de novos exemplares ou ovos viáveis, é realizado controle químico com inseticidas piretróides. Além desse trabalho, em áreas urbanas com notificação frequente de triatomíneos, são realizadas pesquisas entomológicas, pela equipe municipal, em palmeiras situadas neste ambiente (SUCEN, 2020).

Em todos os triatomíneos coletados que se encontra material fecal suficiente, se procede o exame para verificação de infecção por tripanosomatídeos, com especial

referência ao *T. cruzi*. Ainda, se coleta amostra deste conteúdo para verificação de hábito alimentar em uma bateria de antissoros: humano, marsupial, roedor, ave, cão e gato, pela técnica de precipitação (até o ano de 2016) e, posteriormente, por Elisa, conforme descrito por Chow, Wirtz e Scot (1993).

Neste estudo, as informações de pesquisa entomológica foram agrupadas em banco de dados, onde se procedeu a seleção dos registros de triatomíneos em área urbana. Com essa base de dados foi possível realizar a confecção de mapas temáticos para as espécies. Os registros de coletas de triatomíneos em área urbana foram agrupados por décadas, a partir de 1990. Naqueles municípios em que se observou a coleta de insetos adultos e ninfas de diferentes estádios em um mesmo ambiente, foi considerado com colonização, independentemente do número de anos em que se observou tal acontecimento.

Para determinar o grau de colonização das espécies, foi calculado o índice adulto/ninfa que considera o número total de insetos adultos de determinada espécie coletados na área sobre o número total de ninfas da mesma espécie coletadas no mesmo local e período.

O trabalho de pesquisa e manejo de palmeiras foi submetido ao ICMBio sob protocolo de autorização número 64775-1. Os dados utilizados – agregados e referentes aos municípios – são de fonte secundária, não envolvendo pesquisa com seres humanos.

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1. RESULTADOS

No período avaliado, foram coletados 218.942 exemplares de triatomíneos no estado, considerando as espécies capturadas em área urbana (Tabela 1). Houve registro de coleta das espécies *T. sordida*, *R. neglectus* e *P. megistus*. Maior positividade para *T. cruzi* foi verificado para a espécie *P. megistus*.

Para a espécie *T. sordida* foi observada queda de 62,7% no número de insetos coletados, quando a década de 1990 é comparada com a de 2010, porém com manutenção de positividade para *T. cruzi*. *Rhodnius neglectus* representou um acréscimo de 125% no número de exemplares coletados e manutenção de positividade para *T. cruzi*, no mesmo período. Na década de 2010, essa espécie passa a ser a segunda mais coletada no estado. Já *P. megistus* apresentou queda de 66,5% no número de exemplares coletados com aumento de positividade para *T. cruzi*, quando comparada as décadas de 1990 e 2010.

Na figura 2 é possível verificar a distribuição dessas espécies coletadas em área urbana. Na década de 1990, *T. sordida* foi registrado em áreas urbanas de 54 municípios, 47 na década de 2000 e 31 na década de 2010. Houve queda de 12,9% entre as décadas de 1990 e 2000 e queda de 34,0% entre as décadas de 2000 e 2010. Não foi verificado colonização em área urbana desta espécie no período analisado.

Para a espécie *R. neglectus*, foi verificada a presença desta espécie em 46 municípios na década de 1990. Na década seguinte, em 37 municípios e na década de 2010, em 35 municípios, o que representou queda de 19,6% e de 5,4%, respectivamente. Na década de 2000, constatou-se a colonização da espécie em dois municípios do estado de São Paulo, a saber, Araçatuba e Birigui. Na década de 2010, houve aumento no número de municípios onde se verifica colonização por *R. neglectus*, com ampliação de sua área de distribuição, envolvendo os municípios de Guararapes, Piacatu (Região Administrativa de Araçatuba), Monte Alto (Região Administrativa de Ribeirão Preto), Olímpia e Guaíra (Região Administrativa de Barretos).

A espécie *P. megistus* figurava em três municípios nas duas primeiras décadas. Já na década de 2010, verificou-se a presença deste vetor em área urbana de 48 municípios. Nesta mesma década se constata a colonização da espécie nos municípios de Carapicuíba, São Paulo e Taboão da Serra, todos pertencentes a Região Administrativa de São Paulo.

No período de 2010 a 2019, 6.429 triatomíneos foram coletados em área urbana de 10 municípios (Tabela 2). A espécie *R. neglectus* aparece em maior número de municípios se comparado com *P. megistus*. No ano de 2004, a colonização por triatomíneos é assinalada em Araçatuba e Birigui, em 2009 em Monte Alto, 2011 em Guararapes, 2014 em Guaíra, 2016 em Olímpia, 2017 em Piacatu, 2018 em Carapicuíba e 2019 nos municípios de São Paulo e Taboão da Serra. Nos municípios de Araçatuba, Birigui, Guararapes e Piacatu a infestação em área urbana tem sido persistente ano a ano. Nos municípios da Região Administrativa de Ribeirão Preto e Barretos, foi observada nova infestação por triatomíneos após ações de controle, que variaram de um a três anos.

Todas as ocorrências relacionadas à espécie *R. neglectus* estão associadas a palmeiras como habitat e aves (maritacas – *P. maximiliani*) como fonte de alimentação. Já para as ocorrências de *P. megistus*, ninho de gambá em forro de moradia foi a constatação para o município de Carapicuíba, ninho de aves (galináceos) em parque urbano no município de São Paulo e abrigo de cão para o município de Taboão da Serra.

No município de Taboão da Serra, os triatomíneos encaminhados pelos moradores para a notificação, se constatou positividade de 42,3% para *T. cruzi*. Esses mesmos insetos têm utilizado como fonte alimentar sangue humano, de cão, de ave e de marsupial.

**Tabela 1.** Triatomíneos coletados, examinados e positivos segundo ano e espécie. Estado de São Paulo, 1990 a 2019.

Ano	<i>Triatoma sordida</i>				<i>Rhodnius neglectus</i>				<i>Panstrongylus megistus</i>				Total			
	Coletados	Examinados	Positivos	%Positivos	Coletados	Examinados	Positivos	%Positivos	Coletados	Examinados	Positivos	%Positivos	Coletados	Examinados	Positivos	%Positivos
1990	7013	6133	19	0,3	321	223	1	0,4	1643	1572	137	8,7	8977	7928	157	2,0
1991	6169	5544	19	0,3	341	245	1	0,4	1519	1351	51	3,8	8029	7140	71	1,0
1992	8742	7654	19	0,2	327	247	0	0,0	2253	1982	43	2,2	11322	9883	62	0,6
1993	8280	7490	64	0,9	279	211	1	0,5	1428	1129	133	11,8	9987	8830	198	2,2
1994	9810	8476	47	0,6	296	210	2	1,0	1514	1453	238	16,4	11620	10139	287	2,8
1995	6874	6236	39	0,6	314	174	1	0,6	503	403	32	7,9	7691	6813	72	1,1
1996	8712	7971	34	0,4	400	285	0	0,0	659	545	47	8,6	9771	8801	81	0,9
1997	11569	10634	106	1,0	420	289	1	0,3	845	803	21	2,6	12834	11726	128	1,1
1998	6358	5174	22	0,4	318	202	0	0,0	512	416	7	1,7	7188	5792	29	0,5
1999	5845	4229	32	0,8	370	248	1	0,4	635	510	9	1,8	6850	4987	42	0,8
<b>Subtotal década 1990</b>	<b>79372</b>	<b>69541</b>	<b>401</b>	<b>0,6</b>	<b>3386</b>	<b>2334</b>	<b>8</b>	<b>0,3</b>	<b>11511</b>	<b>10164</b>	<b>718</b>	<b>7,1</b>	<b>94269</b>	<b>82039</b>	<b>1127</b>	<b>1,4</b>
2000	8172	7265	34	0,5	292	167	0	0,0	122	93	6	6,5	8586	7525	40	0,5
2001	7332	6469	18	0,3	288	200	2	1,0	371	326	34	10,4	7991	6995	54	0,8
2002	7401	6760	12	0,2	190	155	0	0,0	538	456	61	13,4	8129	7371	73	1,0
2003	5227	4709	16	0,3	248	178	5	2,8	450	430	25	5,8	5925	5317	46	0,9
2004	7494	7121	14	0,2	271	245	1	0,4	807	724	49	6,8	8572	8090	64	0,8
2005	14564	13993	23	0,2	634	484	6	1,2	839	735	52	7,1	16037	15212	81	0,5
2006	9031	8547	22	0,3	327	260	1	0,4	715	598	86	14,4	10073	9405	109	1,2
2007	6267	5951	11	0,2	308	247	1	0,4	476	442	47	10,6	7051	6640	59	0,9
2008	6530	6254	44	0,7	108	80	0	0,0	385	336	30	8,9	7023	6670	74	1,1
2009	3790	3633	5	0,1	151	131	0	0,0	269	259	26	10,0	4210	4023	31	0,8
<b>Subtotal década 2000</b>	<b>75808</b>	<b>70702</b>	<b>199</b>	<b>0,3</b>	<b>2817</b>	<b>2147</b>	<b>16</b>	<b>0,7</b>	<b>4972</b>	<b>4399</b>	<b>416</b>	<b>9,5</b>	<b>83597</b>	<b>77248</b>	<b>631</b>	<b>0,8</b>
2010	2904	2815	2	0,1	451	413	1	0,2	672	588	144	24,5	4027	3816	147	3,9
2011	3731	3563	8	0,2	360	320	0	0,0	1496	1004	274	27,3	5587	4887	282	5,8
2012	5674	5416	53	1,0	829	752	0	0,0	285	223	10	4,5	6788	6391	63	1,0
2013	3915	3692	34	0,9	924	838	0	0,0	217	169	11	6,5	5056	4699	45	1,0
2014	3896	3522	8	0,2	964	846	0	0,0	199	181	2	1,1	5059	4549	10	0,2
2015	2216	2008	12	0,6	902	798	7	0,9	111	88	0	0,0	3229	2894	19	0,7
2016	1716	1564	9	0,6	829	747	3	0,4	88	69	1	1,4	2633	2380	13	0,5
2017	2036	1856	4	0,2	1241	1106	0	0,0	240	213	23	10,8	3517	3175	27	0,9
2018	1901	1437	1	0,1	1027	983	1	0,1	184	152	21	13,8	3112	2572	23	0,9
2019	1611	1410	3	0,2	94	63	0	0,0	363	209	23	11,0	2068	1682	26	1,5
<b>Subtotal década 2010</b>	<b>29600</b>	<b>27283</b>	<b>134</b>	<b>0,5</b>	<b>7621</b>	<b>6866</b>	<b>12</b>	<b>0,2</b>	<b>3855</b>	<b>2896</b>	<b>509</b>	<b>17,6</b>	<b>41076</b>	<b>37045</b>	<b>655</b>	<b>1,8</b>
<b>Total Geral</b>	<b>184780</b>	<b>167526</b>	<b>734</b>	<b>0,4</b>	<b>13824</b>	<b>11347</b>	<b>36</b>	<b>0,3</b>	<b>20338</b>	<b>17459</b>	<b>1643</b>	<b>9,4</b>	<b>218942</b>	<b>196332</b>	<b>2413</b>	<b>1,2</b>



**Figura 2.** Municípios com ocorrência de triatomíneos em área urbana no Estado de São Paulo. Em (A) *Triatoma sordida* década de 1990, (B) *T. sordida* década de 2000, (C) *T. sordida* década de 2010, (D) *Rhodnius neglectus* década de 1990, (E) *R. neglectus* década de 2000, (F) *R. neglectus* década de 2010, (G) *Panstrongylus megistus* década de 1990, (H) *P. megistus* década de 2000 e (I) *P. megistus* década de 2010.

**Tabela 2.** Exemplos de triatomíneos coletados em área urbana segundo município, espécie e estado evolutivo. Estado de São Paulo, 2010 a 2019.

Município	Espécie	Exemplares					
		Adultos		Ninfas		Total	
		Nº	%	Nº	%	Nº	%
Araçatuba	<i>Rhodnius neglectus</i>	1130	33,2	2270	66,8	3400	100,0
Birigui	<i>Rhodnius neglectus</i>	116	27,2	312	72,8	428	100,0
Guararapes	<i>Rhodnius neglectus</i>	799	37,7	1318	62,3	2117	100,0
Piacatu	<i>Rhodnius neglectus</i>	71	44,9	87	55,1	158	100,0
Monte Alto	<i>Rhodnius neglectus</i>	55	68,7	25	31,3	80	100,0
Olímpia	<i>Rhodnius neglectus</i>	16	84,2	3	15,8	19	100,0
Guaíra	<i>Rhodnius neglectus</i>	37	88,1	5	11,9	42	100,0
Taboão da Serra	<i>Panstrongylus megistus</i>	84	87,5	12	12,5	96	100,0
Carapicuíba	<i>Panstrongylus megistus</i>	23	38,9	36	61,1	59	100,0
São Paulo	<i>Panstrongylus megistus</i>	19	63,3	11	36,7	30	100,0
	Total	2350	36,5	4079	63,5	6429	100,0

Na tabela 3 é possível verificar o índice adulto/ninfa para os municípios com colonização de triatomíneos em área urbana.

**Tabela 3.** Anos da primeira colonização e índice adulto/ninfa de triatomíneos segundo município. Estado de São Paulo, 2000 a 2019.

Município	Região Administrativa	Ano Infestação	Nº anos	Índice
Birigui	Araçatuba	2004	15	0,37
Araçatuba	Araçatuba	2004	15	0,49
Carapicuíba	São Paulo	2018	1	0,64
Guararapes	Araçatuba	2011	8	0,60
Piacatu	Araçatuba	2017	2	0,82
São Paulo	São Paulo	2019	1	1,72



Monte Alto	Ribeirão Preto	2009	10	2,20
Olímpia	Barretos	2016	3	5,30
Taboão da Serra	São Paulo	2019	1	7,00
Guaira	Barretos	2014	5	7,40

### 3.2. DISCUSSÃO

No estado de São Paulo predominam triatomíneos silvestres coletados, em grande parte, nos domicílios de área rural, onde mantêm seu ciclo biológico e representam baixo risco para a epidemiologia da doença de Chagas devido a índices de infecção natural inexpressivos e por não colonizarem o intradomicílio das casas (SILVA; TONIETTI; ELEUTÉRIO, 2019).

Alterações da paisagem fitogeográfica tem modificado a dinâmica dos triatomíneos que buscam alternativas de sobrevivência encontrando refúgios em novos espaços associados ao comportamento de suas fontes alimentares. A fauna silvestre, tem se tornado parte da paisagem das cidades, se adaptando a esse novo ambiente, num processo de sinurbização (LUNIAK, 2004). Fatores climáticos também devem ser considerados, uma vez que podem afetar a duração do ciclo biológico, a distribuição, a dispersão pelo voo, o número de repastos e até a probabilidade de transmissão de *T. cruzi* pelos triatomíneos (SILVA et al., 2018).

A presença de vetores da doença de Chagas em área urbana de diferentes estados do Brasil vem sendo assinalada por vários autores (DIAS-LIMA; SHERLOCK, 2000; DIAS et al., 2016, SILVA; ESTEVÃO; DUARTE, 2020; SILVA et al., 2020). Na Bahia, *T. tibiamaculata* tem sido encontrada invadindo moradias, em Minas Gerais, *R. neglectus* foi descrito na área urbana de Belo Horizonte habitando palmeiras e, no Distrito Federal, *P. megistus* tem invadido casas (DIAS-LIMA; SHERLOCK, 2000; MAEDA; KNOX; GURGEL-GONÇALVES, 2012, DIAS et al., 2016; RIBEIRO-JR et al., 2019).

Quanto a constatação de colonização da espécie *R. neglectus* em palmeiras situadas em área urbana de municípios da Região Administrativa de Saúde de Araçatuba (SP), era referida a presença frequente de exemplares em prédios de apartamentos, principalmente aqueles localizados em andares nivelados com a copa das palmeiras (RODRIGUES et al., 2014). Essa invasão ocorria exatamente pelo fato das luzes dos apartamentos funcionarem como atrativos para esses insetos. Nestas cidades, palmeiras foram utilizadas no paisagismo

de ruas e avenidas, não se considerando que as mesmas pudessem funcionar como abrigo de vetores. Essa mesma situação foi observada em municípios das Regiões Administrativas de Ribeirão Preto e Barretos, onde nas praças públicas as palmeiras foram utilizadas com a mesma finalidade e, conseqüentemente, se tornaram abrigo de aves, fonte alimentar dos triatomíneos (CARVALHO et al., 2014).

Nas palmeiras, a variação de temperatura e umidade na base das folhas é menor quando comparada ao ambiente externo, o que pode favorecer o desenvolvimento das colônias silvestres de triatomíneos em condições climáticas mais estáveis (GURGEL-GONÇALVES; CUBA, 2007). As palmeiras utilizadas em área urbana passaram também a ser o habitat de maritacas (*P. maximiliani*) que fazem seus ninhos e, com isso, podem levar os triatomíneos de um ambiente para outro.

Se considerarmos que *R. neglectus* já coloniza a área urbana de municípios do estado de São Paulo há, pelo menos, quinze anos, o risco de transmissão do *T. cruzi* ao homem é minimizado por utilizarem como fonte alimentar sangue de aves que são refratárias ao parasito. Os índices de adulto/ninfa obtidos reforçam essa adaptação da espécie nesse ambiente, numa relação de quanto mais antiga a colonização no ambiente urbano, menor o índice encontrado. Autores divergem sobre os processos envolvidos na domiciliação dos vetores da doença de Chagas, sendo considerado oportunismo das espécies, devido a alterações de seu ambiente natural ou um processo de adaptação gradual (NASCIMENTO; MARASSÁ; CURADO, 1997; PINTO et al., 2017). Esse vetor pode apresentar ciclo contínuo de reprodução durante o ano (SANTIAGO et al., 2016). De qualquer maneira, a colonização dos triatomíneos é preocupante, uma vez que insetos dessa espécie são potenciais fontes de infecção pelo *T. cruzi*.

Neste contexto deve-se considerar a espécie *P. megistus* que representa a de maior risco para o estado, uma vez que consegue colonizar as habitações humanas e apresenta altos índices de infecção natural, adquiridos através de uma alimentação em gambás ou saruês - *Didelphis* sp. (NANTES et al., 2019; SILVA et al., 2021). Em Goiânia, essa espécie de triatomíneo, que apresentava apenas hábito invasivo, em 1990 foi relatado o primeiro foco em área urbana na cidade (SILVA; SILVA, 1990).

Na Região Metropolitana de São Paulo, essa espécie está incriminada como propagadora do *T. cruzi* no ambiente urbano, onde se constatou a colonização da mesma nos municípios de Carapicuíba, Taboão da Serra e em parque urbano na cidade de São Paulo (SILVA et al., 2020; SILVA et al., 2021). Vários municípios desta região tem notificado a presença da espécie em suas áreas urbanas. Ceretti-Jr et al. (2018), relatam a ocorrência

da espécie em vários bairros do município de São Paulo, porém sem constatação de colonização.

Nos municípios da Região Administrativa de Saúde de São Paulo, onde se observou a colonização desta espécie de triatomíneo, é comum estarem atrelados a *Didelphis* sp. como fonte de alimentação (SILVA et al., 2021). Esses animais silvestres passaram a habitar as áreas urbanas, convivendo com o homem, pois encontram neste ambiente alimento e abrigo. Esses achados - triatomíneos, marsupiais e *T. cruzi* em um mesmo ambiente - ressaltam a possibilidade da introdução de um ciclo domiciliar da doença de Chagas na região.

Quando construções de condomínios para moradia com características de área rural foram implementadas nas cidades, criou-se bolsões de áreas preservadas com vegetação natural. Neste contexto, os parques urbanos e praças também passaram a ser refúgio de animais devido ao desmatamento dos ecótopos naturais. Gorla (2001) destaca o desmatamento como um dos fatores mais importantes na dinâmica das populações animais. Há relatos na literatura demonstrando o risco da transmissão da doença de Chagas nas áreas desmatadas recentemente (RIBEIRO-JR et al., 2015).

Medidas aliadas a educação ambiental devem ser incrementadas para manter a população consciente e estimulada a continuar realizando a notificação de insetos suspeitos (DIAS et al., 2016). Ademais, é importante que as pessoas também saibam para onde deve encaminhar um inseto suspeito e sobre os cuidados a serem tomados. Os programas de controle voltados aos vetores da doença de Chagas devem ser atualizados, considerando as áreas urbanas e a população que aí habita, uma vez que não se deve encontrar o mesmo nível de conhecimento sobre vetores e práticas de educação em saúde nesta população, até porque as pessoas não conviveram com essa problemática, antes restrita as áreas rurais.

Neste sentido, há de se considerar, um pronto atendimento para as notificações de triatomíneos oriundos de moradores de área urbana, respeitando um prazo de até 30 dias da captura pelo morador. Outro aspecto importante, é a instituição da vigilância animal como estratégia nos programa de vigilância e controle dos vetores da doença de Chagas em área urbanas, com o monitoramento de animais silvestres, uma vez que a presença de parasitos causadores de doenças pode ter, nesses animais, o elo com o homem.

## 4. CONCLUSÃO

- O controle vetorial, apesar de todo sucesso, tem ressaltado a importância de espécies silvestres que eram circunscritas a áreas rurais assumirem novos cenários em áreas urbanas, podendo significar risco de instalação de transmissão pontual a humanos.
- Para *R. neglectus*, a manutenção de políticas de paisagismo em áreas urbanas, com a utilização de palmeiras, poderá implicar numa amplificação da infestação desta espécie em diferentes pontos no estado de São Paulo.
- A destruição de faixas de transição entre áreas urbanas e rurais provocadas por ações antrópicas, principalmente o desmatamento, pode explicar a necessidade de animais silvestres adentrarem áreas urbanas em busca de alimento e abrigo, podendo, com isso, instalar novas cadeias de sobrevivência dessas espécies, como é o caso das maritacas (*P. maximiliani*), *Didelphis* sp. e dos triatomíneos, representados no estado por *R. neglectus* e *P. megistus*.
- A vigilância passiva e trabalhos de educação em saúde devem ser incrementados nas áreas urbanas, onde se observa notificação por triatomíneos.
- Dois cenários entomológicos em área urbana são observados, sendo 1) por *R. neglectus* em cidades utilizando palmeiras como abrigo e aves como fonte de alimentação e 2) por *P. megistus*, em espaços formados por condomínios, parques e praças, refúgio de animais silvestres, fonte de alimentação para os triatomíneos, principalmente “gambás”, fazendo o elo de ligação entre o animal e o inseto e desse poderá ser direcionado ao homem.

## 5. REFERÊNCIAS

ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; BITTINELLI, I.F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A new species of Argentinian Chagas disease vector described based on integrative taxonomy. **Insects**, v.11, p. e830, 2021.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Doença de Chagas aguda e distribuição espacial dos triatomíneos de importância epidemiológica, Brasil 2012 a 2016. **Bol Epidemiológico**, n. 50, p. 1-10, 2019.

CARVALHO, D.B.; ALMEIDA, C.E.; ROCHA, C.S.; GARDIN, S.; MENDONÇA, V.J.; RIMOLDI, A.; et al. A novel association between *Rhodnius neglectus* and the *Livistona australis* palm tree in an urban center foreshadowing the risk of Chagas disease transmission by vectorial invasions in Monte Alto city, São Paulo, Brazil. **Acta Tropica**, v. 130, n. 1, p. 35-35, 2014.

CARVALHO, M.E.; SILVA, R.A.; WANDERLEY, D.M.V.; BARATA, J.M.S. Programa de controle da doença de Chagas no Estado de São Paulo: aspectos sorológicos e entomológicos de inquéritos entre escolares de ensino fundamental. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 44, n. suppl 2, p. 95-106, 2011.

CERETTI-JR, W.; VENDRAMI, D.P.; MATOS-JR, M.O.; RIBEIRO, A.R.; ALVAREZ, J.V.; MARQUES, S.; et al. Occurrences of triatomines (Hemiptera: Reduviidae) and first reports of *Panstrongylus geniculatus* in urban environments in the city of Sao Paulo, Brazil. **Rev Inst Med Trop São Paulo**, v. 60, n. 1, p. 33-36, 2018.

CHOW, E.; WIRTZ, R.A.; SCOTT, T.W. Identification of blood meals in *Aedes aegypti* by antibody sandwich enzyme-linked immunosorbent assay. **J Amer Mosq Control Assoc**, v. 9, n. 2, p. 196-205, 1993.

DALE, C.; JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v.12, p. 686, 2021.

DIAS, J.V.L.; QUEIROZ, D.R.M.; DIOTAIUTI, L.; PIRES, H.H.R. Conhecimento sobre triatomíneos e sobre a doença de Chagas em localidades com diferentes níveis de infestação vetorial. **Cienc Saúde Colet**, v. 21, n. 7, p. 2293-2303, 2016.

DIAS, J.V.L.; QUEIROZ, D.R.M.; MARTINS, H.R.; GORLA, D.E.; PIRES, H.H.R.; DIOTAIUTI, L. Spatial distribution of triatomines in domiciles of an urban area of the Brazilian Southeast Region. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v.111, n. 1, p. 43-50, 2016.

DIAS-LIMA, A.G.; SHERLOCK, I.A. Sylvatic vectors invading houses and the risk of emergence of cases of Chagas disease in Salvador, State of Bahia, Northeast Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 95, n. 5, p. 611-613, 2000.

GORLA, D.E. Análisis de la distribución geográfica de triatominos a escala continental en base a información de variables ambientales. **Unlar Ciencia**, v. 2, p. 2-8, 2001.

GURGEL-GONÇALVES, R.; CUBA, C.A.C. Estrutura de populações de *Rhodnius neglectus* Lent e *Psammolestes tertius* Lent & Jurberg (Hemiptera, Reduviidae) em ninhos de pássaros (Fumariidae) presentes na palmeira *Mauritia flexuosa* no Distrito Federal, Brasil. **Rev Bras Zool**, v. 24, n. 1, p. 157-163, 2007.

LIDANI, K.C.F.; ANDRADE, F.A.; BAVIA, L.; DAMASCENO, F.S.; BELTRAME, M.H.; MESSIAS-REASON, I.J.; et al. Chagas disease: From Discovery to a worldwide health problem. **Front Public Health**, v. 7, p. e116, 2019.

LUNIAK, M. **Synurbization – adaptation of animal wildlife to urban development.** Proceedings 4<sup>th</sup> International Urban Wildlife Symposium. Shaw et al., Eds, 2004.

MAEDA, M.H.; KNOX, M.B.; GURGEL-GONÇALVES R. Ocorrência de triatomíneos sinantrópicos (Hemiptera: Reduviidae) no Distrito Federal, Brasil. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 45, n. 1, p. 71-76, 2012.

NANTES, W.A.G.; BARRETO, W.T.G.; SANTOS, F.M.; MACEDO, G.C.; RUCCO, A.C.; ASSIS, W.O.; et al. The influence of parasitism by *Trypanosoma cruzi* in the hematological parameters of the white ear opossum (*Didelphis albiventris*) from Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brazil. **IJP: Parasites and Wildlife**, v. 9, p. 16-20, 2019.

NASCIMENTO, C.; MARASSÁ, A.M.; CURADO, I. Encontro de *Panstrongylus megistus* em ecótopo artificial: domiciliação ou mera visitação? **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 30, n. 4, p. 333-336, 1997.

OLIVEIRA, J.; ALEVI, K.C.C.; ALMEIDA, C.E.; MENDONÇA, V.J.; COSTA, J.; ROSA, J.A. *Triatoma brasiliensis* species complex: characterization of the external female genitalia. **J Vector Ecol**, n. 45, v. 1, p. 57-68, 2020.

OPAS - Organización Panamericana de la Salud. Síntesis de evidencia. Guía para el diagnóstico y el tratamiento de la enfermedad de Chagas. **Rev Panam Salud Publica**, v. 44, p. e28, 2020.

PINTO, L.C.; COSTA, A.R.S.; VIEIRA, M.S.; CÂNDIDO, A.S.; FERREIRA, R.J. Avaliação da ocorrência de infestação por triatomíneos em ambientes domiciliares no município de Aurora-CE no período entre 2012 a 2015. **Rev Epidemiol Control Infec**, v. 7, n. 4, p. 234-240, 2017.

RIBEIRO-JR, G.; GURGEL-GONÇALVES, R.; REIS, R.B.; SANTOS, C.G.S.; AMORIM, A.; ANDRADE, S.G.; et al. Frequent house invasion of *Trypanosoma cruzi* infected triatomines in a suburban area of Brazil. **Plos Negl Trop Dis**, v. 9, n. 4, p. e0003678, 2015.

RIBEIRO-JR, G.; SANTOS, C.G.S.; 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**, v. 12, p. e604, 2019.

ROCHA E SILVA, E.O.; RODRIGUES, V.L.C.C.; SILVA, R.A.; WANDERLEY, D.M.V. Programa de Controle da doença de Chagas no Estado de São Paulo, Brasil: o controle e vigilância da transmissão vetorial. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 44, n. suppl 2, p. 74-84, 2011.

RODRIGUES, V.L.C.C.; PAULIQUÉVIS-JR, C.; SILVA, R.A.; WANDRELEY, D.M.V.; GUIRARDO M.M.; RODAS L.A.C.; et al. Colonization of palm trees by *Rhodnius neglectus* and house invasion in an urban area. **Rev Inst Med Trop São Paulo**, v. 56, n. 3, p. 75-79, 2014.

SANTIAGO, P.B.; ASSUMPÇÃO, T.C.F.; ARAUJO, C.N.; BASTOS, I.M.D.; NEVES D.; SILVA, I.G.; et al. A deep insight the sialome *Rhodnius neglectus*, a vector of Chagas disease. **Plos Negl Trop Dis**, v. 10, n. 4, p. e0004581, 2016.

SEADE - Fundação Sistema Estadual de Análise de Dados (SP). **Estado de São Paulo e suas regionalizações**. Disponível em <<http://produtos.seade.gov.br/produtos/divpolitica/>>, Acessado em 17/06/2021.

SILVA, A.M.F.; SOBRAL-SOUZA, T.; VANCINE, M.H.; MUYLAERT, R.L. ABREU, A.P.; PELLOSO, S.M.; et al. Spatial prediction of risk areas for vector transmission of *Trypanosoma cruzi* in the State of Paraná, Southern Brazil. **Plos Negl Trop Dis**, v.12, n. 10, p. e0006907, 2018.

SILVA, I.G.; SILVA, H.H.G. Ocorrência de *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) colonizando habitação em Goiânia. **Rev Pat Trop**, v. 19, n. 2, p. 163-165, 1990.

SILVA, R.A. Estado atual da vigilância entomológica da doença de Chagas no estado de São Paulo. **Braz J Health Review**, v. 2, n. 2, p. 742-755, 2019.

SILVA, R.A.; BARBOSA, G.L.; RODRIGUES, V.L.C.C. Vigilância epidemiológica da doença de Chagas no estado de São Paulo no período de 2010 a 2012. **Epidemiol Serv Saúde**, v. 23, n. 2, p. 259-267, 2014.

SILVA, R.A.; ESTEVÃO, V.A.O.; DUARTE, A.N. Triatomíneos na Região Metropolitana de São Paulo: vigilância entomológica. **Bol Epidemiol Paul**, v. 16, n. 190, p. 13-18, 2019.

SILVA, R.A.; TONIETTI, V.B.; ELEUTÉRIO, M.R.J. Infecção por *Trypanosoma cruzi* em triatomíneos no Estado de São Paulo. **Braz J Health Review**, v. 2, n. 4, p. 3446-53, 2019.

SILVA, R.A.; VIRGÍNIO, F.; ESTEVÃO, V.A.O.; MARTINS, M.L.; DUARTE, A.N.; SILVA, G.P.; et al. First report of colonization by *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the Metropolitan Region of São Paulo, Brazil. **Braz J Biol**, v. 81, n. 1, p. 178-182, 2020.

SILVA, R.A.; ZAICANER, R.; ROSA, M.P.; AUN, G.C.G.; MUNIZ, J.C.; MAGALHÃES, A.C.; et al. Colonization of *Panstrongylus megistus* (Hemiptera:Reduviidae:Triatominae) in an urban area and its association with *Didelphis marsupialis* in the metropolitan region of São Paulo. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 54, n. E0471-2020, 2021.

SOUZA, A.G.; BURALLI, G.M.; WANDERLEY, D.M.V.; ANDRADE, J.C.R. Consolidation of the control of Chagas' disease vectors in the State of São Paulo. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v.79, n. supl. 1, p. 125-131,1984.

SUCEN – Superintendência de Controle de Endemias (SP). **Protocolo para realização de manejo integrado em palmeiras**. Disponível em <[http://200.144.1.23:8080/chagas/downloads/protocolo\\_palmeiras.pdf](http://200.144.1.23:8080/chagas/downloads/protocolo_palmeiras.pdf)>, Acessado em 17/06/2021.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021.

## ENTOMOEPIDEMIOLOGIA DA DOENÇA DE CHAGAS NA REGIÃO SUL DO BRASIL: COLETAS DE TRIATOMINAE EM SETE MUNICÍPIOS DO RIO GRANDE DO SUL

Vinícius Fernandes de Paiva<sup>1</sup>, Tiago Belintani<sup>1</sup>, Jader de Oliveira<sup>2</sup>, Lucas Abrantes da Silva<sup>3</sup>, Fernanda de Mello<sup>4</sup>, Mário de Oliveira Brito<sup>4</sup>, Cleonara Bedin<sup>4</sup> e João Aristeu da Rosa<sup>3</sup>

1. Departamento de Biologia Animal, Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, São Paulo, Brasil;
2. Universidade de São Paulo (USP), Faculdade de Saúde Pública, São Paulo, São Paulo, Brasil;
3. Departamento de Ciências Biológicas, Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Araraquara, São Paulo, Brasil;
4. Centro Estadual de Vigilância em Saúde, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil.

### RESUMO

A doença de Chagas é uma zoonose negligenciada causada pelo protozoário *Trypanosoma cruzi*. A doença é prevalente desde o sul dos Estados Unidos da América até o sul da Argentina. Dada a importância dos triatomíneos como vetores do protozoário *T. cruzi*, coletas entomoepidemiológicas foram realizadas no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. Assim, entre os dias 30 e 31 de outubro de 2013 e entre 07 e 14 de novembro de 2016 foram realizadas coletas de triatomíneos em sete municípios do Rio Grande do Sul. Mais de 300 espécimes foram coletados durante esse período. Foram capturadas quatro espécies: *Triatoma carcavalloji*, *T. circummaculata*, *T. pintodiasi* e *T. rubrovaria*, que compreendeu o maior número de espécimes. Não foram encontrados espécimes infectados por *T. cruzi*. Apesar da ausência de infecção por *T. cruzi*, a população local encontra-se susceptível, uma vez que *T. rubrovaria* é implicada na transmissão da doença de Chagas ao homem.

**Palavras-chave:** *Triatoma*, Vetores e Domiciliares.

### ABSTRACT

Chagas disease is a neglected zoonosis caused by the protozoan *Trypanosoma cruzi*. The disease is prevalent from the southern United States of America to southern Argentina. Recognizing the importance of Triatomines as vectors of the protozoan *T. cruzi*, several entomological surveys were carried out in state of Rio Grande do Sul. In view of these facts, between October 30 and 31, 2013 and November 7 to 14, 2016, a survey of the triatomine fauna in the State of Rio Grande do Sul was carried out in seven municipalities. More than 300 specimens were captured during this period. Five species were captured: *Triatoma carcavalloji*, *Triatoma pintodiasi*, *Triatoma circummaculata*, and *Triatoma rubrovaria*, the latter



being the most abundant. Specimens infected with *T. cruzi* were not found. Despite not finding a natural infection by *T. cruzi*, the local population is susceptible, since the species *T. rubrovaria*, for example, is involved in the transmission of Chagas disease to humans.

**Keywords:** *Triatoma*, Vectors and Household.

## 1. INTRODUÇÃO

O Rio Grande do Sul (RS) é um estado brasileiro situado na região Sul com área territorial de 281.707,149 km<sup>2</sup>, que tem por limite o estado de Santa Catarina, bem como a Argentina e o Uruguai (IBGE, 2019). O estado é o nono em extensão territorial no Brasil e possui diversidade de clima, solo e relevo, tendo por predominância dois grandes biomas: a Mata Atlântica, que se estende por 37% do territorial, e o Pampa, encontrado em 63% da área (ATLAS SOCIOECONÔMICO DO RIO GRANDE DO SUL, 2021).

No Brasil, a ocupação do território do RS ocorreu em várias etapas. A região é marcada pela presença de populações indígenas que mantiveram pouca influência da colonização portuguesa até um século após a chegada dos europeus, no entanto a partir de 1600 os jesuítas chegaram à região. As organizações jesuíticas são consideradas os primeiros povoados organizados no espaço sul rio-grandense (ATLAS SOCIOECONÔMICO DO RIO GRANDE DO SUL, 2021). Além disso, no século 19 o processo de colonização fomentado pela política imigratória vigente no período imperial e republicano engendrou a ocupação do território por emigrantes europeus, principalmente por açorianos, alemães e italianos (GIRON, 1980).

A criação dos primeiros assentamentos no estado do RS está relacionada aos esforços portugueses em expandir seu território, disputando-o com os espanhóis (SFREDO; TAGLIANI, 2016) e as políticas imigratórias que sustentaram o processo de colonização (GIRON, 1980). No estado, 80% da população vive em áreas urbanas, percentual parecido a outras regiões tanto brasileira como de outros países em desenvolvimento (IBGE, 2019). Estima-se que a partir dos anos 2000 mais da metade da população mundial passou a viver em áreas urbanas, sendo que o Brasil experimentava o êxodo rural já na década de 1960 (MARTINE; MARSHALL, 2007).

O Brasil teve umas das mais rápidas transições do século 20 e, como consequência, transformou rapidamente os ambientais naturais (SFREDO; TAGLIANI, 2016). Os problemas relacionados ao impacto dos assentamentos humanos irregulares geram impactos diretos e indiretos na água, na paisagem, na fauna e na flora (REIS, 2002). É consenso que a

urbanização global é irreversível e, cada vez mais, desencadeia perturbações para a saúde humana, particularmente em países pobres e em desenvolvimento, onde a urbanização não planejada leva a um aumento da transmissão de doenças e a rápida urbanização é correlacionada com áreas de alto risco para doenças tropicais negligenciadas (GASPE et al., 2020).

Populações socioeconomicamente vulneráveis são expostas a agentes infecciosos ou parasitários que causam enfermidades categorizadas pela Organização Mundial da Saúde (OMS) como doenças tropicais negligenciadas (DTNs). Por outro lado, as DTNs são agravadas pelas mudanças ambientais, assim como pela escassez de investimentos em pesquisa, controle, vigilância e educação (WHO, 2014). Essas enfermidades são comuns em países da África, Ásia e da América Latina, sendo algumas facilmente controladas por medicamentos (e.g. esquistossomose ou oncocercose) e outras, como a malária, doença de Chagas (DC) ou leishmaniose visceral, mais complexas, pois também dependem do controle vetorial e, conseqüentemente, oferecem desafios para humanidade, pois continuam sendo algumas das principais causas de morbidade e mortalidade em todo o mundo (WHO, 2021.) Não diferente da África e Ásia, as DTNs causam sérios problemas na América Latina, onde se aloca em 11 sub-regiões diferentes que possuem características eco-epidemiológicas próprias (HOTEZ et al., 2008).

A DC é uma zoonose negligenciada causada pelo protozoário *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae). Na ocasião da descrição, Chagas estudou todos os aspectos da enfermidade, entre os quais, agente etiológico, sintomatologia, formas do protozoário, assim como os insetos vetores (subfamília Triatominae) e os hospedeiros vertebrados (CHAGAS, 1909). A DC está entre as doenças tropicais negligenciadas mais impactantes da América Latina, onde aproximadamente seis milhões de pessoas estão infectadas (LIDANI et al., 2019).

A doença é endêmica desde o Sul dos Estados Unidos até o Sul da Argentina. No Brasil, inquéritos epidemiológicos regionais foram realizados em 1930 (28,4% de casos positivos em Belo Horizonte, Minas Gerais), 1947 (51,3% dos soros reativos nos estados de São Paulo e Minas Gerais) e 1948 (38,4% de casos em Bambuí, Minas Gerais), revelando altas taxas de prevalência (CAMARGO et al., 1984). Diante dos inquéritos alarmantes, o controle da transmissão vetorial da DC no país foi implantado em 1950 pelo Serviço Nacional de Malária, porém obteve-se estrutura e sistemática de programa nacional apenas em 1975. Até os anos 70, apenas o estado de São Paulo executava ações regulares de controle, conjuntamente com trabalhos pioneiros em Minas Gerais (SILVEIRA, 1999).

A partir de 1975, no Brasil, foi delimitada a área onde há risco de transmissão para a DC. Estudos demonstraram que a área com risco de transmissão vetorial correspondia a 36% do país, com triatomíneos domiciliados em mais de dois mil municípios distribuídos em dezoito estados (VINHAES; DIAS, 2000). Assim, o inquérito epidemiológico nacional realizado em 1980 concluiu que a prevalência era de 4,2% em áreas rurais e 3,1% em toda população brasileira (1.626.745 pessoas testadas). Porém alguns estados, como o RS e Minas Gerais, possuíam prevalência elevada de 8,8% (CAMARGO et al., 1984). Em 1992, o RS passou a integrar o Programa de Eliminação de *Triatoma infestans* (Klug, 1834) (PETi) (BEDIN et al., 2009). Tradicionalmente associada a ambientes rurais e pobres, a DC expandiu-se para locais urbanos e áreas não endêmicas por causa das migrações. A urbanização, portanto, acrescentou novas características à ecoepidemiologia da DC e modificou as existentes (GASPE et al., 2020).

Dada a importância epidemiológica dos triatomíneos como vetores do protozoário *T. cruzi*, vários levantamentos entomológicos foram realizados. No RS, Raul di Primio fez extensas buscas por esses insetos. À época *T.a infestans*, *T. rubrovaria* (Blanchard, 1846), *T. sordida* (Stål, 1859), *T. circummaculata* (Stål, 1859), *T. oliveirai* Neiva, Pinto e Lent, 1939, *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) e *P. tupynambai* Lent, 1942 foram assinaladas para o estado (Di Primio, 1959). Anos mais tarde outras espécies foram descritas ou identificadas no estado, como *T. carcavalloei* Jurberg, Rocha e Lent, 1998, *T. delpontei* Romaña e Abalos, 1947, *T. klugi* Carcavallo, Jurberg, Lent e Galvão, 2001, *T. pintodiasi* Jurberg, Cunha e Rocha, 2013 e *T. platensis* Neiva, 1913 (GALVÃO, 2014).

## 1.1. CONTEXTUALIZAÇÃO DO TEMA

A subfamília Triatominae conta com cinco tribos, 18 gêneros e 157 espécies, das quais três são fósseis. Pautando-se em caracteres morfológicos, distribuição geográfica e análises filogenéticas, as espécies da subfamília Triatominae são agrupadas em complexos e/ou subcomplexos. Porém todas as espécies prevalentes são potenciais vetores de *T. cruzi* (SCHOFIELD, GALVÃO, 2009; ALEVI et al., 2020; DALE, JUSTI, GALVÃO, 2021; ZHAO, GALVÃO, CAI, 2021).

Na atualidade, a maioria dos triatomíneos é silvestre até que ocorra alguma alteração do ambiente natural, em geral, provocada pela ação antrópica, propiciando a invasão/domiciliação das moradias humanas, resultando na interação protozoário-vetor-homem. As condições necessárias para ocorrer a transmissão domiciliar da DC dependem

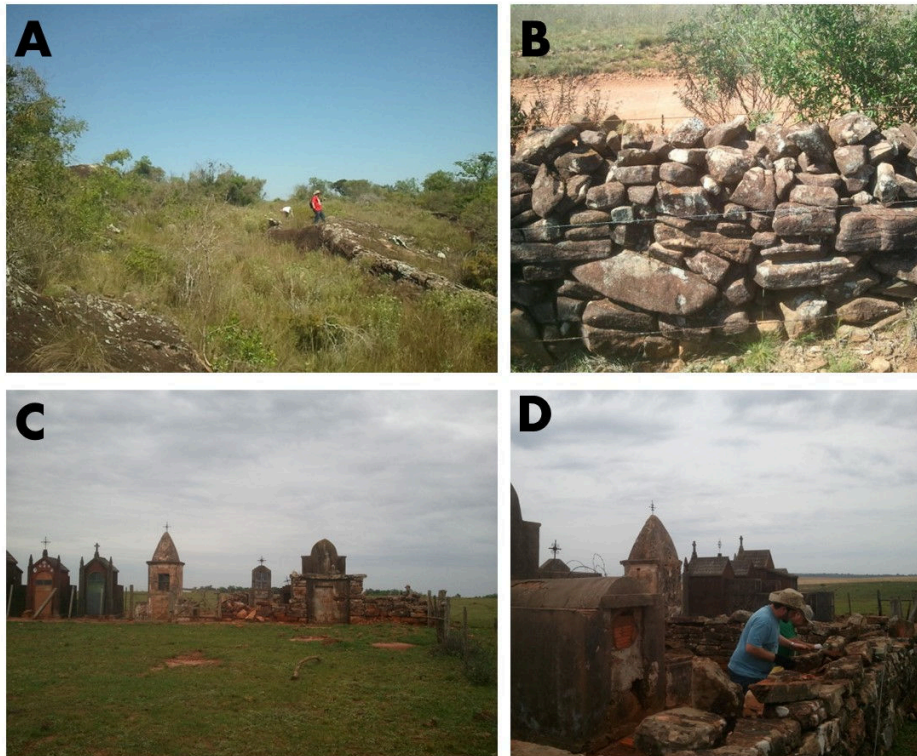
das condições sanitárias e sociais dos hospedeiros humanos e da capacidade vetorial e de colonização dos triatomíneos (ALMEIDA et al., 2008).

No RS, *T. infestans*, espécie alóctone, antropofílica e domiciliar, era frequentemente encontrada e apresentava altas taxas de infecção por de *T. cruzi* (DI PRIMIO, 1957). A partir de 1992, com os esforços do PETi para o controle da transmissão vetorial (principalmente por *T. infestans*) essa espécie hoje está controlada. Os últimos focos foram encontrados, em 2014, na região Noroeste do estado (BEDIN et al., 2021). Os esforços de busca ativa, tratamento químico, melhoria habitacional e educação em saúde diminuíram a ocorrência do *T. infestans* no estado. Os focos estavam, desde 2001, restritos ao Noroeste do estado. Entre 2012 e 2014 foram registrados focos próximos a uma igreja, cujo telhado de difícil acesso estava mantendo infestação na região. Após as atividades de controle semestrais preconizados pelo PETi, desde 2014, não foram mais encontrados exemplares de *T. infestans* no estado, sendo considerado eliminado do território e em vigilância permanente (BEDIN et al., 2021). Com o controle de *T. infestans*, outras espécies que eram considerados secundárias ou de menor importância epidemiológica, vêm sendo encontrados tanto em domicílios quanto em peridomicílios (BEDIN et al., 2009). Ainda no estado do RS os dados mostram que outras espécies, como *P. megistus* e *T. rubrovaria*, estão cada vez mais frequentes. No período de 2008-2019, *T. rubrovaria* representou 90,6% das capturas (BIANCHI et al. 2021), tornando-se a espécie alvo para o controle da DC no RS.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1. COLETA DA FAUNA TRIATOMÍNICA

Diante da problemática apresentada, realizou-se a coleta de triatomíneos em 22 localidades de sete municípios do RS. Foram observadas diferentes espécies que habitam ecotopos naturais e artificiais, como afloramentos rochosos, pedras basálticas e graníticas, cercas de pedras e domicílios humanos (Figura 1).



**Figura 1.** Ecótopos examinados. A. vegetação baixa com empilhamento de pedras, B. cerca de pedra, C e D - cemitério local rural com cerca de pedra.

Na região peridomicíliar foram encontrados embaixo de telhas e tijolos de barro empilhados para abrigos de aves (galinhas). Foi observado também que essas espécies estão associadas com baratas da espécie *Blaptica dubia* (Serville, 1839) (Blattodea, Blaberidae), em toca de tatu e de roedores (Figura 2).



**Figura 2.** Triatomíneos e associações em que foram coletados triatomíneos no Rio Grande do Sul. A. Adulto de *T. rubrovaria* e ninfa de 5º estágio sob a pedra, B e C. *Blaptia dúbia* encontrada em simpatria com os triatomíneos; D Roedor encontrado com os triatomíneos.

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

As espécies coletadas foram: *T. carcavalloi*, *T. circummaculata*, *T. pintodiasi* e *T. rubrovaria* (em estádios de ninfa e adultos). Foram realizados exames para verificar a presença de infecção por *Trypanosoma cruzi* nos triatomíneos coletados e nenhum exemplar examinado encontrava-se infectado.

Seguem abaixo os dados que foram anotados em cada uma das localidades em que se coletaram triatomíneos nos municípios (Tabela 1).

**Tabela 1.** Dados das coletas de triatomíneos no estado do Rio Grande do Sul.

Espécie	Nº de espécimes	Município	Localidade	Ambiente	Coordenada geográfica
<i>T. carcavalloi</i>	1	Caçapava do Sul	Rincão Nossa Senhora das Graças	Silvestre	S 30°50.718' W 053°38.050'
<i>T. carcavalloi</i>	1	Lavras do Sul	Passo dos Jaques	Silvestre	S 30°45.735' W 053°55.299'
<i>T. circummaculata</i>	1	Lavras do Sul	Passo dos Jaques	Silvestre	S 30°45.735' W 053°55.299'
<i>T. circummaculata</i>	8	São Francisco de Assis	Lougradouro B Forqueta Cemitério limoeiro	Silvestre	S 29°20. 255' W 055°01.175' S 29° 19. 377' W 055° 01.642' S 29° 22. 561' W 054° 55.812' S 29°21.085' W 055°23. 53'
<i>T. pintodiasi</i>	62	Caçapava do Sul	Rincão Nossa Senhora das Graças	Silvestre	S 30°50.684' W 053°38.159'
<i>T. pintodiasi</i>	23	Cachoeira do Sul	Cerro dos Peixotos	Silvestre	S 30°20.831' W 052°44.984'
<i>T. pintodiasi</i>	30	Canguçu	Cerro do Baú	Silvestre	S 31°23.941' W 052°43.083'
<i>T. pintodiasi</i>	15	Encruzilhada do Sul	Fazenda Cordilheira	Silvestre	S 30°36'16.0" W 053°48'50.4"
<i>T. pintodiasi</i>	27	Lavras do Sul	Passos dos Jaques	Silvestre	S 30°45.735' W 053°55.299'
<i>T. pintodiasi</i>	13	São Jerônimo	Fernão Dias	Silvestre	S 30°26.861' W 051°58.708'
<i>T. rubrovaria</i>	35	Caçapava do Sul	Campo do Triângulo	Peridoméstico /Silvestre	S 30°31.735' W 053°30.52.6'
<i>T. rubrovaria</i>	31	Lavras do Sul	Fazenda Cordilheira	Silvestre	S 30°36.266' W 053°48.842'
<i>T. rubrovaria</i>	84	São Francisco de Assis	Bairro Vila Nova Rincão das Luzes Cemitério Vila Kraemer Cemitério limoeiro Cemitério Boa Vista Cabanha Boqueirão Currunilha Forqueta Lougradouro B Lougradouro C Rincão dos Soares	Silvestre	S 29° 19. 706' W 055°08.073' S 29° 20. 255' W 055°01.175' S 29° 21.085' W 055°23. 53' S 29° 34.339' W 055°07.644' S 29° 19. 706' W 055°08.073' S 29° 34. 293' W 055°07.597' S 29° 29. 060' W 054°58.567' S 29° 25. 049'

---

W 055° 01.576'  
S 29° 23.021'  
W 055° 21.351'  
S 29° 21.150'  
W 055° 28.863'  
S 29° 19.377'  
W 055° 01.642'  
S 29° 18.708'  
W 055° 01.111'

---

O RS é considerado endêmico para DC, com ênfase para a região Sul do estado, incluindo o encontro de triatomíneos em vivendas rurais, mesmo na última década (PRIOTTO et al., 2014). Foi encontrado um número expressivo de triatomíneos nas coletas (mais de 300 espécimes pertencentes a quatro espécies) nas diferentes localidades, em áreas silvestres ou antrópicas.

A distribuição das espécies referidas compreende as regiões do Centro ao Sul e Oeste do estado (BEDIN et al., 2009). Uma revisão de 2008 a 2019 no banco de dados de vigilância entomológica da região Sul avaliou as espécies coletadas dentre 1559 triatomíneos notificados. Verificou-se o predomínio de *T. rubrovaria* seguido de *P. tupynambai* que também não foram positivos para *T. cruzi*. Essas espécies foram encaminhadas pelos moradores para os agentes de vigilância municipais e para os laboratórios, e espelham o cenário apresentado nos dados da pesquisa em ambiente silvestre (BIANCHI et al., 2021). O avanço das cidades sobre as áreas de mata concomitantemente com o controle do *T. infestans* está possibilitando que outras espécies como o *T. rubrovaria* e *P. megistus* sejam encontrados em ambientes peridomiciliares e/ou domiciliares (RUAS-NETO; KRUG, 1995; ALMEIDA et al., 2000).

#### 4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O controle de *T. infestans* foi bem-sucedido em todo o território nacional e em 2006 o Brasil recebeu da OMS o Certificado de Interrupção da transmissão vetorial da DC por essa espécie. Contudo essa certificação não significa a eliminação do risco de transmissão da doença, pois os vetores silvestres permanecem e a tendência é que busquem a fonte alimentar próximo às habitações. Historicamente o RS é reconhecido por possuir alta prevalência da DC, porém o último foco registrado de *T. infestans* no RS foi em 2014. Hoje são conhecidas 12 espécies de triatomíneos no estado e algumas conseguem colonizar ambientes humanos. Nas coletas referidas foram encontradas *T. rubrovaria*, *T. carcavalloii*, *T. pintodiasi* e *T. circummaculata*, algumas inclusive em ambientes peridomiciliares. Portanto,

reitera-se que a vigilância entomológica é de suma importância para a manutenção do controle dessas populações de triatomíneos, de modo a impedir um possível avanço da DC no estado do RS.

## 5. AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico. Agradecemos o biólogo Jorge Luiz Cabeleira Bernardes da Seção Reservatórios e vetores LACEN/RS pela valiosa ajuda nas coletas.

## 6. REFERÊNCIAS

ALEVI, K.C.C.; DE OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; DE FREITAS BITTINELLI, I.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A New Species of Argentinian Chagas Disease Vector Described Based on Integrative Taxonomy. **Insects**, v. 11, n. 12, p. e830, 2020.

ALMEIDA, C.E.; VINHAES, M.C.; ALMEIDA, J.R.D.; SILVEIRA, A.C.; COSTA, J. Monitoring the domiciliary and peridomiciliary invasion process of *Triatoma rubrovaria* in the State of Rio Grande do Sul, Brazil. **Memorias Instituto Oswaldo Cruz**, v. 95, n. 6, p. 761-768, 2000.

ALMEIDA, P.S.; CERETTI JÚNIOR, W.; OBARA, M.T.; SANTOS, H.R.; BARATA, J.M.S.; FACCEANDA, O. Levantamento da fauna de Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) em ambiente domiciliar e infecção natural por Trypanosomatidae no Estado de Mato Grosso do Sul. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 4, p. 374-380, 2008.

ARAÚJO, A.B; CASTAGNO, V.D.; GALLINA, T.; BERNE, M.E.A. Prevalência da doença de Chagas em gestantes da região sul do Rio Grande do Sul. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, n. 6, p. 732-733. 2009.

RIO GRANDE DO SUL. Secretaria de Planejamento, Governança e Gestão. Departamento de Planejamento Governamental. **Atlas Socioeconômico do Rio Grande do Sul**. 6ª Ed. Porto Alegre, 2021.

BEDIN, C.; et al. Residual foci of *Triatoma infestans* infestation: Surveillance and control in Rio Grande do Sul, Brazil, 2001-2018. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 54, p. e0530-2020, 2021.

BEDIN, C.; MELLO, F.; WILHELMS, T.S.; TORRES, M.A.; ESTIMA, C.; FERREIRA, C.F.; SEHN, L. Vigilância ambiental: doença de Chagas no Rio Grande do Sul. **Boletim Epidemiológico CEVS/RS**, v. 11, n. 3, p. 1-8. 2009.



- BIANCHI, T.F.; et al. Current situation of Chagas disease vectors (Hemiptera, Reduviidae) in Southern Rio Grande do Sul State, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 63, p. 1-8, 2021.
- CAMARGO, E.P.; SILVA, G.R.; CASTILHO, E.A.; SILVEIRA, A.C. Inquérito sorológico da prevalência da infecção chagásica no Brasil 1975-1980. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 26, p. 192-204, 1984.
- CARDOZO-DE-ALMEIDA, M.A.R.; FREITAS, S.P.C.; DE OLIVEIRA, M.L.R.; DE LIMA, N.R.C.; FERREIRA RANGEL, E.; SANTOS-MALLET, J.R. Characterization of the buccula, rostrum, stridulatory sulcus, scutellum, and external female genitalia of *Triatoma carcavallo* (Jurberg, Rocha & Lent, 1998), *Triatoma circummaculata* (Stål, 1859), and *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1843)(Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). **Journal Parasitology Research**, v. 22, p. e3517098, 2019.
- CHAGAS, C. Nova tripanozomíase humana: estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo do *Schizotrypanum cruzi* n. gen., n. sp., agente etiológico de nova entidade morbida do homem. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 1, n. 2, p. 159-218, 1909.
- DALE, C.; JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v. 12, n. 8, p. 686, 2021.
- DI PRIMIO, R. Atual distribuição geográfica dos triatomídeos e seus índices de infecção no Rio Grande do Sul. **Anais da Faculdade Medicina Porto Alegre**, v. 17, p. 17-37. 1957.
- DI PRIMIO, R. Triatomíneos e índices de infecção pelo *Trypanosoma cruzi* no Rio Grande do Sul. **Anais da Faculdade de Medicina de Porto Alegre**, v. 19, p. 21-35, 1959.
- GALVÃO, C. **Vetores da doença de chagas no Brasil**. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.
- GASPE, M.S.; FERNÁNDEZ, M.D.; CARDINAL, M.V.; ENRIQUEZ, G.F.; RODRÍGUEZ-PLANES, L.I.; et al. Urbanisation, risk stratification and house infestation with a major vector of Chagas disease in an endemic municipality of the Argentine Chaco. **Parasites & Vectors**, v. 13, n. 1, p. 1-14, 2020.
- GIRON, L.S. Imigração italiana no Rio Grande do Sul: fatores determinantes. In: RS: **Imigração e colonização**. Porto Alegre: Mercado Aberto, 1980.
- JURBERG, J. et al. *Triatoma pintodiasi* sp. nov. do subcomplexo *T. rubrovaria* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). **Rev Pan-Amazonica Saude**, v. 4, n. 1, p. 43-56, 2013.
- LIDANI, K.C.F. et al. Chagas disease: from discovery to a worldwide health problem. **Frontiers in Public Health**, v. 7, p. 166, 2019.
- MARTINE, G.; MARSHALL, A. **State of world population 2007: Unleashing the potential of urban growth**. New York: United Nations Population Fund (UNFPA), 2007.
- REIS, E.G.; TAGLIANI, C.R.; ASMUS, M.L.; CALLIARI, L.J.; BERGESCH, M. The Train-Sea-Coast Program: New Challenges for the Development of Human Resources on Coastal and Ocean Management in Brazil. **Ocean and Coastal Management**, v. 45, p. 667-676, 2002.

SCHOFIELD, C. J.; GALVÃO, C. Classification, evolution, and species groups within the Triatominae. **Acta tropica**, v. 110, n. 2-3, p. 88-100, 2009.

SFREDO, G.A.; ARMANINI TAGLIANI, C.R. Analysis of Environmental Changes Resulting from Urban Occupation in Rio Grande-RS, Between 1947 and 2014 through a Geographic Information System. **Desenvolvimento e Meio Ambiente**, v. 38, p. 213-230, 2016.

SILVEIRA, A.C. **Profilaxia**. In: BRENER, Z.; ANDRADE, A.; BARRAL NETTO, M. *Trypanosoma cruzi* e Doença de Chagas. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan Editora, 1999.

VINHAES, M.C.; DIAS, J.C.P. Doença de chagas no Brasil. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 16, p. s7-s12, 2000.

WHO. Chagas disease in Latin America: an epidemiological update based on 2010 estimates. **Wkly Epidemiol Rec**, v. 2015, n. 90, p. 33–44, 2010.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71, 2021.

## ***Trypanosoma cruzi* I ISOLADO DE *Triatoma sordida* (HEMIPTERA, TRIATOMINAE). COMO MENSURAR O RISCO?**

**Simone Caldas Teves<sup>1</sup>, Teresa Cristina Monte Gonçalves<sup>1</sup>, Helena Keiko Toma<sup>2</sup>,  
Jacenir Reis dos Santos Mallet<sup>1,3,4</sup>, Leandro Borges Ramos<sup>1</sup>, Bruna Lucia Nascimento  
de Oliveira<sup>1</sup>, Ana Laura Carbajal-de-la-Fuente<sup>5,6</sup> e Iza Sampaio de Oliveira Alencar<sup>7</sup>,  
Catarina Macedo Lopes<sup>1</sup>**

1. Instituto Oswaldo Cruz / Fiocruz, Laboratório Interdisciplinar de Vigilância Entomológica em Diptera e Hemiptera, Rio de Janeiro, Brasil;
2. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Laboratório de Diagnóstico Molecular e Hematologia, Faculdade de Farmácia, Rio de Janeiro, Brasil;
3. Fundação Oswaldo Cruz, Escritório Regional Fiocruz Piauí, Piauí, Brasil;
- 4 - Universidade Iguaçú, Nova Iguaçú, Rio de Janeiro, Brasil;
5. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Tecnológicas, Buenos Aires, Argentina;
6. Ministerio de Salud de la Nación, Centro Nacional de Diagnóstico e Investigación en Endemio-epidemias. Administración Nacional de Laboratorios e Institutos de Salud Dr. Carlos Malbrán, Buenos Aires, Argentina;
7. Secretaria de Saúde do Estado do Tocantins, Tocantins, Brasil.

### **RESUMO**

*Triatoma sordida*, potencial vetor do parasito causador da doença de Chagas, possui ampla ocorrência no Cerrado brasileiro. Reconhecida pela tendência de adaptação ao domicílio e arredores em abundância, pode se alimentar em diferentes hospedeiros vertebrados. Embora com baixos índices de infecção por *Trypanosoma cruzi* e associação com aves, sabidamente refratárias ao parasito, exemplares infectados têm sido registrados no peridomicílio e domicílio, sugerindo uma relação com reservatórios silvestres. Com o aumento das ações antrópicas sobre os ambientes naturais, é colocado em questão o risco da transmissão vetorial da doença de Chagas com a participação de *T. sordida*. Apresentamos uma abordagem ecológica, sob diferentes aspectos, da infecção natural por *T. cruzi* em espécimes coletados em áreas rurais de dois municípios do Sudeste do Tocantins, Norte do Brasil, discutindo questões que permanecem sendo retratadas no Estado e em diferentes regiões do país, e que podem atualmente estar sendo subestimadas com o aumento da degradação ambiental do Cerrado brasileiro. A prevalência de infecção por *T. cruzi* I registrada em *T. sordida* coletados em peridomicílios do Tocantins consolida sua participação na inclusão das pessoas ao ciclo silvestre do parasito e demonstra o risco desta espécie, mesmo quando encontrada em galinheiros, em novos ciclos de transmissão vetorial. Esta realidade, frente ao aumento das degradações ambientais no Cerrado brasileiro, pode estar influenciando diretamente nos ciclos de transmissão, enfatizando a importância da vigilância entomológica continuada no peridomicílio, o acompanhamento dos

ciclos de transmissão do parasito e as ações de educação em saúde em áreas endêmicas, incluindo ações consensuadas com as comunidades.

**Palavras-chave:** Ecologia de triatomíneos, Vigilância entomológica e DTU *T. cruzi*.

## ABSTRACT

*Triatoma sordida*, a potential vector of the parasite that causes Chagas disease, is widely found in the Brazilian Cerrado. Recognized for its tendency to adapt to the home and surroundings in abundance, it can feed on different vertebrate hosts. Although with low rates of *Trypanosoma cruzi* infection and association with birds known to be refractory to the parasite, infected specimens have been reported in the peridomicile and home, suggesting a relationship with wild reservoirs. With the increase of anthropic actions on natural environments, the risk of vector transmission of Chagas disease with the participation of *T. sordida* is questioned. We present an ecological approach, under different aspects, of the natural infection by *T. cruzi* in specimens collected in rural areas of two municipalities in the Southeast of Tocantins, Northern Brazil, discussing issues that continue to be portrayed in the state and in different regions of the country, and which may currently be underestimated with the increase in environmental degradation of the Brazilian Cerrado. The prevalence of infection by *T. cruzi* I recorded in *T. sordida* collected in peridomiciles of Tocantins consolidates its participation in the inclusion of people in the wild cycle of the parasite and demonstrates the risk of this species, even when found in chicken coops, in new cycles of vector transmission. This reality, given the increase in environmental degradations in the Brazilian Cerrado, may be directly influencing transmission cycles, emphasizing the importance of continued entomological surveillance in the peridomicile, monitoring of the parasite transmission cycles and health education actions in endemic areas, including actions agreed with the communities.

**Keywords:** Triatomine ecology, Entomological surveillance and DTU *T. cruzi*.

## 1. INTRODUÇÃO

*Triatoma sordida* (Stål, 1859) (Hemiptera, Triatominae) habita ninhos de pássaros e/ou ocos ou cascas de árvores secas como ecótopos naturais (BARRETTO et al., 1968; FORATTINI et al., 1971a). Esta espécie ocorre em ampla distribuição geográfica no Brasil, mantendo sempre a estreita associação com áreas de matar ciliar, sendo mais encontrada no corredor de dispersão Caatinga, Cerrado e do Gran Chaco, incluindo também países latino-americanos como a Bolívia e Paraguai (LENT; WYGODZINSKY, 1979; FORATTINI et al., 1980; GURGEL-GONÇALVES et al., 2012). Estudos morfológicos, genéticos e citogenéticos conduzido por Panzera et al. (2015), Pita et al. (2016) e Nattero et al. (2017) entre outros, serviram como base para constatar que as populações de *T. sordida* do território Argentino pertencem a um novo táxon denominado *Triatoma rosai* Alevi et al., 2020, que apresenta características afins a *T. sordida sensu stricto* (ALEVI et al., 2020).

A magnitude dos impactos decorrentes das alterações antrópicas aos ambientes naturais se constitui em importantes questões sobre a ecologia de *T. sordida*, em especial na sua atuação no ciclo de transmissão da doença de Chagas (DC), pois favorecem a aproximação tanto dos reservatórios naturais do parasito *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) quanto dos insetos infectados, aos ambientes de peridomicílio e intradomicílio (FORATTINI, 1980).

Pesquisas tem demonstrado o aumento das ações antrópicas sobre os ambientes naturais (como o desmatamento), inclusive em áreas de proteção ambiental e de povos indígenas e em áreas para agricultura e extrativismo, assim como para atividades de mineração em biomas brasileiros como o Cerrado (GARNETT et al., 2018; RAJÃO et al., 2020; SOUZA et al., 2020). Estas ações podem acarretar em significativas mudanças nos ciclos vitais tanto dos reservatórios naturais de *T. cruzi* quanto dos triatomíneos, aumentando o risco de transmissão vetorial da DC, da mesma forma os fatores naturais, como as queimadas e as alterações climáticas, têm sido significativas nos últimos anos no bioma Cerrado (JESUS et al., 2020).

Atualmente, estima-se que seis a oito milhões de pessoas estejam infectadas por *T. cruzi* em todo o mundo, com o maior número de casos na América Latina, onde a DC é endêmica em 21 países com, aproximadamente, seis milhões de pessoas afetadas, incidência anual de 30 mil novos casos e uma média de 12.000 mortes anuais (WHO, 2020). No Brasil, estima-se que o número de pessoas infectadas esteja em torno de 4,6 milhões, conforme a Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS, 2020).

Diante desta realidade, ações de vigilância e controle da transmissão vetorial da doença tornam-se essenciais para evitar o surgimento de novos casos da doença no Brasil, especialmente em zonas endêmicas, regiões muitas vezes negligenciadas para as quais são indicadas ações preventivas em saúde pública (Teves et al, 2019).

Inquéritos entomológicos do Ministério da Saúde do Brasil têm demonstrado a importância epidemiológica de *T. sordida* ao longo dos anos, com um alto índice de coleta e infestação de domicílios, especialmente no domínio do Cerrado, com dispersão para áreas onde se efetuou o controle da infestação domiciliar para a espécie alóctone *Triatoma infestans* (Klug, 1834). Contudo, mesmo *T. sordida* sendo a espécie mais densamente coletada em áreas de peridomicílio, constatou-se uma limitada capacidade vetorial, possivelmente relacionada ao reconhecido comportamento ornitófilico da espécie, resultando em baixas taxas ou ausência de infecção por *T. cruzi* e aos poucos registros de colonização no intradomicílio (SILVEIRA; MARTINS, 2014; SVS/MS, 2019). Esta invasão e

infestação vêm sendo relatadas na região Central do Brasil (FORATTINI et al., 1982) e nos estados de São Paulo (FORATTINI et al., 1971a, b; SILISTINO-SOUZA et al., 2013; ALEVI et al., 2015; CERETTI-JUNIOR et al., 2018), Mato Grosso do Sul (ALMEIDA et al., 2008; COMINETTI et al., 2014), Minas Gerais (DIOTAIUTI et al., 1993; 1995a, b; 1998; PAULA et al., 2010; VIANNA et al., 2017), Acre (RAMOS et al., 2018), Bahia (PIRES et al., 1999; RIBEIRO et al., 2014; MENDONÇA et al., 2015; RIBEIRO JR et al., 2019), Pernambuco (SILVA et al., 2012), Goiás (MELLO et al., 1981; OLIVEIRA; SILVA, 2007; ROSSI et al., 2015; MINUZZI-SOUZA et al., 2017; 2018), Distrito Federal (MAEDA et al., 2012), Piauí (MENDES-SOUZA et al., 2020; SANTOS et al., 2020) e Tocantins (BRITO et al., 2017).

Em 2006, no estado brasileiro do Tocantins (TO), localizado em área de transição entre os biomas Amazônia e Cerrado, municípios da região Sudeste foram classificados, a partir de indicadores de morbidade, entomológicos e ambientais, com alto grau de risco para a transmissão vetorial da DC (OLIVEIRA et al., 2008). Nesse Estado, a espécie *T. sordida* foi a mais registrada colonizando o domicílio, contudo com baixo índice de infecção natural por *T. cruzi* (BRITO et al., 2017).

O protozoário *T. cruzi* apresenta uma diversidade gênica, atualmente, estruturada em sete linhagens, também chamadas de unidade de tipagem (DTU), que vão de TCI a TCVI e Tcbat, sendo estas resultantes das interações com uma ampla variedade de hospedeiros vertebrados e de triatomíneos (ZINGALES et al., 2012; LIMA et al., 2014). A caracterização molecular do parasito é recomendada em ações de vigilância entomológica e pode auxiliar no entendimento da ecoepidemiologia da doença, além de permitir associação com as formas clínicas de casos da doença e entendimento da patogênese (PAHO/WHO, 2018).

Diante da presença constante dos triatomíneos no peri e intradomicílio e do risco de infecção natural por *T. cruzi*, este trabalho visa realizar uma abordagem ecológica e genotípica da infecção natural por *T. cruzi* em espécimes de *T. sordida* coletados em áreas dos municípios de Lavandeira e Combinado no estado do TO, Brasil.

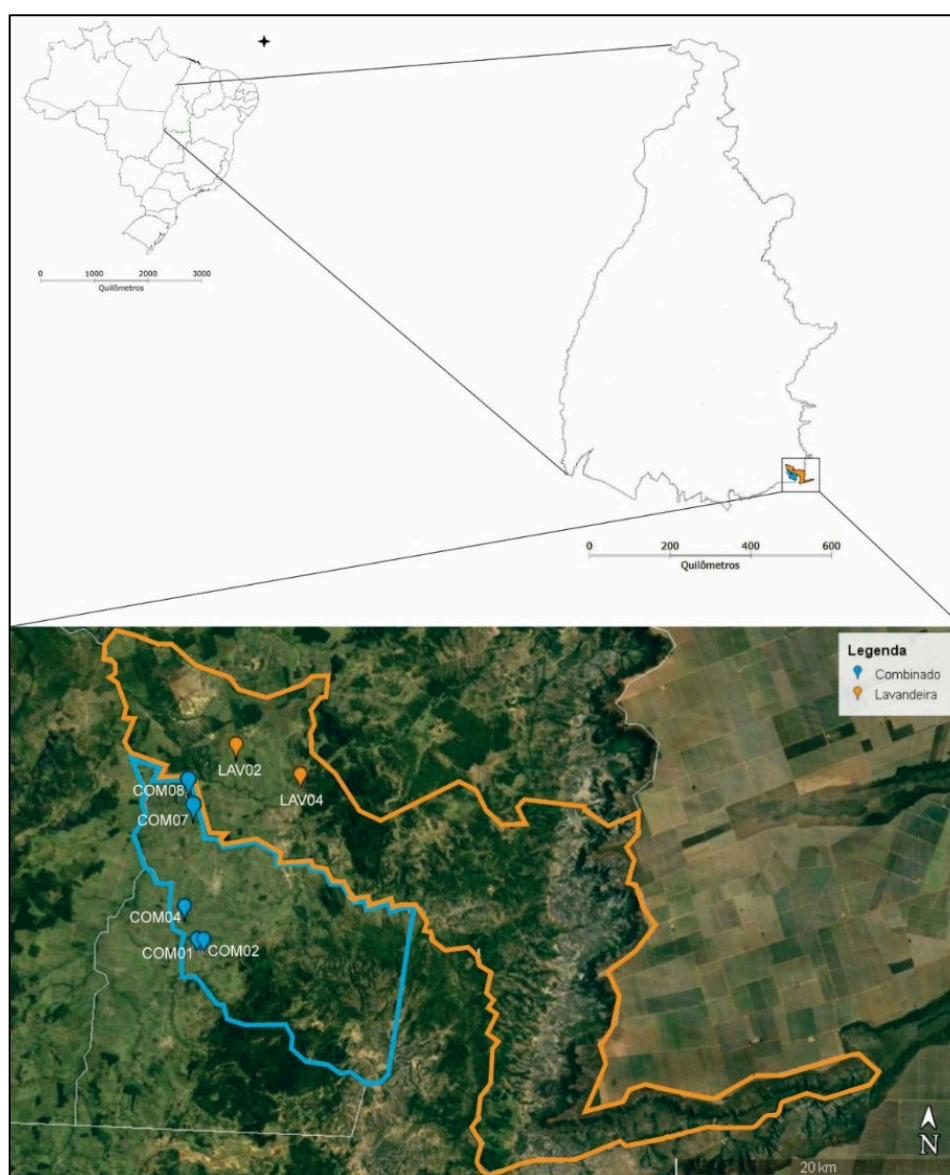
## 2. MATERIAL E MÉTODOS

Equipes de pesquisa do Laboratório Interdisciplinar de Vigilância Entomológica em Díptera e Hemiptera do Instituto Oswaldo Cruz/FIOCRUZ, em parceria com a Secretaria de Saúde do TO, realizaram buscas ativas de triatomíneos, em áreas dos municípios de Lavandeira e Combinado, situados no Sudeste do estado do TO, durante três períodos

chuvosos, em três anos consecutivos e concomitantemente, quando foram repertoriados os ambientes: silvestre, de peri e intradomicílio (Lic. SISBIO 43393-1) (Figura 1 e 2; Tabela 1).

Os insetos coletados foram identificados com base nos critérios taxonômicos de Lent e Wygodzinsky (1979) e a pesquisa de infecção por *T. cruzi* foi realizada pelo exame direto das fezes por microscopia óptica (MO) (400x).

A análise estatística descritiva possibilitou relacionar as fases de desenvolvimento, localidade e ecótopos de origem, o número de espécimes total e a prevalência de infecção por *T. cruzi*. Os resultados foram informados a Secretaria de Saúde do TO para inserção no banco de dados e monitoramento.



**Figura 1.** Área de estudo com a localização do estado brasileiro do Tocantins, os respectivos municípios (laranja e azul) e pontos de coleta.



**Figura 2.** Ecótopos de peridomicílio pesquisados por busca ativa onde foram coletados *Triatoma sordida*, nos municípios de Lavandeira e Combinado, Estado de Tocantins, Brasil.

Os isolados foram cultivados em meio NNN (Neal, Mc Novy & Nicolle) com LIT (Liver Infusion Tryptose) acrescido de 20% de soro fetal bovino, penicilina e antifúngico para isolamento dos parasitos e criopreservadas em nitrogênio líquido. Posteriormente, foi obtida massa de parasitos para extração de DNA, pelo método fenol/clorofórmio (SAMBROOK et al., 1989) e genotipagem, por amplificação e análise de três regiões gênicas: subunidade 2 da enzima mitocondrial citocromo oxidase (COII) seguida de digestão por Alu I; domínio divergente D7 do gene rRNA 24S alfa e região intergênica (SL-IR) de acordo com Martins et al. (2015). Os produtos das PCRs e da digestão foram analisados em géis de acrilamida a 6%, corados com Brometo de Etídio.

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Um total de 142 espécimes de *T. sordida* foi coletado em ambientes silvestre, de peridomicílio e intradomicílio, sendo 32 no município de Lavandeira e 110 em Combinado (Tabela 1). A maior taxa de infecção por *T. cruzi* foi encontrada em Lavandeira (LAV02) (12



de 30 ninfas, representando 40% do total de insetos coletados nesta localidade) onde os espécimes foram coletados em galinheiro (Tabela 1).

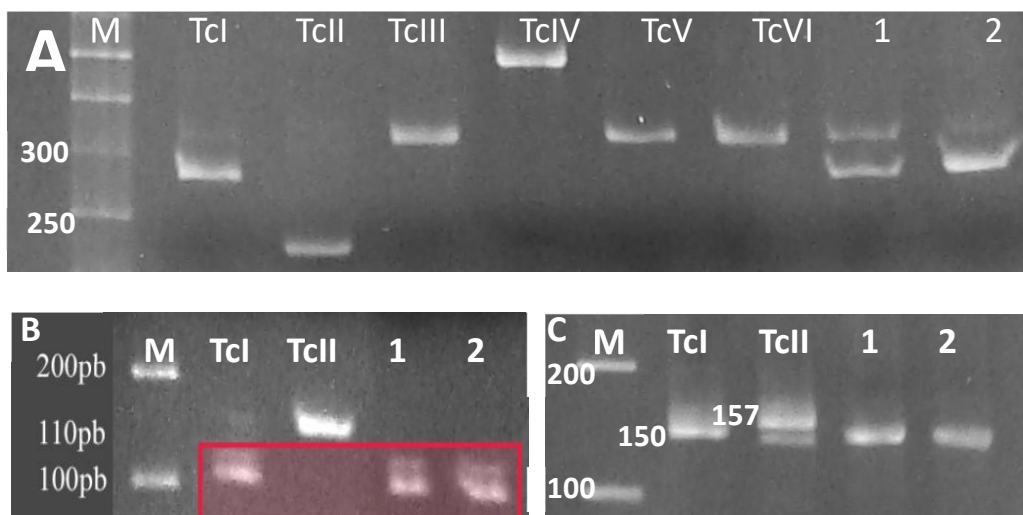
No peridomicílio do município de Combinado foram explorados amontoados de tijolos, paiol e chiqueiro, onde os espécimes encontrados não estavam infectados pelo parasito (Tabela 1). Contudo, foram encontradas ninfas infectadas em outros três ambientes, sendo dois galinheiros (uma ninfa em cada) e um forno bem próximo ao domicílio (duas ninfas) (Tabela 1). Além disso, uma ninfa foi encontrada infectada em casa abandonada, porém utilizada para criação de perdizes e um espécime macho foi encontrado no intradomicílio, em região próxima, entretanto a condição da amostra não permitiu realizar a pesquisa de infecção (Tabela 1).

**Tabela 1.** *Triatoma sordida* coletados por ponto de coleta, ambientes explorados, número de insetos infectados com *T. cruzi* e genótipo de cepas, nos municípios de Lavandeira e Combinado, Tocantins, Brasil, em três períodos chuvosos durante três anos consecutivos.

Expedição	Município	Ponto de coleta	Ambiente	Insetos coletados / Positivos com <i>T. cruzi</i>						DTU	
				N2	N3	N4	N5	Fêmea	Macho		Total/Infectados
1º ano (Mês de Novembro)	Lavandeira	LAV02	Peridomicílio <sup>A</sup>	1	03 (01)	4	22 (11)	-	-	30 (12)	TCI*
	Combinado	COM01	Peridomicílio <sup>B</sup>	1	6	5	3	-	1	16	-
		COM02	Peridomicílio <sup>C</sup>	-	-	-	1	2	-	3	-
		COM04	Peridomicílio <sup>D</sup>	-	-	-	-	1	-	1	-
			Peridomicílio <sup>E</sup>	02**	-	01**	02 (01)	1	-	06 (01)	TCI*
2º ano (Mês de Fevereiro)	Lavandeira	LAV02	Peridomicílio <sup>A</sup>	-	-	01(01)	-	-	-	01(01)	-
	Combinado	COM01	Intradomicílio <sup>F</sup>	-	-	-	-	-	01**	1	-
			Peridomicílio <sup>A</sup>	-	-	-	02 (01)	-	-	02(01)	-
		COM04	Peridomicílio <sup>B</sup>	-	-	1	19	1	3	24	-
			Peridomicílio <sup>E</sup>	2	2	2	23 (01)	-	-	29(01)	-
Peridomicílio <sup>C</sup>	-	-	-	1	-	-	1	-			
3º ano (Mês de Março)	Lavandeira	LAV04	Peridomicílio <sup>A</sup>	-	-	-	-	-	1	1	-
	Combinado	COM07	Peridomicílio <sup>G</sup>	1	1	-	13(01)	6	2	23(01)	-
		COM08	Peridomicílio <sup>H</sup>	-	-	01(01)	-	-	-	01(01)	-
			Silvestre <sup>I</sup>	1	1	-	1	-	-	3	-

Ambientes explorados: A – Galinheiro; B – Tijolos; C – Paiol; D – Chiqueiro; E – Forno; F – Quarto/Cama; G – Casa abandonada com criação de perdizes; H – Oco de Árvore; I – Sob casca de Árvore; \*Isolados obtidos de ninfa de 5º estágio; \*\*Condição das amostras não permitiu a pesquisa por *T. cruzi*.

Devido a condição das amostras, foram obtidos apenas dois isolados dos espécimes infectados, denominados COM04–01 e LAV02–08, e genotipados como DTU *T. cruzi* I. Ambos apresentaram um perfil de bandas compatível ao controle TCI para amplificação de COII, 110pb na amplificação do gene 24S alfa e de 150 pb para o fragmento de gene SL-IR (Figura 3).



**Figura 3.** Genotipagem das amostras de *T. cruzi* isoladas de *T. sordida* coletadas em peridomicílio nos municípios de Lavandeiras (LAV02–08) e Combinado (COM04–01), estado do Tocantins, Brasil.

A – Produtos de amplificação de COII seguido de digestão com a enzima *AluI*. B - Amplificação do gene 24S alfa. C – Amplificação de SL-IR. M – Padrão de peso molecular (100pb); TcI, TcII, TcIII, TcIV, TcV, TcVI – controles; 1 e 2 – amostras: 1 - LAV02–08; 2 - COM04–01.

O registro de espécimes de *T. sordida* no domicílio documentado neste trabalho, contrapõe estudos anteriores que concluíram que a espécie apresenta baixo potencial de invasão ao domicílio geralmente associado a característica ornitofílica da espécie (SILVEIRA et al., 1984; SILVEIRA et al., 1993). Contudo, corrobora os dados registrados para o estado do TO, onde, no período de 2004 a 2006, a espécie foi apontada como preferencialmente colonizadora, embora uma queda na taxa de infecção por *T. cruzi* tenha sugerido nesse período pelo sucesso das ações de controle vetorial (OLIVEIRA et al., 2008). Esse comportamento eclético da espécie também pôde ser observado em áreas urbanas do Distrito Federal e São Paulo e ressalta a importância epidemiológica da espécie apesar da tendência ornitofílica (MAEDA et al., 2012; CERRETTI-JUNIOR et al., 2018).

Brito et al. (2017) consideraram o período de 2005 a 2013, o de maior relato da espécie em ambientes de intra e peridomicílio no TO, contudo apresentando baixa infecção por *T. cruzi*.

A nossa pesquisa evidencia dois alertas para os programas de vigilância entomológica no controle da DC: o encontro de infecção natural por *T. cruzi* I em ninfas de *T. sordida* que coabitam com galinhas em ambiente de peridomicílio no município de Lavandeira, assim como em outros ecótopos no peridomicílio de Combinado, sinalizando o potencial da espécie de manter o contato com o ciclo silvestre do parasito, seja pelo fluxo dos triatomíneos adultos entre os ambientes ou no caso de ninfas e adultos pelo contato com

animais domésticos ou animais reservatórios infectados que transitem nas áreas (DIOTAIUTI et al., 2008).

Dessa forma, os resultados apresentados, embora pontuais, corroboram a reconhecida capacidade de adaptação de *T. sordida* em ambientes relacionados ao peridomicílio, e a sua característica ornitofílica, onde o galinheiro se mostrou como um abrigo favorável à manutenção dos insetos próximo aos domicílios, conforme relatado em estudos sobre a adaptação da espécie em galinheiros experimentais (FORATTINI et al., 1975). Contudo, a taxa de infecção encontrada pode representar características locais que estejam permitindo o contato de ninfas e adultos dos triatomíneos com animais silvestres ou domésticos infectados com *T. cruzi* (demonstrando que a alimentação desses insetos não está sendo restrita às aves), ou ser característica da proximidade dos anexos com o ambiente silvestre de onde os insetos, no caso dos adultos, estariam se dispersando.

A dispersão de *T. sordida* para o peridomicílio pode ocorrer de forma passiva, pelo transporte em madeira ou por animais que transitam entre os ambientes, ou ativamente quando o inseto busca fontes de alimento e abrigo, possivelmente escassos em seus ecótopos naturais (FORATTINI et al., 1971b). Os resultados aqui obtidos podem estar relacionados aos dois tipos de dispersão, contudo a proximidade com o ambiente silvestre pode estar potencializando esta movimentação, tanto dos animais vertebrados quanto dos insetos adultos fomentando o risco de colonização domiciliar, observada em um dos pontos explorados.

Fatores ambientais, como as alterações climáticas e ações antrópicas de uso da terra, podem influenciar diretamente no microclima dos biótopos naturais dos triatomíneos e nas possíveis fontes alimentares, assim como potencializar essa dispersão entre os ambientes, aumentando o risco de chegada ao peri e intradomicílio (BRITO et al., 2017; EBERHARD et al., 2020).

Regiões do bioma Cerrado têm apresentado alterações no comportamento da biocenose oriundas da ação dos fatores climáticos. O processo de desertificação nessas áreas poderia estar promovendo a expansão da distribuição geográfica de espécies já bem estabelecidas ao bioma da Caatinga como *Triatoma pseudomaculata* Corrêa & Espínola, 1964, possibilitando o surgimento de zonas de simpatria entre espécies (GORLA et al., 2021). Segundo a nossa experiência de campo no TO, devem ser considerados nas ações de vigilância entomológica os aspectos ecológicos, sociais e as políticas públicas em vigilância frente essas alterações ambientais.

Da mesma forma, outro fator importante que poderia estar contribuindo para os processos de dispersão e as mudanças no ambiente natural das áreas de estudo (e, conseqüentemente, na dinâmica de dispersão de *T. sordida*) são as queimadas que, de acordo com Jesus et al. (2020), tem ocorrido em alta incidência no Cerrado nos últimos anos, incluindo o estado do TO, onde ocorrem tanto naturalmente, devido ao clima seco característico da região, quanto para fins de exploração agropecuária.

O risco da manutenção da participação de *T. sordida* no ciclo do parasito *T. cruzi* no peridomicílio, com características semelhantes às observadas em Tocantins, foi demonstrado no Sudeste da Bahia, onde ocorreu um surto da DC chamando atenção para a importância desta espécie mesmo diante do controle de *T. infestans* (DIAS et al., 2008).

A permanência da infestação nos três anos de estudo, mesmo com as medidas de controle vetorial preconizadas para áreas endêmicas, reforça o risco da presença desta espécie em áreas de transição entre o ambiente silvestre e domicílio, que pode acarretar na formação de novos focos de transmissão vetorial da DC. Pires et al. (1999) investigaram a reinfestação por *T. sordida* no intra e peridomicílio por quatro anos após a borrifação de unidades domiciliares infestadas em Serra do Ramalho, Bahia, Brasil, apresentando, paralelamente, a importância do conhecimento da ecologia da espécie e exploração do peridomicílio para redução da capacidade de recolonização e estabelecimento de medidas de controle e vigilância.

Uma das proposta para reduzir a infestação desses insetos vetores foi apresentada por Dantas et al. (2018) ao estudarem a movimentação de *T. sordida* em áreas de transição. Os autores sugerem evitar a construção de anexos próximo ao ambiente silvestre, a partir da hipótese de que quanto maior a distância entre os três ambientes (silvestre, peridomicílio e domicílio), menor a probabilidade de colonização doméstica. Nas áreas rurais trabalhadas no TO, observou-se a necessidade de cuidadosas ações periódicas e conjuntas de educação em saúde, uma vez que as estratégias de controle podem envolver práticas de manejo ambiental e mudança de hábitos culturais, o que requer entendimento e participação conjunta da comunidade local (GONÇALVES et al., 2010). Da mesma forma, Sanmartino et al. (2021) reforçam a importância das iniciativas de informação, educação e comunicação para os programas de controle e ressaltam a importância de se considerar e respeitar os complexos contextos sociais e culturais, políticos, epidemiológicos e biomédicos onde a DC persiste.

Da mesma forma, as práticas antrópicas exploradas nas áreas de estudo, como a construção de forno, o acúmulo de madeiras (paiol) e tijolos, assim como a criação de animais no entorno dos domicílios (galinheiros e chiqueiros), podem ter levado a condições

favoráveis à colonização de triatomíneos vindos do ambiente silvestre para uma área de transição e contribuíram para o risco de domiciliação, característico da espécie. Esta realidade comum em áreas rurais foi também apresentada por Rossi et al. (2015) que estudaram a importância destes fatores estruturais (construções de anexos e uso do peridomicílio) e dos fatores bióticos (a criação de animais) para a ocorrência de *T. sordida* no peridomicílio, bem como de ações de manejo ambiental nestas áreas normalmente não contempladas pelas ações de controle químico de eliminação dos insetos.

O fator luz dos domicílios na atração e direção dos insetos para invasão domiciliar também deve ser considerado nas áreas de estudo mediante a proximidade com o ambiente silvestre, conforme apresentado por Carbajal de la Fuente et al. (2007) em estudo do comportamento de outras espécies de *Triatoma* Laporte, 1832, candidatas a vetores do agente etiológico *T. cruzi* como *T. sordida*, em ambientes silvestres.

Por consequência, diante da peculiar dificuldade de encontro destes insetos pelo método de busca ativa (“agulha no palheiro”), as baixas taxas de infecção natural por *T. cruzi*, geralmente encontradas em pesquisas envolvendo *T. sordida*, muitas vezes também podem estar subestimadas, além dos fatores limitantes relativos a utilização do método de detecção direta do parasito por MO, geralmente utilizado pelas secretarias de saúde e por muitos anos adotados nas pesquisas com triatomíneos. Recentemente, Gonzalez-Britez et al. (2021) analisaram a taxa de infecção de *T. sordida* do Paraguai, tanto por MO como por PCR, e observaram maior taxa de infecção por PCR, confirmando a importância dos estudos moleculares para avaliar as taxas de infecção por *T. cruzi* em *T. sordida*.

O baixo índice de infecção natural encontrado neste trabalho para *T. sordida* coletados no peridomicílio, envolvendo os fatores estruturais e bióticos aqui discutidos, e que foram analisados pelos mesmos métodos de coleta e detecção de *T. cruzi*, corrobora as pesquisas envolvendo vigilância entomológica na Bahia (RIBEIRO et al., 2014; MENDONÇA et al., 2015), no Mato Grosso do Sul (ALMEIDA et al., 2008), no Noroeste e Oeste de São Paulo (SILISTINO-SOUZA et al., 2013; ALEVI et al., 2015) e em áreas do bioma Amazônico (RAMOS et al., 2018). Desta forma, embora os índices de infecção sejam baixos, uma abordagem conjunta dos fatores ambientais, demográficos, socioeconômicos e ações antropogênicas podem contribuir positivamente para a problemática envolvendo *T. sordida*, conforme apresentado por Vinhaes et al. (2014) em estudo da vulnerabilidade da transmissão da DC por triatomíneos domiciliados.

Assim, a abordagem ecológica da infecção natural por *T. cruzi* em *T. sordida* nos municípios de Lavandeira e Combinado, no Tocantins, vem contribuir com recomendações,

a partir das observações de campo e dados da literatura dos últimos anos, para ressaltar a importância epidemiológica da espécie, para a qual ações de vigilância devem ser pactuadas e mantidas pelas secretarias de saúde dos municípios com os aportes necessários para pesquisas continuadas (BRITO et al., 2017; TEVES et al., 2019).

O encontro do genótipo *T. cruzi* I nas áreas estudadas aponta o possível contato dos triatomíneos com o ciclo silvestre do parasito, pela possível associação com uma variedade de animais reservatórios, não repertoriado nessas expedições, contudo já demonstrado em estudos científicos de Lima et al. (2014; 2015) e Jansen et al. (2015). Ressalta-se a importância deste achado como um risco para a transmissão vetorial da DC, conforme já demonstrado em pesquisas anteriores em outras localidades no bioma Cerrado, que apresentaram registros de casos agudos da doença associados a linhagem TCI e a presença da espécie *T. sordida* próxima as áreas dos casos reportados (VALENTE et al., 2009).

Nesse sentido, o ecletismo (tanto de ambientes quanto de fontes alimentares) já demonstrado para *T. sordida*, permite que esse triatomíneo realize o repasto sanguíneo em uma variedade de hospedeiros, inclusive em animais que sabidamente são reservatórios silvestres do parasito, o que pode explicar a taxa de infecção observada neste trabalho. Estudos futuros de pesquisa da fonte alimentar poderão confirmar a relação entre os ciclos silvestre e domiciliar do parasito nas áreas estudadas, assim como mostrar quais animais estariam relacionados ao ciclo de TCI nos municípios de Lavandeira e Combinado - TO.

A infecção natural de triatomíneos por TCI já havia sido registrada em *T. sordida* no Mato Grosso do Sul (COMINETTI et al., 2014). Outras espécies de triatomíneos, também capturadas em áreas urbanas próximas ao ambiente silvestre apresentaram o TCI (CARRASCO et al., 2014; TEVES et al., 2019). Desta forma, chama-se a atenção ao cenário epidemiológico da DC envolvendo o TCI, especialmente em áreas de Cerrado como a estudada neste trabalho, e em regiões cujas pressões ambientais e antrópicas, aqui já apresentadas, podem aproximar o ciclo silvestre do parasito ao homem gerando novos casos da doença.

#### 4. CONCLUSÃO

Frente ao cenário discutido, a associação de ações de vigilância entomológica com as notificações de casos agudos e crônicos da doença, medida atualmente compulsória,

poderá ser uma ferramenta importante para o entendimento da epidemiologia da doença nos próximos anos, permitindo, inclusive, elucidar a possível participação das espécies autóctones, como *T. sordida*, na epidemiologia da DC.

Neste sentido, o entendimento de aspectos ecológicos da espécie, incluindo a caracterização genotípica de isolados de *T. cruzi* encontrados, chama atenção para a necessidade do estabelecimento de novas estratégias de monitoramento e controle, incluindo ações de manejo ambiental em ambientes rurais, utilização de novas metodologias de vigilância, como a exploração do peridomicílio de forma combinada com mais de um método para a pesquisa de *T. cruzi* em triatomíneos e animais sentinelas, como cães, gatos, porcos, assim como a constância destas ações associadas com as comunidades, mediante a educação em saúde, envolvendo também os profissionais das secretarias de saúde.

## 5. AGRADECIMENTO

À Anália Celencina Fagundes Gomes, Secretaria de Estado da Saúde do Tocantins (SES-TO) pelo apoio logístico.

## 6. REFERÊNCIAS

ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; BITTINELLI, I.F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A New Species of Argentinian Chagas Disease Vector Described Based on Integrative Taxonomy. **Insects**, v. 11, p. 1-24, 2020.

ALEVI, K.C.C.; RODAS, L.A.C.; TARTAROTTI, E.; AZEREDO-OLIVEIRA, M.T.V.; GUIRADO, M.M. Entoepidemiology of Chagas disease in the Western region of the State of São Paulo from 2004 to 2008, and cytogenetic analysis in *Rhodnius neglectus* (Hemiptera, Triatominae). **Gen Mol Res**, v. 14, n. 2, p. 577-5784, 2015.

ALMEIDA, P.S.; JÚNIOR, W.C.; OBARA, M.T.; SANTOS, H.R.; BARATA, J.M.S.; 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**, v. 41, n. 4, p. 374-380, 2008.

BRASIL. Ministério Da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Doença de Chagas: 14 de abril – Dia Mundial. **Bol Epidemiol**, v. 51, n. esp., p. 1-43, 2020.

BRITO, R.N.; GORLA, D.E.; DIOTAIUTI, L.; GOMES, A.C.F.; SOUZA, R.C.M.; ABAD-FRANCH, F. Drivers of house invasion by sylvatic Chagas disease vectors in the Amazon-Cerrado transition: a multi-year, state-wide assessment of municipality-aggregated surveillance data. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 11, p. e0006035, 2017.

CARBAJAL DE LA FUENTE, A.L.; MINOLI, S.A.; LOPES, A.M.; NOIREAU, F.; LAZZARI, C.R.; LORENZO, M.G. Flight dispersal of the Chagas disease vectors *Triatoma brasiliensis* and *Triatoma pseudomaculata* in northeastern Brazil. **Acta Tropica**, v. 101, p. 115-119, 2007.

CARRASCO, H.J.; SEGOVIA, M.; LONDOÑO, J.C.; ORTEGOZA, J.; RODRÍGUEZ, M.; MARTÍNEZ, C.E. *Panstrongylus geniculatus* and four other species of triatomine bug involved in the *Trypanosoma cruzi* enzootic cycle: high risk factors for Chagas' disease transmission in the Metropolitan District of Caracas, Venezuela. **Parasit Vectors**, v. 7, p. e602, 2014

CHAGAS, C. Nova tripanozomíase humana. Estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo de *Schizotrypanum cruzi* n. gen., n. sp. agente etiológico de nova entidade mórbida do homem. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 1, p. 159-218, 1909.

COMINETTI, M.C.; CSORDAS, B.G.; CUNHA, R.C.; ANDREOTTI, R. Geographical distribution of *Trypanosoma cruzi* in triatomine vectors in the State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 47, n. 6, p. 747-755, 2014.

DANTAS, E.S.; GURGEL-GONÇALVES, R.; VILLELA, D.A.M.; MONTEIRO, F.A.; MACIEL-DE-FREITAS, R. Should I stay or should I go? Movement of adult *Triatoma sordida* within the peridomestic area of typical Brazilian Cerrado rural house hold. **Parasit Vectors**, v. 11, n. 1, p. 14, 2018.

DIAS, J.D.; BASTOS, C.; ARAÚJO, E.; MASCARENHAS, A.V.; NETTO, E.M.; GRASSI, F.; et al. et al, 2008. Acute Chagas disease outbreak associated with oral transmission. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 41, p. 296-300, 2008.

DIOTAIUTI, L.; AZEREDO, B.V.M.; BUSEK, S.C.U.; FERNANDES, A.J. Controle do *Triatoma sordida* no peridomicílio rural do município de Porteirinha, Minas Gerais, Brasil. **Rev Panam Salud Publica**, v. 3, n. 1, p. 21-25, 1998.

DIOTAIUTI, L.; LOIOLA, C.F.; FALCÃO, P.L.; DIAS, J.C.P. The ecology of *Triatoma sordida* in natural environments in two different regions of the state of Minas Gerais, Brazil. **Rev Inst Med Trop Sao Paulo**, v. 35, n. 3, p. 237-245, 1993.

DIOTAIUTI, L.; PAULA, O.R.; FALCÃO, P.L.; DIAS, J.C.P. Avaliação do programa de controle vetorial da doença de Chagas em Minas Gerais, Brasil, com referência ao *Triatoma sordida*. **Bol Oficina Sanit Panam**, v. 118, p. 211-219, 1995.

DIOTAIUTI, L.; PEREIRA, A.S.; LOIOLA, C.F.; FERNANDES, A.J.; SCHOFIELD, J.C.; DUJARDIN, J.P.; et al. Inter-relation of sylvatic and domestic transmission of *Trypanosoma cruzi* in areas with and without domestic vectorial transmission in Minas Gerais, Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 90, p. 443-448, 1995.

DIOTAIUTI, L.; SANTOS, M.A.; SANTOS, J. **Triatomíneos**. Belo Horizonte: CPqRR, Fiocruz, 2008.

EBERHARD, F.E.; CUNZE, S.; KOCHMANN, J.; KLIMPE, S. Modelling the climatic suitability of Chagas disease vectors on global scale. **Elife**, v. 6, n. 9, p. e52072, 2020.



- FORATTINI, O.P. Aspectos ecológicos da Tripanossomíase americana. III – Dispersão local de triatomíneos, com especial referência ao *Triatoma sordida*. **Rev Saúde Pública**, v. 5, p. 193-205, 1971.
- FORATTINI, O.P. Biogeografia, origem e distribuição da domiciliação de triatomíneos no Brasil. **Rev Saúde Pública**, v. 14, p. 265-299, 1980.
- FORATTINI, O.P.; FERREIRA, A.O.; SILVA, E.O.R.; RABELLO, E.X. Aspectos ecológicos da tripanossomíase americana. VII - Permanência e mobilidade do *Triatoma sordida* em relação aos ecótopos artificiais. **Rev Saúde Publ**, v. 9, p. 467-476, 1975.
- FORATTINI, O.P.; FERREIRA, A.O.; SILVA, E.O.R.; RABELLO, E.X.; SANTOS, J.L. Aspectos ecológicos da tripanossomíase americana. II - Distribuição e dispersão local de triatomíneos em ecótopos naturais e artificiais. **Rev Saúde Publ**, v. 5, p. 163-191, 1971.
- GARNETT, S.T.; BURGESS, N.D.; FA, J.E.; FERNÁNDEZ-LLAMAZARES, A.; MOLNÁR, Z.; ROBINSON, C.J.; et al. A spatial overview of the global importance of Indigenous lands for conservation. **Nat Sustain**, v. 1, p. 369–374, 2018.
- GONÇALVES, T.C.M.; LOPES, C.M.; SANTOS-MALLET, J.R.; GOMES, A.C.F.; MODENA, C.M.; SCHALL, V.T. Ações integradas de educação e saúde na prevenção da Doença de Chagas no Estado do Tocantins. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 43, n. sup.II, p. 48-49, 2010.
- GONZALEZ-BRITEZ, N.E.; ALEVI, K.C.C.; GARCIA, A.C.C.; PURROY, E.M.; GALVÃO, C.; CARRASCO, H.J. Chagas Disease Vectors of Paraguay: Entomoepidemiological Aspects of *Triatoma sordida* (Stål, 1859) and Development of an Identification Key for Paraguayan Triatomines Based on Cytogenetics Data. **Am J Trop Med Hyg**, v. 105, p. 130-133, 2021.
- GORLA, D.E.; XIAO-NONG, Z.; DIOTAIUTI, L.; KHOA, P.T.; WALECKX, E.; SOUZA, R.C.M.; et al. Different profiles and epidemiological scenarios: past, present and future. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 116, p. e200 409, 2021.
- GURGEL-GONÇALVES, R.; GALVÃO, C.; COSTA, J.; PETERSON, A.T. Geographic distribution of Chagas disease vectors in Brazil based on ecological niche modeling. **J Trop Med**, v. 2012, p. 1-15, 2012.
- JANSEN, A.M.; XAVIER, S.C.C.; ROQUE, A.L.R. The multiple and complex and changeable scenarios of the *Trypanosoma cruzi* transmission cycle in the sylvatic environment. **Acta Trop**, v. 151, p. 1-15, 2015.
- JESUS, J.B.; ROSA, C.N.; BARRETO, I.C.D.; FERNANDES, M.M. Análise da incidência temporal, espacial e tendência de fogo nos Biomas e unidades de conservação do Brasil. **Cienc. Florest.**, v. 30, n. 1, p. 176-191, 2020.
- LENT, H.; WYGODZINSKY, P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significance as vectors of Chagas disease. **Bul Amer Mus Nat Hist**, v. 163, p. 520-529, 1979.
- LIMA V.S.; JANSEN, A.M.; MESSENGER, L.A.; MILES, M.A.; LLEWELLYN, M.S. Wild *Trypanosoma cruzi* genetic diversity in Brazil suggests admixture and disturbance in parasite populations from the Atlantic Forest region. **Parasit Vectors**, v. 7, p. e263, 2014.
- LIMA, L.; ESPINOSA-ÁLVAREZ, O.; ORTIZ, P.A.; TREJO-VARÓN, J.A.; CARRANZA, J.C.; PINTO, C.M.; et al. Genetic diversity of *Trypanosoma cruzi* in bats, and multilocus phylogenetic and phylogeographical analyses supporting Tcbat as an independent DTU (discrete typing unit). **Acta Trop**, p. 151, p. 166-177, 2015.

MAEDA, M.H.; KNOX, M.B.; GURGEL – GONÇALVES, R. Occurrence of sinantropic triatomines (Hemiptera: Reduviidae) in the Federal District of Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 45, n. 1, p. 71-76, 2012.

MARTINS, K.; ANDRADE, C.M.; BARBOSA-SILVA, A.N.; NASCIMENTO, G.B.; CHIARI, E.; GALVÃO, L.M.C.; et al. *Trypanosoma cruzi* III causing the indeterminate form of Chagas disease in a semi-arid region of Brazil. **Int J Infect Dis**, v. 39, p. 68- 75, 2015

MELLO, D.A. Aspectos do ciclo silvestre do *Trypanosoma cruzi* em regiões de Cerrado (Município de Formosa, Estado de Goiás). **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 76, n. 3, p. 227-246, 1981.

MENDES – SOUZA, A.F.; ARAÚJO, L.D.N.; SOUSA, S.S.; SOUSA JUNIOR, W.A.; SOUSA, L.M.; ROCHA, S.M.; et al. Triatomine bugs (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the Domiciles of the Guaribas Valley Territory, in Northeastern Brazil. **J Braz Soc Trop Med**, v. 53, p. e20200177, 2020.

MENDONÇA, V.J.; OLIVEIRA, J.; RIMOLDI, A.; FILHO, J.C.; ARAUJO, R.F.; 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**, v. 92, p.1076–80, 2015.

MINISTÉRIO DA SAÚDE (BR). Acute Chagas disease and spatial distribution of triatomines of epidemiological importance, Brazil, 2012 to 2016. **Bol Epidemiol**, v. 50, p.1–9, 2019.

MINUZZI-SOUZA, T.T.C.; NITZ, N.; CUBA, C.A.C.; SANTALUCIA, M.; KNOX, M., HAGSTRÖM, L.; et al. Synanthropic triatomines as potential vectors of *Trypanosoma cruzi* in Central Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 50, n. 6, p. 824-828, 2017.

MINUZZI-SOUZA, T.T.C.; SILVA, L.R.; HAGSTROM, L.; HECHET, 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. **Med Vet Entomol**, v. 32, n. 4, p. 504-508, 2018.

NATTERO, J.; PICCINALI, R.M.; LOPES, C.M.; HERNANDEZ, M.L.; ABRAHAN, L.; LOBBIA, A.; et al. Morphometric variability among the species of the Sordida subcomplex (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae): Evidence for differentiation across the distribution range of *Triatoma sordida*. **Parasit Vectors**, v. 10, p. e412, 2017.

OLIVEIRA, A.W.S.; SILVA IG. Distribuição geográfica e indicadores entomológicos de triatomíneos sinantrópicos capturados no estado de Goiás. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 40, p. 204-208, 2007.

OLIVEIRA, I.A.S.; MAIA, A.A.S.; DANTAS, E.C. Avaliação do controle de qualidade na identificação taxonômica e exame parasitológico de triatomíneos, indicadores de resultados discordantes e positividade, nos anos de 2004 a 2006. **Boletim epidemiológico - Superintendência de Vigilância e Proteção à Saúde do Tocantins**, v. 5, p. 1-3, 2008.

PAHO/WHO. **Chagas disease in the Americas: a review of the current public health situation and a vision for the future**. Report: conclusions and recommendations. Washington: Pan American Health Organization and World Health Organization, 2018.

PAULA, M.B.C.; COSTA, I.N.; FREITAS, P.A.; LIMONGI, J.E.; NETO, A.A.P.; PINTO, R.M.C.; et al. Occurrence of positivity for *Trypanosoma cruzi* in triatomine from municipalities in Southeastern Brazil, from 2002 to 2004. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 43, n. 1, p. 9-14, 2010.

PIRES, H.H.R.; BORGES, E.C.; ANDRADE, R.E.; LOROSA, E.S.; DIOTAIUTI, L. Peridomiciliary infestation with *Triatoma sordida* Stål, 1859 in the County of Serra do Ramalho, Bahia, Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 94, n. 2, p. 147-149, 1999.

PITA, S.; LORITE, P.; NATTERO, J.; GALVÃO, C.; ALEVI, K.C.C.; TEVES, S.C.; et al. New arrangements taxon several species subcomplexes of *Triatoma* genus based on the chromosomal position of ribosomal genes (Hemiptera -Triatominae). **Infect Genet Evol**, v. 43, p. 225–231, 2016.

RAJÃO, R.; SOARES-FILHO, B.; NUNES, F.; BÖRNER, J.; MACHADO, L.; ASSIS, D.; et al. The rotten apples of Brazil's gribusiness. **Science**, v. 369, n. 6501, p. 246-248, 2020.

RAMOS, L.J.; SOUZA, J.L.; SOUZA, C.R.; OLIVEIRA, J.; ROSA, J.A.; CAMARGO, L.M.A.; et al. First report of *Triatoma sordida* Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the state of Acre and Brazilian western Amazon. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 51, n. 1, p. 77-79, 2018.

RIBEIRO AR, MENDONÇA VJ, ALVES RT, MARTINEZ I, ARAÚJO RF, MELLO F; et al. *Trypanosoma cruzi* strains from triatomine collected in Bahia and Rio Grande do Sul, Brazil. **Rev Saúde Públ**, v. 48, n. 2, p. 295-302, 2014.

RIBEIRO-JR, G.; SANTOS, C.G.S.; LANZA, F.; REIS, J.; VACCAREZZA, F.; DINIZ C. Wide distribution of *Trypanosoma cruzi* infected triatomines in the state of Bahia, Brazil. **Parasit Vectors**, v. 12, p. e604, 2019.

ROSSI, J.C.N.; DUARTE, E.C.; GURGEL-GONÇALVES, R. Factors associated with the occurrence of *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) in rural localities of Central-West Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 110, n. 2, p. 192-200, 2015.

SAMBROOK, J.; RUSSELL D.W. **Molecular Cloning: A Laboratory Manual**, 3<sup>rd</sup> edition. New York, NY: Cold Spring Harbor Laboratory Press, 2001.

SANMARTINO, M; FORSYTH, C.J AVARIA, A.; VELARDE-RODRIGUEZ, M.; PRAT, J.G; ALBAJAR-VIÑAS, P. The multidimensional comprehension of Chagas disease. Contributions, approaches, challenges and opportunities from and beyond the Information, Education and Communication field. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 116, p. e200460, 2021.

SANTOS JP, GUIMARÃES LM, LIMA IP, BATISTA FMA, CARVALHO-COSTA FA, SANTOS-MALLET JR. Spatial distribution of synanthropic triatomines in Piauí State, Northeastern Brazil. **Rev Inst Med Trop São Paulo**, v. 62, p. e57, 2020.

SILISTINO-SOUZA, R.; ALEVI, K.C.C.; CASTRO, N.F.C.; FREITAS, M.N.; PAPA, M.D.; SCANDAR, S.A.S.; et al. Entoepidemiology of Chagas disease in northwest São Paulo and cytogenetic analysis of its main vector, *Triatoma sordida* (Hemiptera: Triatominae). **Genet Mol Res**, v. 12, n. 4, p. 5810-5819, 2013.

SILVA, M.B.A.; BARRETO, A.V.M.S.; SILVA, H.A.; GALVÃO, C.; ROCHA, D.; JURBERG, J., et al. 2012. Synanthropic triatomines (Hemiptera, Reduviidae) in the state of Pernambuco,

Brazil: geographical distribution and natural *Trypanosoma* infection rates between 2006 and 2007. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 45, p. 60-65, 2012.

SILVEIRA, A.C.; FEITOSA, V.R.; BORGES, R. Distribuição de triatomíneos capturados no ambiente domiciliar, no período de 1975/83, Brasil. **Rev Bras Malariol D Trop**, v. 36, p. 15-312, 1984.

SILVEIRA, A.C.; MARTINS, E. **Histórico do controle da transmissão vetorial e situação epidemiológica atual**. In: GALVÃO, C. Vetores da doença de Chagas no Brasil [online]. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

SILVEIRA, A.C.; SOUZA, P.C.; SILVEIRA-NETTO, H.V. Importância de espécies secundárias de triatomíneos na transmissão domiciliar da doença de Chagas no Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba. In: XXIX Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 26, n. supl. I, p. 200, 1993.

SOUZA, J.R.C.M.; SHIMBO, J.Z.; ROSA, M.R.J.; PARENTE, L.L.; ALENCAR, A.A.; RUDORFF, B.F.T.; et al. Reconstructing Three Decades of Land Use and Land Cover Changes in Brazilian Biomes with Landsat Archive and Earth Engine. **Remote Sens**, v. 12, p. e2735, 2020.

TEVES, S.C.; TOMA, H.K.; LOPES, C.M.; OLIVEIRA, B.L.N.; CARBAJAL-DE-LA-FUENTE, A.L.; SOUZA, D.M.; et al. *Triatoma costalimai* naturally infected by *Trypanosoma cruzi*: a public health concern. **Am J Trop Med Hyg**, v. 100, p. 90–92, 2019.

VIANNA, E.M.; SOUZA E GUIMARÃES, R.J.P.; SOUZA, C.R.; GORLA, D.; DIOTAIUTI, L. Chagas disease ecoepidemiology and environmental changes in northern Minas Gerais state, Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 112, n. 11, p. 760-768, 2017.

VINHAES, M.C.; OLIVEIRA, S.V.; REIS, P.O.; SOUSA, A.C.; SILVA, R.A.; OBARA, M.T.; et al. Assessing the vulnerability of Brazilian municipalities to the vectorial transmission of *Trypanosoma cruzi* using multi-criteria decision analysis. **Acta Trop**, v. 137, p. 105-110, 2014.

WHO - World Health Organization. 1991. **Control of Chagas disease**. Disponível em: <whqlibdoc.who.int/trs/WHO\_TRS\_811.pdf>. Acesso em: 08/10/2021.

ZINGALES, B.; MILES, M.A.; CAMPBELL, D.A.; TIBAYRENC, M.; MACEDO, A.M.; TEIXEIRA, M.M.G.; et al. The revised *Trypanosoma cruzi* subspecific nomenclature: rationale, epidemiological relevance and research applications. **Infect Genet Evol**, v. 12, p. 240–253, 2012.

## OCORRÊNCIA DE TRIATOMÍNEOS E A POSITIVIDADE PARA TRIPANOSOMATÍDEOS EM RESIDÊNCIAS NO MUNICÍPIO DE RIO BRANCO, ACRE, AMAZÔNIA OCIDENTAL, BRASIL

**Mariane Albuquerque Lima Ribeiro<sup>1,2,7,9</sup>, Gabriela Vieira de Souza Castro<sup>1,2</sup>, Sergio Luiz Prolo Júnior<sup>3,14</sup>, Janis Lunier de Souza<sup>4</sup>, Márcia Moreira de Ávila<sup>5</sup>, Marcos Francisco Lima de Araújo<sup>6</sup>, Reginaldo da Silva Amaral<sup>6</sup>, João Aristeu da Rosa<sup>8,9</sup>, Luis Marcelo Aranha Camargo<sup>2,10,11,12</sup> e Dionatas Ulises de Oliveira Meneguetti<sup>2,13,14</sup>**

1. Centro de Ciências da Saúde e do Desporto, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil;
2. Programa de Pós-Graduação em Ciência da Saúde na Amazônia Ocidental, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil;
3. Centro Multidisciplinar, Campus Floresta, Universidade Federal do Acre, Cruzeiro do Sul, Acre, Brasil;
4. Departamento de Entomologia da Secretaria Municipal de Saúde, Rio Branco, Acre, Brasil;
5. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil;
6. Secretaria Municipal de Saúde de Rio Branco, Acre, Brasil;
7. Laboratório de Delineamento de Estudo e Escrita Científica do Centro Universitário Medicina ABC, Santo André, São Paulo, Brasil;
8. Departamento de Ciências Biológicas, Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Araraquara, São Paulo, Brasil;
9. Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Biociências e Biotecnologia, Universidade Estadual Paulista *Júlio de Mesquita Filho*, Araraquara, São Paulo, Brasil;
10. Instituto de Ciências Biomédicas 5 da Universidade de São Paulo, Monte Negro, Rondônia, Brasil;
11. Departamento de Medicina, Faculdade São Lucas, Porto Velho, Rondônia, Brasil; spider@icbusp.org (L.M.A.C.);
12. Centro de Pesquisas em Medicina Tropical, Porto Velho, Rondônia, Brasil;
13. Colégio de Aplicação, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil;
14. Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Ciência, Inovação e Tecnologia para a Amazônia, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil.

### RESUMO

Entre as doenças transmitidas por vetores no Brasil, a doença de Chagas é uma das mais importantes como problema de saúde pública. São identificados como vetores, os triatomíneos hematófagos e como agente etiológico, o protozoário flagelado *Trypanosoma cruzi*. Esta enfermidade apresenta várias manifestações clínicas, sendo as complicações cardíacas responsáveis pelo maior índice de morbidade e mortalidade. O objetivo do estudo é descrever a ocorrência de triatomíneos em residências do município de Rio Branco, Acre, e

a infecção dos mesmos por tripanosomatídeos. A coleta dos triatomíneos foi realizada por meio de captura direta dentro das residências no período de 2010 a 2016 registrada pela Divisão de Entomologia e Bloqueio Químico do Secretaria Municipal de Rio Branco. A positividade para tripanosomatídeos foi analisada por meio de microscopia óptica do conteúdo do trato digestivo dos insetos. Foi registrado um total de 313 triatomíneos sendo o *Rhodnius robustus* mais prevalente 213(68,27%), seguindo do *Rhodnius* sp 54(17,30%), *Panstrongylus geniculatus* 33(10,58%), *Eratyrus mucronatus* 5(1,60%), *Rhodnius pictipes* 4(1,28%), *Triatoma sordida* 2(0,64%) e o *Panstrongylus megistus* apenas 2(0,64%). Foram identificadas 258 casas com infestação de triatomíneos, deste total, 67 residências apresentaram positividade para tripanosomatídeos tendo índice de domicílio com triatomíneos infectados com tripanosomatídeos totalizado o percentual de 25,97%. O índice de infecção para tripanosomatídeos em triatomíneos foi de 28,13%, tendo 72 insetos positivos. A diversidade das espécies de triatomíneos encontrada no estudo pode proporcionar a possibilidade da ocorrência da doença de Chagas na Amazônia, pois todos os triatomíneos descritos já foram naturalmente relatados acerca de sua infecção por tripanosomatídeos.

**Palavras-chave:** Triatominae, Acre, Tripanossomíase americana, Tripanosomatídeos e Domiciliação.

## ABSTRACT

Among vector-borne diseases in Brazil, Chagas disease is one of the most important as a public health problem. They are identified as vectors, the hematophagous triatomines and as etiological agent, the flagellate protozoan *Trypanosoma cruzi*. This disease has several clinical manifestations, with cardiac complications being responsible for the highest rate of morbidity and mortality. The aim of the study is to describe the occurrence of triatomines in households in the city of Rio Branco, Acre, and their infection by trypanosomatids. The collection of triatomines was carried out through direct capture inside the residences in the period from 2010 to 2016 registered by the Division of Entomology and Chemical Blocking of the Municipal Secretariat of Rio Branco. The positivity for trypanosomatids was analyzed by optical microscopy of the contents of the insects' digestive tract. A total of 313 triatomines were recorded, with *Rhodnius robustus* being the most prevalent 213 (68.27%), followed by *Rhodnius* sp 54(17.30%), *Panstrongylus geniculatus* 33(10.58%), *Eratyrus mucronatus* 5(1.60%), *Rhodnius pictipes* 4 (1.28%), *Triatoma sordida* 2 (0.64%) and *Panstrongylus megistus* only 2 (0.64%). There were identified 258 houses with infestation of triatomines, of this total, 67 houses were positive for trypanosomatids, with an index of domicile with triatomines infected with trypanosomatids totaling the percentage of 25.97%. The infection rate for trypanosomatids in triatomines was 28.13%, with 72 positive insects. The diversity of triatomine species found in the study may provide the possibility of the occurrence of Chagas disease in the Amazon, as all the described triatomines have already been naturally reported about their infection by trypanosomatids.

**Keywords:** Triatominae, Acre, American trypanosomiasis, Trypanosomatids and Domiciliation.

## 1. INTRODUÇÃO

Os triatomíneos são insetos pertencentes à família Reduviidae e subfamília Triatominae, sendo descritas até o momento 157 espécies (sendo três fósseis)

predominantemente encontradas em regiões de clima tropical e subtropical e mesmo assim, há registro de alguns exemplares destes reduvídeos nos Estados Unidos, centro-sul da África, sudeste da Ásia e norte da Austrália (LENT; WYGODZINSKY, 1979; JURBERG et al., 2014; OLIVEIRA et al., 2017; ZHAO; GALVÃO; CAI W, 2021).

A doença de Chagas também conhecida como Tripanossomíase Americana é uma antropozoonose causada pelo protozoário flagelado *Trypanosoma cruzi*, descoberta pelo médico e cientista Carlos Chagas, que observou todo o ciclo biológico da doença, caracterizou seus aspectos clínicos e identificou o vetor como sendo os insetos da subfamília Triatominae (CHAGAS, 1909).

Inicialmente, os triatomíneos foram estudados somente do seu ponto de vista entomológico até a descoberta da doença por Chagas. Sabe-se que todas as espécies de triatomíneos são consideradas potenciais vetores de *T. cruzi*, porém, apenas algumas espécies reúnem as condições necessárias para que sua capacidade vetorial seja considerada eficiente, como no caso a adaptação às habitações humanas, conhecida como domiciliação (LENT; WYGODZINSKY, 1979).

Com relação a presença de barbeiros em domicílios, segundo as terminologias de Noireau e Dujardin (2011), pode-se classificar em: intrusão, domiciliação e domesticação. A intrusão implica na entrada de forma acidental na residência pelos barbeiros adultos atraídos pela luminosidade. Na domiciliação, estes insetos são encontrados em qualquer estágio de vida dentro das casas representando uma adaptação preliminar, já a domesticação, inclui a domiciliação, mas tendo uma distribuição geográfica mais ampla.

Os casos agudos de doença de Chagas estão atualmente em ascendência no Brasil, principalmente na região da Amazônia (BRASIL, 2009). Nesses casos, a transmissão se dá pelos vetores silvestres invadindo casas, por contaminação de alimentos ou pela transição de espécies de triatomíneos para os habitats peridomiciliares e domiciliares, sendo assim, a ocorrência destes insetos representa uma dificuldade para vigilância e controle vetorial (OTERO et al., 1976, GUHL et al., 2009, COSTA; LORENZO, 2009; SILVEIRA, 2011).

Desta forma, no estado do Acre há ocorrência relatada até o momento de 11 espécies divididas em 4 gêneros que são: *Rhodnius montenegrensis* (MENEGUETTI et al., 2015), *Rhodnius robustus* (BARATA et al., 1988), *Rhodnius pictipes* (GURGEL-GONÇALVES et al., 2012), *Rhodnius stali* (MENEGUETTI et al., 2016), *Rhodnius neglectus* (RAMOS et al., 2018), *Eratyrus mucronatus* (OBARA et al., 2013), *Panstrongylus geniculatus* (GURGEL-GONÇALVES et al., 2012), *Panstrongylus megistus* (CASTRO et al., 2018) *Panstrongylus lignarius* (RIBEIRO et al., 2019), *Panstrongylus rufotuberculatus* (OLIVEIRA et al., 2019) e

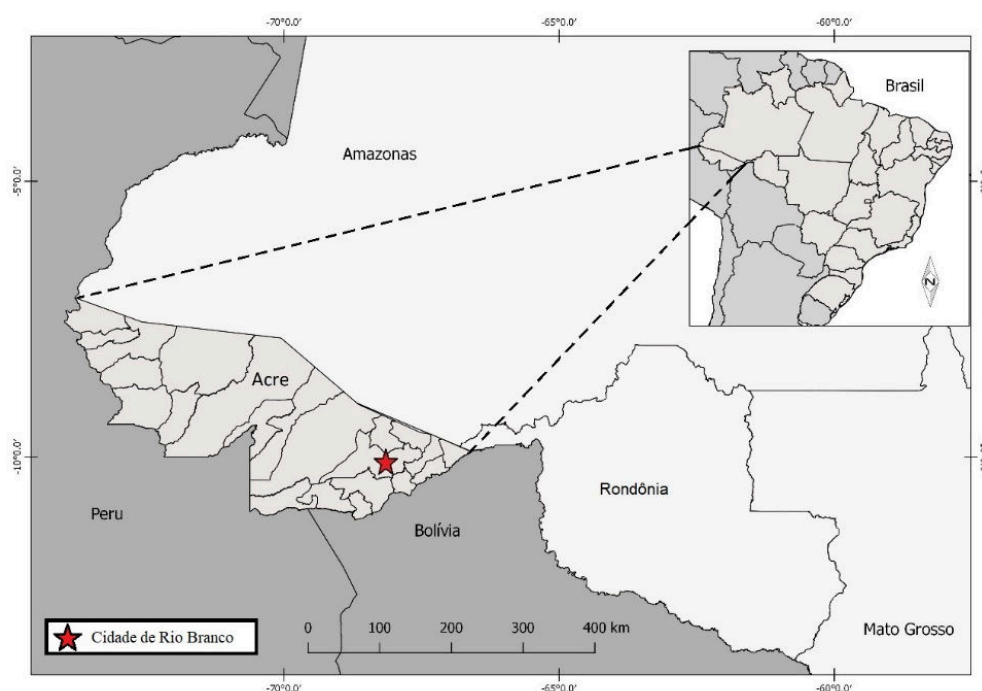
*Triatoma sordida* (RAMOS et al., 2018). Diante destes achados, a maioria das espécies descritas no estado do Acre foi encontrada em residências, mas sem características de domiciliação, porém, sendo potencialmente vetores da tripanosomatídeos.

A ocorrência de triatomíneos em residências no município de Rio Branco, traz um alerta epidemiológico, pois todos os insetos destas espécies são potenciais vetores do protozoário *T. cruzi*, e a positividade aponta para a necessidade de realizar pesquisas que possam determinar a distribuição, prevalência de infecção dos insetos e os fatores de risco associados. Sendo assim o objetivo deste estudo foi descrever a ocorrência de triatomíneos em residências do município de Rio Branco, Acre, no período de 2010 a 2016.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1. ÁREA DE ESTUDO

O levantamento das espécies de triatomíneos ocorreu em residências de áreas urbanas do município de Rio Branco, Acre, e está localizado a uma latitude 9°58'29" Sul e a uma longitude 67°48'36" Oeste, numa altitude de 153 metros acima do nível do mar. O clima do município é tropical chuvoso e úmido, com temperatura média de 26 °C. Sua população estimada é de 377.057 em 2016. Possui uma área de 8.835,520 km<sup>2</sup> (IBGE, 2016).



**Figura 1.** Localização geográfica da cidade de Rio Branco, Acre.



## 2.2. COLETA DE DADOS

Os registros de ocorrência das espécies de triatomíneos nas residências foram obtidos a partir de dados de capturas diretas realizadas em ambiente domiciliar, durante o ano de 2010-2012, 2014 e 2016, fornecidos pela Divisão de Vigilância de Entomologia e Bloqueio Químico no município de Rio Branco.

A Vigilância de Entomologia realiza a inspeção nas casas a partir do mostruário do inseto entregue pelo morador, sendo assim, o setor agendava com o residente e inspecionava toda área da casa. A vistoria na casa é realizada tanto na parte interna e externa com a utilização de pinças, lanternas e desalojante (Piriza a 1%). E o uso desse desalojante, era em locais que apresentam fendas que possivelmente possam ser encontrado o triatomíneo.

A obtenção dos dados de Vigilância da Entomologia foi liberada após autorização emitida por meio de ofício e assinada pelo representante da Secretaria Municipal de Saúde.

## 2.3. IDENTIFICAÇÃO DOS TRIATOMÍNEOS

A identificação dos triatomíneos foi realizada pela Divisão de Vigilância de Entomologia e Bloqueio Químico de Rio Branco e pelo Laboratório de Medicina Tropical da Amazônia Ocidental da Universidade Federal do Acre (UFAC) com base nas chaves descritas anteriormente por Lent e Wygodzinsky (1979).

## 2.4. MÉTODO DIRETO A FRESCO PARA PESQUISA DO CONTEÚDO INTESTINAL DOS TRIATOMÍNEOS COLETADOS

A maioria das espécies coletadas pela Vigilância foram identificadas pela própria Vigilância, mas a partir de 2014 com a formação do grupo de pesquisa da Universidade Federal do Acre sobre os vetores de doença de Chagas (Laboratório de Medicina Tropical da Amazônia Ocidental da Universidade Federal do Acre – LABMedT/UFAC) as identificações foram realizadas por este grupo juntamente com a Vigilância do município de Rio Branco para melhorar a descrição das espécies.

A análise a fresco de esfregaços corados com kit panótico rápido (triarilmetano 0,1 %, xantenos a 0,1 % e tiazinas a 0,1 %) do conteúdo da ampola retal dos triatomíneos e visualizado em microscópio óptico com (1600X) de aumento.

## 2.5. TABULAÇÃO E ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados coletados foram integrados a uma planilha de Excel contendo as seguintes informações: data, endereço da casa, nome do morador, ponto de referência, local encontrado (intra/peridomicílio), exemplares (adulto/ninfa), ações entomológicas realizadas (orientação aos moradores para manter quintal limpos, evitando acúmulo de materiais, manter criação de animais afastadas das residências; vedar frestas e rachaduras nas paredes e usar telas nas portas e janelas; adotar medidas de proteção individual, como uso de repelentes e roupas de mangas durante realização de atividades noturnas, bem como uso de mosquiteiros; borrifação de inseticida), quantidade de exemplares, gênero, espécie, positividade para tripanosomatídeos e coordenadas geográficas.

Os domicílios com a presença do inseto foram georreferenciados com uma unidade GPS portátil (GPS Map 76S, Garmin <sup>TM</sup>). Um "shapefile" dos bairros de Rio Branco foi desenhado com base de dados, SIG - Rio Branco e DRCA, utilizando fotografia aérea de 2012. Os mapas foram criados e editados usando-se o programa ArcGis Versão 9.3.

Com relação à prevalência da ocorrência de triatomíneos por bairros, optou-se por trabalhar com os segmentos de saúde, pois a abrangência dos bairros que são adstritos nesses segmentos dá uma visibilidade melhor para demarcação do espaço e que consiste na divisão da Rede de Atenção Primária do município de Rio Branco o qual aglomera os bairros que ficam adstritos a uma Unidade de Saúde da Atenção Primária. Os segmentos de saúde existentes no município de Rio Branco são divididos em 13, com a distribuição de 05 Unidades de Referência da Atenção Primária – URAP, 06 Centros de Saúde (C.S.) e 02 Policlínica de Saúde.

As Unidades de Referência da Atenção Primária – URAP oferecem os serviços de clínica geral, pediatria e ginecologia/obstetrícia, bem como os serviços de enfermagem, odontologia, imunização, farmácia dentre outros, com atendimento por demanda espontânea e por encaminhamento das Equipes de Saúde da Família de sua área de abrangência, também possui sistema de agendamentos de atendimentos para as especialidades de Média e Alta Complexidade, cujas ações são oferecidas pela Rede Estadual de Saúde (RIO BRANCO, 2013).

## 2.6. INDICADORES ENTOMOLÓGICOS

A partir da tabulação dos dados da Vigilância Entomológica foram utilizados os

seguintes indicadores entomológicos preconizadas pela Organização Mundial de Saúde (1991) e Organização Pan-Americana da Saúde (PAHO) (2003): densidade triatomínica domiciliar (razão do número de triatomíneos capturados e o número de casas infestadas) e o índice de infecção natural por tripanossomatídeos (razão entre o número de triatomíneos infectados e o número de triatomíneos examinados x 100). Foi utilizado também o índice de domicílio com triatomíneos infectados com tripanossomatídeo que é a proporção de unidades domiciliares (UD) positivas para tripanossomatídeos pelo total das unidades domiciliares (UD) infestadas por 100. As UD infestadas foram os locais de ocorrência de triatomíneos registrados pela vigilância de entomologia em que o morador da residência levava o inseto para identificação e a necessidade de vistoria e ações entomológicas, conforme a descrição das fórmulas abaixo:

$$\text{Densidade Triatomínica Domiciliar} = \frac{\text{Número de triatomíneos capturados}}{\text{Número de casas infestadas}}$$

$$\text{Índice de Infecção Natural por Tripanossomatídeos} = \frac{\text{Número de Triatomíneos Infectados}}{\text{Número de Triatomíneos examinados}} \times 100$$

Índice de Domicílio com triatomíneos Infectados com Tripanossomatídeos =

$$\frac{\text{Unidades Domiciliares (UD) Positivas para Tripanossomatídeos}}{\text{Número Unidades Domiciliares (UD) infestadas}} \times 100$$

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1. RESULTADOS

No período de 2010 a 2012, 2014 e 2016, o registro de unidade domiciliar infestada baseava-se na entrega de mostruário do inseto à Vigilância de Entomologia, tendo sido registrado um quantitativo de 313 triatomíneos, sendo as seguintes espécies identificadas: *Rhodnius* sp, *Rhodnius robustus*, *Rhodnius pictipes*, *Panstrongylus geniculatus* e *Eraytus mucronatus*.

Os espécimes *Panstrongylus megistus* e *Triatoma sordida* não faz parte da catalogação do serviço e sim, do grupo de pesquisa do Laboratório de Medicina Tropical da Amazônia Ocidental da Universidade Federal do Acre no qual registrou a ocorrência destes triatomíneos.

Sendo assim, a espécie prevalente neste estudo foi *R. robustus*, com um total de 213(68,05%), seguindo do *Rhodnius* sp 54(17,25%), *Panstrongylus geniculatus* 33(10,54%), *Eraytus mucronatus* 5(1,60%), *Rhodnius pictipes* 4(1,28%), *Triatoma sordida* 2(0,64%) e o *Panstrongylus megistus* apenas 2(0,64%).

No período do estudo foram registradas 258 casas com infestação de triatomíneos, conforme tabela 1. Deste total, 67 residências apresentaram positividade para tripanosomatídeos, tendo índice de domicílio com triatomíneos infectados com tripanosomatídeos totalizado o percentual de 25,97%, conforme tabela 1.

**Tabela 1.** Índice de domicílio com triatomíneos infectados com tripanosomatídeos, densidade triatomínica domiciliar e índice de infecção natural de triatomíneos coletados em ambiente urbano no município de Rio Branco-AC, nos anos 2010, 2011, 2012, 2014 e 2016.

Ano	Triatomíneos coletados	Triatomíneos examinados	Triatomíneos infectados	UD infestadas	UD positivas	IDT*	DTD	IN
2010	31	24	0	31	0	0,00%	1,00	0,00%
2011	108	96	43	99	40	40,40%	1,09	44,79%
2012	63	47	16	46	15	32,60%	1,37	34,04%
2014	23	5	2	18	2	11,11%	1,27	40%
2016	88	84	11	64	10	15,63%	1,37	13,09%
Total	313	256	72	258	67	25,97%	1,20	28,13%

Legenda: IDT – Índice de Domicílio com triatomíneos infectados com tripanosomatídeos; DTD – Densidade Triatomínica Domiciliar; IN – Índice de Infecção Natural; UD – Unidade domiciliar.

Quanto às características das casas, havia casas de madeira como também de alvenaria completa e algumas sem o reboco da parede apenas com os tijolos, telha de cerâmica ou de amianto e piso de cimento. Todas as casas possuíam luz elétrica. E maioria destas residências que foram catalogadas a presença dos triatomíneos está próxima a fragmentos florestais no qual tem o ecótopo natural destes insetos e, além disto, a construção de conjunto habitacionais tanto de forma horizontal e vertical utilizam para sua arborização palmeiras. Um aspecto importante a ser abordado é que algumas dessas localidades faziam parte do perímetro rural que hoje faz parte da zona urbana do município de Rio Branco.

No relato da ocorrência de triatomíneos em residências, tem-se o episódio em duas unidades de saúde a confirmação da presença destes insetos, em um Centro de Saúde no ano de 2014 e a outra em uma unidade de Hemodiálise em 2016, como também na unidade penitenciária, considerando como ambiente domiciliar devido a aglomeração de indivíduos.

Para a pesquisa de tripanosomatídeos, foram examinados 256 exemplares, tendo uma representatividade de 82,05%. Os triatomíneos não examinados encontravam-se secos ou mortos. O índice de infecção para tripanosomatídeos em triatomíneos foi de 28,13%, tendo 72 insetos positivos, conforme tabela 1 e tabela 2.

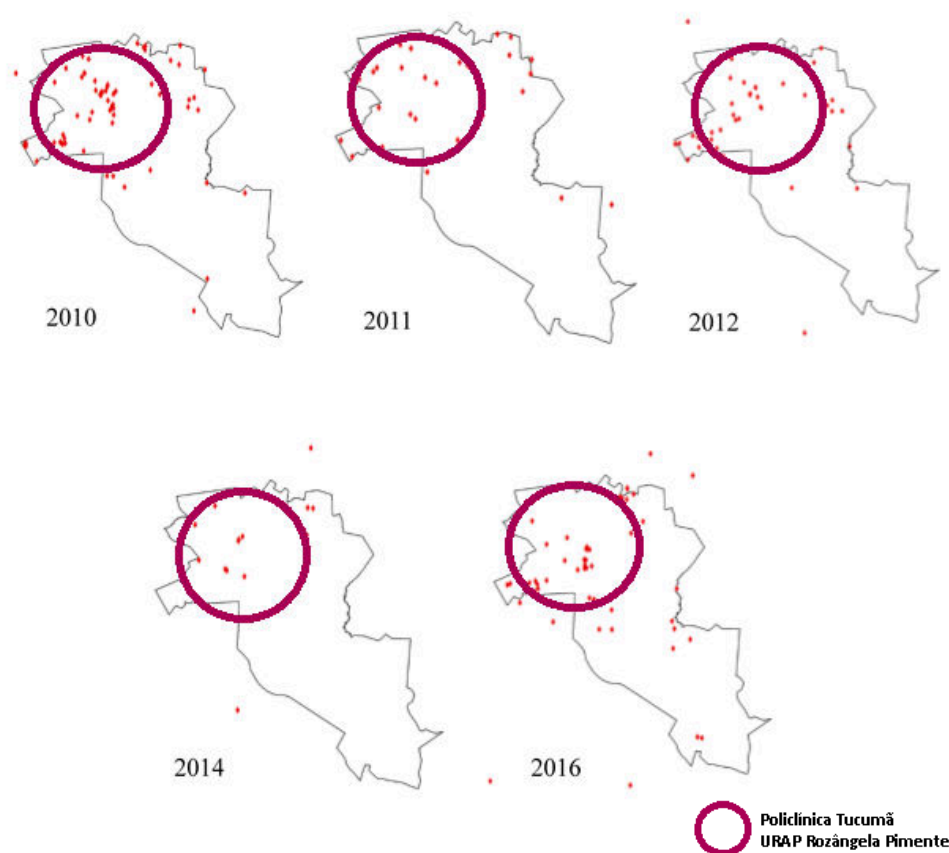
Dentro deste total correlacionado a positividade para tripanosomatídeos, observou-se que o gênero *Rhodnius* foi o mais prevalente, apresentando em todos os anos, exceto no ano de 2010, que não houve registro de triatomíneos positivo à infecção. Os espécimes positivos foram 63 *R. robustus*, 06 *P. geniculatus*, 02 *T. sordida* e 01 *R. pictipes*, em tabela 2.

**Tabela 2.** Infestação natural de triatomíneos por tripanosomatídeos coletados em ambiente urbano no município de Rio Branco-AC, nos anos 2010, 2011, 2012, 2014 e 2016.

Ano	Gênero	Espécie	Total de espécimes coletados	Total de espécimes examinados	Nº de triatomíneos positivos	IN
2010	<i>Rhodnius</i>	<i>Rhodnius</i> sp.	9	3	0	0,00%
		<i>Rhodnius robustus</i>	12	12	0	0,00%
	<i>Panstrongylus</i>	<i>Panstrongylus geniculatus</i>	9	8	0	0,00%
	<i>Eraytus</i>	<i>Eraytus mucronatus</i>	1	1	0	0,00%
2011	<i>Rhodnius</i>	<i>Rhodnius</i> sp.	03	03	0	0,00%
		<i>Rhodnius robustus</i>	91	81	38	46,91%
		<i>Rhodnius pictipes</i>	1	01	0	0,00%
	<i>Panstrongylus</i>	<i>Panstrongylus geniculatus</i>	13	11	5	45,45%
2012	<i>Rhodnius</i>	<i>Rhodnius</i> sp.	5	5	0	0,00%
		<i>Rhodnius robustus</i>	47	39	15	38,46%
		<i>Rhodnius pictipes</i>	3	1	1	100%
	<i>Panstrongylus</i>	<i>Panstrongylus geniculatus</i>	7	2	0	0,00%
	<i>Eraytus</i>	<i>Eraytus mucronatus</i>	1	0	0	0,00%
2014	<i>Rhodnius</i>	<i>Rhodnius</i> sp.	19	3	0	0,00%
		<i>Rhodnius robustus</i>	3	1	1	100%
	<i>Panstrongylus</i>	<i>Panstrongylus geniculatus</i>	1	1	1	100%
2016	<i>Rhodnius</i>	<i>Rhodnius</i> sp.	18	16	0	0,00%
		<i>Rhodnius robustus</i>	60	60	9	15,00%
	<i>Panstrongylus</i>	<i>Panstrongylus geniculatus</i>	3	3	0	0,00%
		<i>Panstrongylus megistus</i>	2	0	0	0,00%
	<i>Eraytus</i>	<i>Eraytus mucronatus</i>	3	3	0	0,00%
	<i>Triatoma</i>	<i>Triatoma sordida</i>	2	2	2	100%
<b>Total</b>			<b>313</b>	<b>256</b>	<b>72</b>	<b>28,13%</b>

Legenda: IN – Índice de Infestação Natural.

Na figura 2, mostra que os segmentos que apresentaram um número expressivo de residências com a presença do inseto foram Policlínica Tucumã (Jardim Primavera, Loteamento Flora e Conjunto Mariana) e URAP Rozângela Pimentel (Calafate, Valdemar Maciel e Pedro Roseno). Com a opção de utilizar para territorialização da ocorrência de triatomíneos em residências, os segmentos de saúde que tem um total de 13, correspondendo a 11 segmentos de saúde foram confirmados a presença destes insetos em residências. A demarcação visualizada nesta figura corresponde ao perímetro urbano e fora dela é zona rural da cidade de Rio Branco, Acre.



**Figura 2.** Ocorrência de triatomíneos no perímetro urbano no município de Rio Branco/Acre, nos anos de 2010, 2011, 2012, 2014 e 2016.

Na figura 3, demonstra o desmatamento da uma área para construção de área residencial. Nesta localidade houve um grande registro da ocorrência de triatomíneos.



**Figura 3.** Área desmatada para construção de um condomínio residencial em perímetro urbano no município de Rio Branco, Acre, Brasil, 2010 e 2016.

Dentre os dados fornecidos pela Vigilância de Entomologia do município de Rio Branco não foi possível ter as informações dos anos 2013 e 2015, revelando assim, que não houve armazenamento no sistema deste setor da informação sobre ocorrência dos insetos na capital do estado do Acre nos respectivos anos citados pois tais dados não são informações de registro compulsório.

### 3.2. DISCUSSÃO

A compreensão da distribuição geográfica e indicadores entomológicos são essenciais para o acompanhamento epidemiológico relacionado à transmissão do *T. cruzi* e norteia as medidas de intervenção para controle e vigilância da doença de Chagas (GURGEL-GONÇALVES et al., 2010). Com relação a estes indicadores, a densidade triatomínica domiciliar utilizado em um estudo realizado por Grijalva et al. (2017) no Equador, valor foi de 14,5 insetos por domicílio infestado lembrando que estas coletas eram realizadas em região rural, sendo este número abaixo ao presente estudo tendo uma representação de 1 inseto por domicílio infestado em perímetro urbano.

Um estudo feito por Gurgel-Gonçalves et al. (2010), correlacionado ao índice de infecção natural dos triatomíneos por flagelos morfologicamente similares a *T. cruzi* obteve um valor global de 0,8%. No estado de Mato Grosso de Sul, constatou-se que este índice de infecção natural domiciliar foi 0,5% por Almeida et al. (2008) e em Pernambuco apresentou um índice de 10% em que o período de coleta teve duração de 2 anos tanto no ambiente intra e peridomiciliar tendo um total de 84 triatomíneos capturado sendo 8 positivos para *T. cruzi* (SILVA et al., 2017). Relacionando este dado com um país da América do Sul, o Equador, este apresentou índice foi de 12% o qual a coleta envolvia o peridomicílio e

intradomicílio (GRIJALVA et al., 2017). Estes dados são inferiores ao encontrado na pesquisa, pois foi obtido o resultado relevante de 28,13% mesmo não sendo realizado a caracterização molecular deste tripanosomatídeo.

Neste sentido, as espécies de triatomíneos descritas neste trabalho já foram relatadas em estudos anteriores no estado do Acre, mas a originalidade está relacionada à intrusão destes vetores nas residências em ambiente urbano, com a exceção do *E. mucronatus* e *R. montenegrensis*, já descrito no Acre em ambiente rural em um domicílio (BARATA et al., 1988; GURGEL-GONÇALVES et al., 2012; OBARA et al., 2013, MENEGUETTI et al., 2015).

Os gêneros de insetos de importância epidemiológica que abordam o aspecto relacionado à presença em domicílio e/ou peridomicílio são *Panstrongylus*, *Triatoma* e *Rhodnius* (FERNANDES; COSTA, 2012), gêneros esses que também foram encontrados no presente estudo, fundamentando a importância de rastreamento do registro de triatomíneos na região.

Na Amazônia Ocidental, existem vários ecótopos naturais (palmeiras do gênero *Attalea*) para o gênero *Rhodnius* e para *P. geniculatus*, registrando-se com uma certa constância a invasão domiciliar por adultos. Observa-se que, embora haja o desmatamento e imigração em extensivas áreas do Acre e Rondônia, não ocorreu domiciliação de triatomíneos nativos (DIAS et al., 2002; MASSARO et al, 2008).

Em uma investigação entomológica realizada no primeiro caso autóctone da doença de Chagas no estado do Amapá foi identificado que os espécimes de *Rhodnius pictipes* e *R. robustus*, infectados com tripanosomatídeos foram coletados no intradomicílio e nos ecótopos silvestres (COSTA; LORENZO, 2009). Esse achado indica a possibilidade da ocorrência da transmissão de infecção por *Trypanosoma cruzi* na região amazônica (FÉ et al., 2009). E a degradação dos ambientes silvestres está promovendo a invasão desses insetos em novos ecótopos, chegando aos ambientes urbanos e seus animais domésticos (FORATTINI et al., 1978; ROMAÑA et al., 2003).

*Rhodnius pictipes*, espécie de pequena representatividade neste trabalho, é um triatomíneo silvestre com uma ampla distribuição na América do Sul. Esta espécie foi encontrada com infecção natural por *T. cruzi*, *T. rangeli* e com infecção mista (CARCAVALLO et al., 1975; OTERO et al., 1976). No município de São Paulo de Olivença, na região do Alto Solimões, onde foi registrado o primeiro caso de doença de Chagas do Estado do Amazonas, *Rhodnius pictipes* foi a espécie predominante no intradomicílio (FÉ et al., 2009).

A espécie silvestre, *Eratyrus mucronatus*, é encontrada em cavernas e árvores ocas habitadas por morcegos e roedores, palmeiras e ninhos de mamíferos, sendo ainda



registrado a ocorrência em domicílios da Bolívia, Colômbia, Venezuela e Peru (TORRES; CABRERA, 2010; NOIREAU et al., 1995; CARCAVALLO et al., 1998; MOLINA et al., 2000; VIVAS et al., 2001; GALVÃO, 2014). Este espécime é atraído por fonte de luz artificial de acordo com Morocoima et al. (2010), sendo observado a sua intrusão sem domiciliação em residências em Manaus (CASTRO et al., 2010), aumentando a possibilidade do risco potencial de transmissão do protozoário *T. cruzi*.

*Panstrongylus geniculatus* é um importante vetor silvestre (LENT; WYGODZINSKY, 1979) que invade eventualmente as residências (MILES et al., 1981; NAIFF; NAIFF; BARRETT, 1998; VALENTE et al., 1998) atraídos pela luz (MILES et al., 1981) sendo também encontrado colonizando abrigos de suínos construídos nas proximidades de habitações humanas no Estado do Pará (VALENTE et al., 1998). Nesse contexto, pode contribuir na transmissão domiciliar da doença de Chagas, já que em algumas áreas tem se apresentado com elevadas taxas de infecção natural (CARRASCO et al., 2005; FÉ et al., 2009) corroborando com os resultados desta pesquisa, onde no ano de 2011 apresentou 45% de índice de infecção natural por tripanossomatídeo.

Ao considerar que os surtos da doença de Chagas na Região Amazônica ocorram em grande parte devido a transmissão por via oral, é necessária a presença de um vetor infectado muito próximo do homem, para que a doença de fato ocorra (PINTO et al., 2008). Os domicílios que estão próximos aos ecótopos naturais dos triatomíneos possibilitam a invasão esporádica destes locais por espécies adultas como observado entre os exemplares de *Panstrongylus geniculatus*, *Rhodnius pictipes* e *Rhodnius robustus*, também descrito no presente estudo (AGUILAR et al., 2007).

*P. megistus* é considerado uma espécie importante quanto ao aspecto epidemiológico no Brasil, devido à sua ampla distribuição geográfica, alta capacidade de invasão e colonização e altos níveis de infecção por *T. cruzi* (GURGEL-GONÇALVES et al., 2012). Houve apenas um registro desta espécie, mas devido a sua habilidade para adaptação ao ambiente artificial assim como alto nível de infecção para *T. cruzi*, traz um alerta para uma investigação mais minuciosa.

*Triatoma sordida* é um triatomíneo endêmico do cerrado, vivendo principalmente sob a casca de árvores. Por causa do seu habitat, que sustenta poucos vertebrados, frequentemente permanece por longos períodos sem alimentação. Dentre as características biológicas incluem a sua capacidade de resistir ao jejum, facilidade de adaptação a diferentes hospedeiros, e a mobilidade relativa (principalmente os adultos) facilitando a dispersão e a colonização em ecótopos artificiais (FORATTINI et al., 1979). Atualmente, quatro espécies

de Triatominae merecem atenção especial na transmissão de *Trypanosoma cruzi* ao homem: *Triatoma brasiliensis*, *P. megistus*, *Triatoma pseudomaculata* e *T. sordida* (BRASIL, 2014; PESSOA et al., 2015), trazendo um duplo alerta em relação a ocorrência tanto de *T. sordida* e *P. megistus* em domicílio e a relevância com relação a positividade do *T. sordida* para tripanosomatídeos.

O aumento do desmatamento, a redução dos reservatórios silvestres, a propagação de mamíferos oportunistas (roedores e marsupiais) nos ambientes degradados e a introdução da luz elétrica também são fatores relacionados com a ocorrência dos triatomíneos nas residências na Amazônia Ocidental (AGUILAR et al., 2007). Tal condição se assemelha com a descrição deste estudo pois os segmentos de saúde, a Policlínica do Tucumã e URAP Rozangela Pimentel, que apresentaram maior ocorrência de triatomíneos têm todos estes aspectos principalmente a construção de conjuntos residenciais.

Certas espécies de triatomíneos estão em processo de transição do habitat silvestre para um habitat doméstico e peridoméstico, podendo-se citar as espécies *Rhodnius robustus*, *Rhodnius pictipes*, *Rhodnius brethesi*, *Panstrongylus geniculatus*, *Triatoma maculata*, *Rhodnius montenegrensis* e *Eratyrus mucronatus*, e esta informação corrobora com dados apresentados neste trabalho (GUHL; PINTO; AGUILERA, 2009; MENEGUETTI et al., 2011; ROSA et al., 2012).

Embora esses vetores não domiciliem, eles ainda podem transmitir a doença para 1-5% (COURA et al., 2002; AZNAR et al., 2004; GAMBOA-LEON et al., 2014) e até 16% da população durante a sua intrusão nas residências (RAMOS-LIGONIO et al., 2010).

A ocorrência de triatomíneos em ambiente domiciliar pode estar relacionada com a localização das residências nas proximidades dos ecótopos naturais, o desmatamento, a redução dos reservatórios silvestres, a proliferação de mamíferos oportunistas (roedores e marsupiais) nos ambientes degradados e a atração de algumas espécies pela luz elétrica, fazendo com que estes insetos se tornem intrusos e invadam domicílios.

## 4. CONCLUSÃO

A diversidade das espécies de triatomíneos encontradas nos estudos realizados evidencia a possibilidade de um incremento da ocorrência da doença de Chagas na Amazônia, pois todos os triatomíneos descritos foram naturalmente relatados acerca de sua

infecção por tripanosomatídeos. Ainda se evidencia a predominância da intrusão dos triatomíneos adultos em domicílio e não havendo ainda registro de domiciliação destes insetos.

Ademais, a modificação do ambiente natural e o grande número de reservatórios na região apontam a necessidade de implementar um serviço eficaz de vigilância epidemiológica e de entomologia, com a finalidade de realizar o monitoramento contínuo da doença e do vetor.

## 5. REFERÊNCIAS

- AGUILAR, H. M.; ABAD-FRANCH, F.; DIAS, J.C.P.; JUNQUEIRA, A.C.V.; COURA, J.R. Doença de Chagas na Amazônia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 102, p. 47-55, 2007.
- ALMEIDA, P.S.; JÚNIOR, W.C.; OBARA, M.T.; SANTOS, H.R.; BARATA, J.M.S.; FACCENDA, O. Levantamento da fauna de Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) em ambiente domiciliar e infecção natural por Trypanosomatidae no Estado de Mato Grosso do Sul. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, p. 374 – 380, 2008.
- AZNAR C, L.A.; RUCHE, G.; LAVENTURE, S.; CARME, B.; LIEGEARD, P.; HONTEBEYRIE, M. Seroprevalence of *Trypanosoma cruzi* infection in French Guiana. **Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 99, p. 805-808, 2004.
- BARATA, J.M.S.; ROCHA, R.M.; RODRIGUES, V.L.C.C.; FERRAZ-FILHO, A.N. Primeiro caso autóctone de tripanossomíase americana no Estado do Acre (Brasil) e sua correlação com as cepas isoladas do caso humano e de triatomíneos silvestres da área. **Revista Saúde Pública**, v. 22, p. 401-410, 1988.
- BRASIL. Ministério Da Saúde. **Guia de Vigilância Epidemiológica**. Série A. Normas e Manuais Técnicos. 7ª edição, 2009.
- CARCAVALLO, R.U.; GALINDEZ GIRÓN, I.; JURBERG, J.; LENT, H. **Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas**. Editora Fundação Oswaldo Cruz, 1998.
- CARCAVALLO, R.U.; MARTINEZ-SILVA, R.; OTERO, M.A.A.; TONN, R.J. Infección natural de *Rhodnius robustus* Larrouse y *Rhodnius pictipes* Stal por *T. cruzi* y *T. rangeli* en Venezuela. **Boletín de la Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental**, v. 15, p. 117-120, 1975.
- CARRASCO, H.J.; TORRELLAS, A.; GARCÍA, C.; SEGOVIA, M.; FELICIANGELI, M.D. Risk of *Trypanosoma cruzi* I (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) transmission by *Panstrongylus geniculatus* (Hemiptera: Reduviidae) in Caracas (Metropolitan District) and neighboring States, Venezuela. **International Journal for Parasitology**, v. 35, p. 1379-1384, 2005.

CASTRO, M.A.L.R.; CASTRO, G.V.S.; SOUZA, J.L.; SOUZA, C.R.; RAMOS, L.J.; OLIVEIRA, J.; et al. First report of *Panstrongylus megistus* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the State of Acre and Rondônia, Amazon, Brazil. **Acta Tropica**, v. 182, p. 158-160, 2018.

CASTRO, M.C.M.; BARRETT, T.V.; SANTOS, W.S.; ABAD-FRANCH, F.; RAFAEL, J.A. Attraction of Chagas disease vectors (Triatominae) to artificial light sources in the canopy of primary Amazon rainforest. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 105, p. 1061-1064, 2010.

CHAGAS, C. Nova trypanosomíase humana. Estudo sobre a morfologia e o ciclo evolutivo do *Schizotripanum cruzi* n. gen. sp, agente etiológico de nova Entidade mórbida do homem. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 1, p. 159-218, 1909.

COSTA, J.; LORENZO M. Biology, diversity and strategies for the monitoring and control of triatomines – Chagas disease vectors. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, n. suppl. I, p. 46-51, 2009.

COURA, J.R.; JUNQUEIRA, A.C.V.; FERNANDES, O.; VALENTE, S.A.S.; MILES, M.A. Emerging Chagas disease in Amazonian Brazil. **Trends in Parasitology**, v. 18, p. 171–176, 2002.

DIAS, J.C.P.; PRATA, A.; SCHOFIFIELD, C.J. Doença de Chagas na Amazônia: esboço da situação atual e perspectivas de prevenção. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 35, p. 669-678, 2002.

FÉ, N.F.; FRANÇA, M.S.; CARVALHO-COSTA, F.A. Reassessing the entomological investigation around the first autochthonous case of Chagas disease in western Brazilian Amazon. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, n. suppl. I, p. 121-123, 2009.

FÉ, N.F.; MAGALHÃES, L.K.; FÉ, F.A.; ARAKIAN, S.K.; MONTEIRO, W.M.; BARBOSA, M. G.V. Ocorrência de triatomíneos em ambientes silvestres e domiciliares do município de Manaus, Estado do Amazonas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, p. 642-649, 2009.

FERNANDES, H.M.; COSTA, C. Índice de triatomíneos positivos para *Trypanosoma cruzi*, em Monte Carmelo (MG), no período de 2005 a 2009. **GETEC**, v. 1, p. 59-69, 2012.

FORATTINI, O.P.; FERREIRA, O.A.; SILVA, E.O.S.; RABELLO, E.X. Aspectos ecológicos da tripanosomíase Americana. XII - Variação regional da tendência de *Panstrongylus megistus* à domiciliação. **Revista Saúde Pública**, v. 12, p. 209-233, 1978.

FORATTINI, O.W.; FERREIRA, O.A.; ROCHA E SILVA, E.O.; RABELLO, E.X. Aspectos ecológicos da Tripanossomíase americana. XIV. Persistência e potencial de domiciliação de populações triatomínicas silvestres em região de intensa atividade agropecuária. **Revista Saúde Pública**, v. 13, p. 123-146, 1979.

GALVÃO, C. **Vetores da doença de chagas no Brasil**. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GAMBOA-LEON, R.; RAMIREZ-GONZALEZ, C.; PACHECO-TUCUCH, F.S.; O'SHEA, M.; ROSECRANS, K.; PIPPITT, J.; et al. Seroprevalence of *Trypanosoma cruzi* among Mothers and Children in Rural Mayan Communities and Associated Reproductive Outcomes. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 91, p. 348–353, 2014.

- GRIJALVA, M.J.; VILLACIS, A.G.; MONCAYO, A.L.; OCAÑA-MAYORGA, S.; YUMISEVA, C.A.; BAUS, E.G. Distribution of triatomine species in domestic and peridomestic environments in central coastal Ecuador. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 11, p. 1-17, 2017.
- GUHL, F.; PINTO, N.; AGUILERA, G. Sylvatic triatominae: a new challenge in vector control transmission. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, n. suppl 1, p. 71-75, 2009.
- GURGEL-GONÇALVES, R.; GALVÃO, C.; COSTA, J.; PETERSON, A.T. Geographic Distribution of Chagas Disease Vectors in Brazil Based on Ecological Niche Modeling. **Journal of Tropical Medicine**, v. 705, p. 1-15, 2012.
- GURGEL-GONÇALVES, R.; PEREIRA, F.C.A.; LIMA, I.P.; CAVALCANTE, R.R. Distribuição geográfica, infestação domiciliar e infecção natural de triatomíneos (Hemiptera: Reduviidae) no Estado do Piauí, Brasil, 2008. **Revista Pan-Amazônica Saúde**, v. 1, p. 57-64, 2010.
- IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e estatística. **Cidades**. Available online: <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/ac/rio-branco/panorama>> Accessed on: 15/09/2017.
- LENT, H.; WYGODZINSKY P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas' disease. **Bulletin of the American Museum of Natural History**, v. 163, p. 123-520, 1979.
- MASSARO, D.C.; REZENDE, D.S.; CAMARGO, L.M.A. Estudo da fauna de triatomíneos e da ocorrência de doença de Chagas em Monte Negro, Rondônia, Brasil. **Revista Brasileira Epidemiologia**, v. 11, p. 228-240, 2008.
- MENEGUETTI, D.U.O.; TOJAL, S.D.; MIRANDA, P.R.D.; ROSA, J.A.; CAMARGO, L.M.A. First report of *Rhodnius montenegrensis* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the State of Acre, Brazil. **Revista Sociedade Medicina Tropical**, v. 48, p. 471 – 473, 2015.
- MENEGUETTI, D.U.O.; TREVISAN, R.M.; ROSA, J.A.; CAMARGO, L.M.A. First report of *Eratyrus mucronatus*, Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the state of Rondônia, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, p. 511-512, 2011.
- MENEGUETTI, D.U.O.; VIEIRA, G.; CASTRO, D.S.; RIBEIRO, M.A.L.; SOUZA, J. L.; OLIVEIRA, J.; ROSA, J. A.; CAMARGO, L.M.A. First report of *Rhodnius stali* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the State of Acre and in the Brazilian Amazon. **Revista Sociedade Medicina Tropical**, v. 49, p. 365–368, 2016.
- MILES, M.A.; SOUZA, A.A.; POVO, A.M. Chagas disease in the Amazon Basin. III - Ecotopes of ten triatomine bug species (Hemiptera, Reduviidae) from the vicinity of Belém, Pará State, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 18, p. 266-278, 1981.
- MOLINA J.; GUALDRON, L.; BROCHERO, H.; OLANO, V.; BARRIOS, D.; GUHL, F. Distribución actual e importancia epidemiológica de las especies de triatominos (Reduviidae, Triatominae) en Colombia. **Biomédica**, v. 20, p. 344-360, 2000.
- MOROCOIMA, A.; CHIQUE, J.; HERRERA, L.; MORALES, S.U. *Eratyrus mucronatus* (Stal, 1859) (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae): primer registro para el estado Anzoátegui (Venezuela). **Boletín de Marariologia y Salud Ambiental**, v. 2, p. 307-310, 2010.

NAIFF, M.F.; NAIFF, R.D.; BARRETT, T.V. Vetores selváticos de doença de Chagas na área urbana de Manaus (AM): atividade de vôo nas estações secas e chuvosas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 31, p. 103-105, 1998.

NOIREAU, F.; BOSSENSO, M.; CARRASCO, R.; TALLERIA, J.; VARGAS, F.; CAMACHO, C.; et al. Sylvatic triatomines (Hemiptera: Reduviidae) and possible infection with *Trypanosoma cruzi* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 32, p. 594-598, 1995.

NOIREAU, F.; DUJARDIN, J.P. **Biology of the triatominae**. In: TIBAYRENC, M. Genetics and Evolution of Infectious Diseases. Elsevier, 2011.

OBARA, M. T.; CARDOSO, A.S.; PINTO, M.C.G; SOUZA, C.R.; SILVA, R.A.; GURGEL-GONÇALVES, R. *Eratyrus mucronatus* Stål, 1859 (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae): First report in the State of Acre, Brazil, and updated geographic distribution in South America. **Check List**, v. 9, p. 851–854, 2013.

OLIVEIRA, A.S.; RIBEIRO, M.A.L.; CASTRO, G.V.S.; BRILHANTE, N.A.; CAMARGO, L.M.A.; MENEGUETTI, D.U.O. Confirmation of the occurrence of *Panstrongylus rufotuberculatus* (Champion, 1899) in the state of Acre, Western Amazon. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 52, p. 1-3, 2019.

OLIVEIRA, J.; CESAR, K.; ALEVI, C. Letter Taxonomic status of *Panstrongylus herreri* Wygodzinsky, 1948 and the number of Chagas disease vectors. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 50, p. 434–435, 2017.

OPLS. Organización Panamericana de La Salud. **Guía para muestreo em actividades de vigilancia y control vectorial de la enfermedad de Chagas**. Ed OPS/DPC/CD/276/03, Montevideo, Uruguay, 2003, 46p. Available online: <<http://ops-uruguay.bvsalud.org/pdf/chagas09.pdf>> Accessed on: 19/04/2017.

OTERO, A.M.A., CARCAVALLO, R.U.; TONN, R.J. Notas sobre la biología, ecología y distribución geográfica de *Rhodnius pictipes* Stal, 1872 (Hemiptera, Reduviidae). **Bolletín de la Dirección de Malaria y Saneamiento Ambiental**, v. 16, p. 163-168, 1976.

PESSOA, G.C.D'A; SANTOS, T. R. M.; SALAZAR, G. C.; DIAS, L.S.; MELLO, B.V.; FERRAZ, M.L.; et al. Variability of susceptibility to deltamethrin in peridomestic *Triatoma sordida* from Triângulo Mineiro, State of Minas Gerais, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 48, p. 417-421, 2015.

PINTO, A.Y.N.; VALENTE, S.A.; VALENTE, V.C.; FERREIRA-JUNIOR, A.G.; COURA, J.R. Fase aguda da doença de Chagas na Amazônia brasileira. Estudo de 233 casos do Pará, Amapá e Maranhão observados entre 1988 e 2005. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, p. 602-614, 2008.

RAMOS, L.J.; CASTRO, G.V.S.; SOUZA, J.L.; OLIVEIRA, J.; ROSA, J.A.; CAMARGO, L.M.A.; et al. First report of *Rhodnius neglectus*, Lent, 1954 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the State of Acre and in the Brazilian western Amazon. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 51, p. 212-214, 2018.

RAMOS, L.J.; SOUZA, J.L.; SOUZA, C.R.; OLIVEIRA, J.; ROSA, J.A.; CAMARGO, L.M.A.; et al. First report of *Triatoma sordida*, Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) in the State of Acre and in the Brazilian western Amazon. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 51, p. 77-79, 2018.

RAMOS-LIGONIO, A.; LOPEZ-MONTEON, A.; GUZMAN-GOMEZ, D.; ROSALES-ENCINA, L.J.; LIMON-FLORES, Y.; DUMONTEIL, E. Identification of a Hyperendemic Area for *Trypanosoma cruzi* Infection in Central Veracruz, Mexico. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 83, p. 164–170, 2010.

RIBEIRO, M.A.L.; CASTRO, G.V.S.; SOUZA, J.L.; CARDOSO, A.S.; MADEIRA, F.P.; CAMARGO, L.M.A.; et al. First report of *Panstrongylus lignarius* (Walker, 1873) (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) in the State of Acre, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 52, p. 1-4, 2019.

RIO BRANCO. Secretaria Municipal de Saúde (SEMSA). **Plano de Municipal de Saúde de Rio Branco (2018-2021)**. 2017. Disponível em: <<http://portalcgm.riobranco.ac.gov.br/portal/wp-content/uploads/2015/02/PLANO-MUNICIPAL-DE-SA%C3%9ADE-2018-A-2021.pdf>> Acesso em: 17/12/2017.

ROMAÑA, C.A.; BRUNSTEIN, D.; COLLIN-DEL AVAUD, A.; SOUSA, O.; ORTEGA-BARRÍA, E. Public policies of development in Latin America and Chagas' disease. **Lancet**, v. 362, p. e579, 2003.

ROSA, J.A.; ROCHA, C.S.; SUELI, G.; MARA, C.P.; VAGNER, J.M.; JÚLIO, C.R.F.F.; et al. Description of *Rhodnius montenegrensis* n. sp. (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) from the state of Rondônia, Brazil. **Zootaxa**, v. 3478, p. 62-76, 2012.

SILVA, M.B.A.; MENEZES, K.R.; FARIAS, M.C.G.; ANDRADE, M.S.; VICTOR, C.C.A.; LOROSA, E.S.; et al. Description of the feeding preferences of triatominae in the Chagas disease surveillance study for the State of Pernambuco, Brazil (Hemiptera: Reduviidae). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 50, p. 543 – 546, 2017.

SILVEIRA, A.C. Os novos desafios e perspectivas futuras do controle. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, n. suppl 2, p. 122–124, 2011.

TORRES, D.B.; CABRERA, R. Geographical distribution and intra- domiciliary capture of sylvatic triatomines in La Convención Province, Cusco, Peru. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 52, p. 157-160, 2010.

VALENTE, V.C.; VALENTE, S.A.S.; NOIREAU, F.; CARRASCO, H.J.; MILES, M.A. Chagas disease in the Amazon basin: association of *Panstrongylus geniculatus* (Hemiptera: Reduviidae) with domestic pigs. **Journal of Medical Entomology**, v. 35, p. 99-103, 1998.

VIVAS, A.S.; BARAZARTE, H.; MOLINA DE FERNANDEZ, D. Primer registro de *Eratyrus mucronatus* Stål, 1959 (Hemiptera: Reduviidae) en el ambiente domiciliário em Venezuela. **Entomotropica**, v. 16, p. 215-217, 2001.

WHO. World Health Organization. **Control of Chagas' Disease**. Technical Report Series 811. Geneva: WHO. 1991, 104p.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021.

## IMPORTÂNCIA DA EDUCAÇÃO FORMAL E INFORMAL PARA A PROFILAXIA DE DOENÇAS NEGLIGENCIADAS TRANSMITIDAS POR VETORES: O CASO DA DOENÇA DE CHAGAS

Everton Rodrigues Clovis<sup>1</sup>, Daniel Cesaretto Cristal<sup>2,3</sup>, Giulia Montanari<sup>2,3</sup> e Kaio Cesar Chaboli Alevi<sup>1,3</sup>

1. Faculdade de Saúde Pública, Universidade de São Paulo (USP), São Paulo, São Paulo, Brasil;
2. União das Faculdades dos Grandes Lagos (UNILAGO), São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil;
3. Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Araraquara, São Paulo, Brasil.

### RESUMO

A doença de Chagas (DC) é uma doença negligenciada, causada pelo protozoário *Trypanosoma cruzi*, que acomete cerca de oito milhões de pessoas em todo o mundo. Desde a descoberta dessa enfermidade, a educação é considerada fundamental para o seu enfrentamento. Esse fato levou a inclusão do componente “Informação, Educação e Comunicação” em programas relacionados à DC, bem como nas atividades de vigilância global realizadas pela Organização Mundial de Saúde. As práticas educativas relacionadas a essa doença são desenvolvidas tanto em espaços de educação formal (por exemplo, ensino fundamental, médio, técnico e superior na área da saúde), como não formal (residências, consultas médicas, museus e internet). Com base no exposto, discutiremos, a partir de uma revisão da literatura, questões relacionadas com atividades formais e informais de educação, na perspectiva da DC.

**Palavras-chave:** Educação em Saúde, Triatomíneos e *Trypanosoma cruzi*.

### ABSTRACT

Chagas disease (CD) is a neglected disease, caused by the protozoan *Trypanosoma cruzi*, which affects approximately eight million people worldwide. Since the discovery of this disease, education has been considered essential for coping with it. This fact led to the inclusion of the “Information, Education and Communication” component in programs related to CD, as well as in global surveillance activities carried out by the World Health Organization. Educational practices related to of this disease are developed both in formal education spaces (for example, elementary school, middle, technical, and higher education in the field of health), as informal (such as residences, medical appointments, museums and the internet). Based on the above, we will discuss, from a literature review, issues related to formal activities and informal education, from the perspective of CD.

**Keywords:** Health education, Triatomines and *Trypanosoma cruzi*



# 1. INTRODUÇÃO

## 1.1. DOENÇA DE CHAGAS

A doença de Chagas (DC) é uma doença negligenciada (DN) causada pelo protozoário *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) (Kinetoplastida, Trypanosomatidae), que acomete cerca de oito milhões de pessoas em todo o mundo (CHAGAS, 1909; PAHO, 2017; WHO, 2021). Embora essa enfermidade seja considerada endêmica da América Latina, processos migratórios de latino-americanos infectados resultaram na dispersão da DC para áreas não endêmicas (WHO, 2021). Essa doença, considerada potencialmente fatal (WHO, 2021), resulta em cerca de 30.000 novos casos de infecção e 14.000 mortes por complicações chagásicas todos os anos (PAHO, 2017).

Existem diversas formas de contaminação pelo *T. cruzi*, como, por exemplo, por transplante de órgãos de doadores infectados, acidentes laboratoriais, ingestão de alimentos ou líquidos contaminados (como cana-de-açúcar, açaí e carne crua), de forma congênita (verticalmente entre a mãe e a criança) e, por meio de transfusão de sangue (WHO, 2021). No entanto, a transmissão vetorial pelos triatomíneos é considerada como a principal forma de disseminação da DC (WHO, 2021). Atualmente, existem 157 espécies (ALEVI et al., 2020; DALE; JUSTI; GALVÃO, 2021; ZHAO; GALVÃO; CAI, 2021), sendo *Triatoma infestans* Klug, 1834, *Rhodnius prolixus* Stål, 1859, *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835), *T. brasiliensis* Neiva, 1911 e *T. dimidiata* (Latreille, 1811) as espécies que possuem importância mundial na transmissão dessa DN (GALVÃO, 2014).

Os triatomíneos são insetos hematófagos que tem o hábito de defecar e/ou urinar durante ou após o repasto sanguíneo e, uma vez que esses insetos estejam infectados pelo *T. cruzi*, a forma infectante do protozoário é liberada nas fezes/urina desses vetores (CHAGAS, 1909; WHO, 2021). Existem três principais fatores que diferenciam a atuação vetorial dos triatomíneos quando comparados a outros insetos vetores, a saber, i. a forma de transmissão do agente etiológico, que ocorre pelas fezes/urina (enquanto na maioria dos outros insetos vetores ocorre através da picada); ii. o fato de tanto macho, como fêmea atuarem na transmissão da DC, uma vez que a hematofagia é obrigatória em ambos os sexos (diferente de outros insetos vetores, em que apenas as fêmeas são hematófagas e, conseqüentemente, apresentam importância vetorial); e, por fim, iii. a obrigatoriedade da hematofagia em todas as fases do desenvolvimento após a eclosão do ovo, permitindo que as fases intermediárias (ninfas) também atuem na transmissão da doença (diferente da

maioria dos outros insetos vetores em que apenas os adultos são hematófagos e atuam na transmissão vetorial das doenças) (GALVÃO, 2014, WHO, 2021).

## 1.2. DOENÇA DE CHAGAS x EDUCAÇÃO

Desde a descrição da DC por Carlos Ribeiro Justiniano das Chagas (CHAGAS, 1909), a educação é considerada fundamental para o enfrentamento dessa DN (SANMARTINO; MATEYCA; PASTORINO, 2020; SOUZA et al., 2020). Esse fato levou a inclusão do componente “Informação, Educação e Comunicação (IEC)” em programas de DC [como Organização Mundial de Saúde (OMS) e Organização Pan-Americana da Saúde (OPAS)], como uma das principais estratégias de ações complementares para as atividades de vigilância global (SANMARTINO; MATEYCA; PASTORINO, 2020).

Diante do cenário atual de distribuição da DC, que envolve a presença de pacientes infectados com o *T. cruzi* em diferentes países dentro e fora da América Latina [uma vez que os processos migratórios aumentaram drasticamente os casos positivos de DC em países como Canadá, Estados Unidos, Japão, Austrália, Nova Zelândia, Suíça, Itália e Espanha (SORIANO-ARANDES et al., 2016)], há uma necessidade de que a educação sobre DC inclua diferentes contextos, por exemplo, a presença/ausência dos vetores, os ecótopos (rural, urbano e periurbano) e as diferentes áreas de discussão (ambientes formais, não formais e informais), permitindo que os conceitos fundamentados em abordagens multidimensionais (incluindo uma perspectiva educacional dialógica) ultrapassem os conceitos biomédicos, possibilitando, assim, que as comunidades avaliem, tomem decisões e atuem como líderes na prevenção e promoção de saúde (SANMARTINO; MATEYCA; PASTORINO, 2020).

Sanmartino, Mateyca e Pastorino (2020) consideram que a educação, quando pautada em seu caráter dialógico e transformador, tem um papel fundamental para as atividades entomoepidemiológicas. Além disso, os autores também afirmam que a educação tem um papel transformador quando atua na promoção de mudanças e perspectivas associadas com processos formativos e informativos correlacionados com a promoção e prevenção da DC. Coura e Junqueira (2015) destacam a necessidade da promoção da saúde, bem como do controle da DC, a partir de políticas públicas envolvidas com educação sanitária. A manutenção dessas políticas que promovem Educação em Saúde (ES) é fundamental, pois independente da forma que o assunto é abordado (educação formal ou informal, bem como de maneira técnica, objetiva ou didática), permite esclarecer questões

relacionadas com a DC (inclusive profiláticas) que melhoram as condições de vida (SANTOS et al., 2021).

Abad-Franch et al. (2011) sugerem que a vigilância entomológica deve ser baseada na participação da comunidade, por meio de ações específicas permanentes de ES, uma vez que a ES mostra-se de grande relevância para a profilaxia das doenças, pois pode levar a resultados duradouros e significativos (GRIMES; RONCHI; HIRANO, 2013). Segundo Avila et al. (1998), a ES deverá sempre ser considerada como um componente dos programas de controle de vetores (ênfatizando, por exemplo, a importância dos triatomíneos como transmissores do *T. cruzi*), pois, de maneira geral, as dificuldades envolvidas com o controle da DC, muitas vezes, não estão associadas apenas a práticas clínicas, mas sim a falta de conscientização e educação da população (promovidas por políticas públicas).

Segundo Sanmartino, Mateyca e Pastorino (2020), enquanto 59% das práticas educativas relacionadas à DC são desenvolvidas em espaços de educação formal (educação básica, bem como técnico e superior na área da saúde), 41% são desenvolvidas em contextos educacionais não formais, como residências, consultas médicas, museus e internet. A partir dessa revisão sistemática, os autores destacaram importantes informações, entre elas: i. existem mais trabalhos que discutem a importância teórica da educação para a DC, do que trabalhos que promovem práticas educativas; ii. o campo educacional relacionado a essa DN ainda é incipiente, mesmo nos países endêmicos; iii. uma porcentagem significativa dos trabalhos realizou apenas análises quantitativas, o que não proporciona uma compreensão mais aprofundada dos aspectos discutidos; iv. na maioria das vezes, os membros das comunidades educacionais não atuam como proponentes de experiências e investigações; v. há supervalorização de aspectos biomédicos e pouco destaque para as questões socioculturais; vi. ocorre desvalorização de propostas participativas que promovam transformação social; e, por fim, vii. existe maior ênfase em práticas apenas preventivas, desvalorizando o poder transformador da educação.

Com base no exposto, discutiremos, a partir de uma revisão da literatura, questões relacionadas com atividades formais e informais de educação, na perspectiva da DC.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1 EDUCAÇÃO FORMAL

Por muito tempo, a DC esteve associada a áreas rurais (DIAS et al., 2016), o que levou diversos autores, como Petana (1975), a proporem medidas preventivas específicas

para as populações rurais. Entre elas, o autor destaca a importância de programas de educação extensiva para alertá-los sobre questões associadas a DC, uma vez que são ferramentas que se mostram eficazes no controle de novas incidências da doença. Petana (1975) sugere: i. a necessidade da capacitação dos professores e alunos sobre a DC; ii. a importância de encorajar as crianças a notificar os professores sobre a possível presença de triatomíneos em suas casas (que, posteriormente, encaminharão as informações às autoridades de saúde pública); e iii. a necessidade de estimular múltiplas ferramentas de informação, como, por exemplo, série de rádio sobre a DC e sua profilaxia e cinemas itinerantes com curtas-metragens relacionadas à doença.

Com o objetivo de organizar ações para promoção da saúde nas escolas, o Ministério da Saúde e o Ministério da Educação criaram, no ano de 2007, o Programa Saúde na Escola (DIAS; ROCHA; WERNECK, 2020). No entanto, Santos e Meirelles (2013) evidenciaram que, mesmo após a criação desse programa, a DC foi pouco discutida no ambiente escolar, seja nas salas de aula, seja na formação continuada dos professores. Como estratégias para abordar temas em saúde (como DC e outras DN), foram propostos jogos lúdicos que auxiliam os alunos a desenvolverem habilidades cognitivas, percepção e raciocínio rápido (DIAS; ROCHA; WERNECK, 2020). Oliveira et al. (2019), por exemplo, desenvolveram um jogo *mobile* educativo sobre a DC (integrando ludicidade e educação) que teve como proposta melhorar o grau de conscientização e de informação da população sobre formas de prevenção, transmissão e tratamento dessa DN. Além disso, Pereira et al. (2019) observaram que a percepção e participação dos alunos em questões de saúde pública, como a DC, intensificou-se a partir de atividades lúdicas e interdisciplinares, utilizando-se de metodologias ativas baseadas em ações pedagógicas, como palestras educativas desenvolvidas por universitários, atividades extraclasse, jogos de memorização, atividades cognitivas e elaboração de informativos, que foram desenvolvidas em várias esferas do ensino (discentes, docentes, gestores, bem como familiares e a sociedade local).

Um projeto piloto de controle integrado de vetores da DC foi desenvolvido em aldeias de Yucatan, México (FERRAL et al., 2010; DUMONTEIL et al., 2013) em que diversas atividades entomoepidemiológicas (RAMIREZ-SIERRA et al., 2010; DUMONTEIL et al., 2013) e educacionais (com ênfase na conscientização das comunidades) (ROSECRANS et al., 2014) sensibilizaram, principalmente, os adultos sobre questões associadas a essa DN. No entanto, Yevstigneyeva; Camara-Mejia; Dumonteil (2014) analisaram a percepção de crianças dessas aldeias sobre os vetores da DC, por meio de desenhos, e observaram que as crianças também estavam familiarizadas com os triatomíneos e apresentavam um

conhecimento abrangente relacionado com diversos aspectos biológicos e ecológicos dos vetores (principalmente associados aos hábitos alimentares desses insetos hematófagos), sugerindo a importância desse conhecimento para o desenvolvimento de campanhas e materiais educacionais que promovam a conscientização sobre a DC.

Brandão, Nascimento e Barros (2018), por sua vez, avaliaram a percepção de acadêmicos do ensino médio do Brasil sobre DC, com o intuito de verificar como o assunto vem sendo tratado na sociedade atual. Os autores observaram que a maioria dos alunos tem conhecimento sobre a DC, sendo esse aprendizado adquirido no ambiente escolar e, curiosamente, registraram que a maioria dos estudantes não conhecia nenhum chagásico. Além disso, os autores destacaram que a avaliação de percepções por parte dos estudantes pode servir como instrumento facilitador para a diminuição das fronteiras da informação e promoção da saúde e, sobretudo, recomendaram que a ES seja sempre incluída nas escolas como um dos componentes utilizados pelos professores que lecionem sobre saúde coletiva e zoonoses.

Coura e Junqueira (2015) discutiram questões relacionadas à DC na Amazônia e sugeriram que os principais meios de controle dessa DN deveriam estar predominantemente relacionados à educação da população e dos profissionais de saúde (técnicos de laboratório, agentes de saúde, enfermeiros e médicos). Os autores ressaltaram que é necessário educar a população para: i. mantê-la o mais distante possível dos reservatórios e vetores silvestres, ii. conscientizá-la sobre os cuidados com palmeiras, currais, chiqueiros e galinheiros próximos das residências, iii. instruí-la sobre a necessidade de higienização de frutas (como o açaí) e dos utensílios domésticos utilizados no seu processamento, iv. orientá-la sobre os riscos de consumir carne crua de animais selvagens, v. aconselhá-la para que o desmatamento seja evitado, vi. direcioná-la sobre a captura dos triatomíneos que invadirem as residências e sobre o encaminhamento desses vetores aos agentes de saúde, para identificação e teste de infecção e, por fim, vii. sensibilizá-la sobre os riscos de contrair e evitar a DC.

Diversos projetos e/ou atividades no campo formal contribuem para a promoção de conhecimento sobre DC, como o grupo “Do que falamos quando falamos de Chagas?”, desenvolvido na Faculdade de Ciências Naturais e Museu da Universidade Nacional de La Plata, Argentina, que tem como proposta geral discutir a DC entre universitários, a partir de uma abordagem abrangente e inovadora relacionada a diversos contextos educacionais. Essa prática tem como objetivo: i. expandir a compreensão sobre a DC, por meio de atividades interdisciplinares; ii. divulgar e desenvolver recursos educacionais e de

comunicação sobre o tema, com a finalidade de melhorar a formação dos graduandos; iii. promover o uso de ferramentas teórico-práticas para uma reflexão crítica sobre as abordagens interdisciplinares complexas da DC; e iv. incentivar a aprendizagem de práticas para o planejamento e desenvolvimento de extensão universitária (SANMARTINO et al., 2015, 2021)

Embora existam vetores da DC nos EUA, até 1955 essa enfermidade não havia sido notificada (MONTGOMERY et al., 2016), pois a DC foi intensificada na América Anglo-saxônica a partir de atividades migratórias (MONTGOMERY et al., 2016). Diante desse fato, o conhecimento e conscientização sobre questões relacionadas com a DC nos EUA ainda são pouco discutidos (MONTGOMERY et al., 2016). Diante desse pressuposto, Granados et al. (2020) ressaltaram que aumentar a conscientização e fornecer educação *online* continuada sobre o assunto poderia salvar vidas. Com base nessas questões, os autores desenvolveram um *webinar online* (videoconferência com intuito educacional) para profissionais da saúde, com o intuito de fornecer oportunidades de aprendizagem facilmente acessíveis usando testes e avaliações.

Apt et al. (2013) avaliaram o conhecimento das equipes profissionais de saúde do Chile sobre a DC e evidenciaram baixo nível de informações (com ênfase na manifestação clínica em recém-nascidos e nos métodos diagnósticos). A partir disso, os autores sugeriram a necessidade de uma intervenção educacional contínua para a aquisição de novos conhecimentos e estratégias que permitam avaliar adequadamente exames sorológicos de DC e, sobretudo, ressaltaram que o processo de ensino-aprendizagem dessa enfermidade deveria ser aplicado tanto em países endêmicos, como não endêmicos.

Da mesma forma, Colosio et al. (2007) avaliaram os conhecimentos e atitudes de profissionais da saúde do Brasil (médicos, enfermeiros, auxiliares de enfermagem e agentes comunitários de saúde) sobre a DC e observaram que um percentual significativo de profissionais de todas as categorias apresentaram dúvidas sobre questões entomoepidemiológicas da DC, ressaltando a necessidade de se adotar medidas eficientes de capacitação profissional e ES, visando manter o controle já alcançado para a DC e atender adequadamente aos pacientes infectado pelo *T. cruzi*. Ferreira et al. (2018) avaliaram o conhecimento de médicos desse país sobre a DC e destacaram que muitos deles relataram não se sentir totalmente seguros para os atendimentos clínicos, sendo que mais de 30% desconhecem o fármaco Benzonidazol, única droga disponível no Brasil. Além disso, os autores relataram que, após a graduação, poucos médicos receberam alguma

informação ou treinamento relacionado à DC, sinalizando que há insegurança, desconhecimento e carência de capacitações sobre essa DN entre esses profissionais.

## 2.2 EDUCAÇÃO INFORMAL

Bianchi et al. (2018) destacam que ações educativas relacionadas a vigilância constante dos vetores devem ser promovidas nas comunidades, uma vez que ainda existem lacunas na conscientização da população em relação à transmissão, prevenção e controle da DC. Com base nessa carência de informações e, sobretudo, na falta de material educativo para distribuição pública pelos agentes dos programas de controle da DC (SANMARTINO; CROCCO, 2000; DIAS; SILVEIRA; SCHOFIELD, 2002; VILLELA et al., 2007), os autores desenvolveram um documentário educativo sobre a DC e seus vetores, com o objetivo de disponibilizar esse material à população, sem custos. Recentemente, Bianchi et al. (2021) investigaram o impacto de um vídeo educativo, denominado “Documentário sobre a Doença de Chagas”, no conhecimento de uma população residente em área endêmica do Brasil. Após a exibição do vídeo, os autores observaram um aumento significativo no conhecimento sobre os triatomíneos, a DC e, principalmente, a sua prevenção.

Com a mesma finalidade, Santos et al. (2021) elaboraram e distribuíram um calendário ilustrado [as ilustrações tiveram como propósito tornar o material mais atrativo para as crianças, que frequentemente atuam como multiplicadoras do conhecimento (CASTRO et al., 1998; CROCCO et al., 2005)] sobre a DC em áreas endêmicas da região sul do Brasil, orientando sobre as formas de capturas dos vetores e os modos de prevenção da doença. Além disso, Silva (2019) confeccionou um jogo de memória e desenvolveram um jogo “Quiz Chagas”, com informações sobre a DC, para serem utilizados em atividades com os portadores dessa enfermidade em ambientes hospitalares.

A atuação da comunidade local é imprescindível para as ações dos programas de controle de vetores, uma vez que os moradores atuam como um elo entre a incidência dos triatomíneos e as estratégias de controle realizadas pela vigilância epidemiológica dos municípios (SOUZA et al., 2020; SANTOS et al., 2021). A partir da notificação de um possível triatomíneo, os agentes de saúde realizam a identificação dos mesmos e, caso seja confirmado que se trata de um vetor da DC, avaliam a presença de *T. cruzi*. Por outro lado, se os insetos não forem triatomíneos, os agentes devem informar os moradores que não se trata de um vetor da DC (SOUZA et al., 2020). Com base na história de sucesso dos programas de controle de vetores em toda a América Latina, a partir da participação da

comunidade, Curtis-Robles et al. (2015) utilizaram abordagens fundamentadas na ciência cidadã para i. obter novos *insights* sobre a distribuição geográfica e sazonalidade dos triatomíneos, ii. tomar conhecimento das taxas de infecção por *T. cruzi* no estado do Texas e iii. capacitar o público com informações sobre a DC, permitindo, dessa forma, que as pessoas assumam um papel ativo na compreensão e promoção de saúde (promovendo-os a agentes de saúde).

Considerando a ideia de tornar os membros da comunidade “agentes promotores de saúde”, Sanmartino et al. (2021) sugerem que as propostas da IEC sobre DC (caracterizada como um fenômeno complexo e multidimensional que envolve, além de questões biomédicas e epidemiológicas, questões políticas, socioeconômicas, ambientais, assim como fatores psicológicos e socioculturais) são importantes para a promoção de novas perspectivas que possibilitam o diálogo, a capacitação e o compartilhamento de informações pelos próprios membros das comunidades, pois tornam esses moradores líderes de ações de promoção da saúde, com ênfase na prevenção da DC.

Diversos projetos e/ou atividades no campo informal contribuem para a promoção de conhecimento sobre DC, como i. o “Projeto CorArte: Coração com Arte em sala de espera”, idealizado no Brasil, que promove atenção integral à pessoa com Chagas através de expressões artísticas (como escrita de “cordel”, poesia, grafite e música) e permite dialogar e trocar experiências sobre o tratamento clínico e as necessidades psicossociais (SANMARTINO et al., 2021); ii. triagens realizadas em eventos culturais, como a participação do centro de saúde *Drassanes Vall d'Hebron* em eventos de imigrantes bolivianos que residem na Espanha, oferecendo informações sobre a DC e realizando testes de infecção por *T. cruzi* (GÓMEZ et al., 2020; SANMARTINO et al., 2021), iii. atuação do Centro de Epidemiologia Comunitária e Medicina Tropical (CECOMET) e do *San Lorenzo Health District* em comunidades indígenas do Equador, promovendo-os a agentes (permitindo que atuem na identificação das espécies de triatomíneos, na avaliação dos riscos de transmissão da doença e, sobretudo, na identificação de pessoas infectadas) que auxiliam na definição de programas de tratamento e controle de DC (TOGNONI et al., 2010; SANMARTINO et al., 2021).

Salm e Gertsch (2019) avaliaram a percepção cultural de comunidades indígenas do Chaco boliviano sobre a DC e seu vetores, uma vez que nesse local a doença ainda é hiperendêmica, pois mais 70% dos vetores domésticos coletados nessa região são infectados com *T. cruzi*. Os autores observaram que uma parcela dos indígenas associava os triatomíneos à DC, mas não traduziam esse conhecimento em proteção e prevenção (pois



algumas comunidades ainda vivem em casas tradicionais que abrigam vetores hiperinfectados pelo *T. cruzi*). Além disso, eles destacam que as campanhas de saúde tiveram pouca influência em suas práticas de prevenção, possivelmente devido a restrições culturais.

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A partir dos dados apresentados, fica evidente que tanto a educação formal, como a informal são essenciais para a profilaxia da DC. Consideramos importante intensificar a utilização de práticas educativas formais entre os profissionais da saúde (promovendo educação continuada sobre DC), assim como informais entre a população (utilizando-se de diferentes linguagens e metodologias que possibilitem conscientiza-los, permitindo que atuem como agentes promotores de saúde) para o enfrentamento da DC.

### 4. REFERÊNCIAS

- ABAD-FRANCH, F.; VEGA, M.C.; ROLON, M.S.; SANTOS, W.S.; ROJAS DE ARIAS, A. Community participation in Chagas disease vector surveillance: systematic review. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 5, p. e1207, 2011.
- ALEVI, K.C.C.; OLIVEIRA, J.; GARCIA, A.C.C.; CRISTAL, D.C.; DELGADO, L.M.G.; BITTINELLI, I.F.; et al. *Triatoma rosai* sp. nov. (Hemiptera, Triatominae): A new species of Argentinian Chagas disease vector described based on integrative taxonomy. **Insects**, v. 11, p. 830, 2020.
- APT, W. GALAFÉ, S.; ZULANTAY, I.; YUHASZ, S.; URBINA, P.; YÉVENES, K.; et al. Chagas Disease: A Global Neglected Disease that Require Continuous Medical Education. **J Com Med Health Educ**, v. 4, p. e1000260, 2013.
- AVILA, M.G.; MARTINEZ, H.M.; PONCE, C.; PONCE, E.; SOTO, H.R. Chagas disease in the central region of Honduras: Knowledge, beliefs and practices. **Rev Panam Salud Publica**, v. 3, p. 158-163, 1998.
- BIANCHI, T.F.; SANTOS, C.V.; JESKE, S.; GRALA, A. P.; MOURA, M. Q.; MADIA, D.S.; et al. Health Education in Chagas disease control: Making Educational Video. **Rev Patol Trop**, v. 47, p. 116-124, 2018.
- BIANCHIA, T.F.; JESKEA, S.; SARTORIA, A.; GRALAA, A. P.; VILLELAA, M. M. Validation of a documentary on Chagas disease by a population living in an endemic area. **Braz J Biol**, v. 81, p. 665-673, 2021.

BRANDÃO, L.E.D.; NASCIMENTO, J.M.L.; BARROS, M.D.M. Percepções sobre a Doença de Chagas entre discentes do Ensino Médio em Belo Horizonte, Minas Gerais. **Ens. Pesq**, v.16, p. 7-25, 2018.

CASTRO, A.P.R.; GONÇALVES, A.F.; CAETANO, F.H.P.; SOUZA, L.J.E.X. Brincando e aprendendo saúde. **Cont. em Enferm**, v. 7, p. 85-95, 1998.

CATALÁ, S. **Información, Educación y Comunicación (IEC) Componentes esenciales en la prevención y vigilancia de la enfermedad de Chagas**. In CROCCO, L. Chagas, educación y promoción de la salud. Sima Editora, 2011.

CHAGAS, C. Nova tripanozomíase humana: estudos sobre a morfologia e o ciclo evolutivo do *Schizotrypanum cruzi* n. gen., n. sp., agente etiológico de nova entidade morbida do homem. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v.1, p.159-218, 1909.

COLOSIO, R.C.; FALAVIGNA-GUILHERME, A.L; GOMES, M.L.; MARQUES, D.S.O.; LALA, E.R.P; ARAÚJO, S.M. Conhecimento e atitudes sobre a Doença de Chagas entre profissionais de saúde - Paraná, Brasil. **Cienc, Cuid Saúde**, v. 6, p. 355-363, 2007.

COURA J.R.; JUNQUEIRA, A.C.V. Surveillance, health promotion and control of Chagas disease in the Amazon Region - Medical attention in the Brazilian Amazon Region: a proposal. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 110, p. 825-830, 2015.

CROCCO, L.; RODRÍGUEZ, C.; CATALÁ, S.; NATTERO, J. Enfermedad de Chagas en Argentina: herramientas para que los escolares vigilen y determinen la presencia de factores de riesgo en sus viviendas. **Cad Saúde Pública**, v. 21, p. 646-651, 2005.

CUNHA, N.H.S. **Brinquedo, desafio e descoberta: subsídios para utilização e confecção de brinquedos**. FAE, 1988.

CURTIS-ROBLES, R.; WOZNIAK, E.J.; AUCLAND, L.D, HAMER, G.L, HAMER, S.A. Combining public health education and disease ecology research: using citizen science to assess Chagas disease entomological risk in Texas. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 9, p. e0004235, 2015.

DALE, C.; JUSTI, S.A.; GALVÃO, C. *Belminus santosmalletae* (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae): New Species from Panama, with an Updated Key for *Belminus* Stål, 1859 Species. **Insects**, v.12, p. e686, 2021.

DIAS, J.C.P.; RAMOS JR, A.N.R.; GONTIJO, E.D.; LUQUETTI, A.; SHIKANAI-YASUDA, M.A.; COURA, J.R.; et al. 2ª Brazilian Consensus on Chagas Disease, 2015. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 49, p. 3-60, 2016.

DIAS, J.C.P.; SILVEIRA, A.C.; SCHOFIELD, C. The impact of Chagas disease control in Latin America: a review. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 97, p. 603-612, 2002.

DIAS, L.P.; ROCHA, G.K.; WERNEK, J.M.C.F. O Ensino da Doença de Chagas através de Ferramenta Pedagógica Lúdica. **Vertices**, v. 22, p. 46-58, 2020.

DUMONTEIL, E.; NOUVELLET P.; ROSECRANS K.; RAMIREZ-SIERRA M.J.; GAMBOA-LEON R.; CRUZ-CHAN, V.; et al. Eco-bio-social determinants for house infestation by nondomiciliated *Triatoma dimidiata* in the Yucatan peninsula, Mexico. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 7, p. e2466, 2013.

FERRAL, J.; CHAVEZ-NUÑEZ, L.; EAUN-GARCIA, M.; RAMIREZ-SIERRA, M. J.; NAJERA-VASQUEZ, M.R.; DUMONTELI, E. Comparative field trial of alternative vector control strategies for non-domiciliated *Triatoma dimidiata* in the Yucatan peninsula, Mexico. **Am J Trop Med Hyg**, v. 82, p. 60-66, 2010.

FERREIRA, A.M.; SABINO, E.C.; MOREIRA, H.F.; CARDOSO, C.S.; OLIVEIRA, C.L.; RIBEIRO, A.L.P.; et al. Avaliação do conhecimento acerca do manejo clínico de portadores da doença de Chagas em região endêmica no Brasil. **Rev. APS**, v. 21, p. 345-354, 2018.

GALVÃO, C. **Vetores da doença de Chagas no Brasil**. Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014.

GÓMEZ I PRAT, J.; PEREMIQUEL-TRILLAS, P.; GUIU, I.C.; MENDIVELSO, J.C.; CHOQUE, E., DE LOS SANTOS, J.J.; et al. Comparative evaluation of community interventions for the immigrant population of Latin American origin at risk for Chagas disease in the city of Barcelona. **PLoS One**, v. 15, p. e0235466, 2020.

GRANADOS, P.S.; PACHECO, G.J.; PATLÁN, E.N.; BETANCOURT, J.; FULTON, L. Assessing the effectiveness of Chagas disease education for healthcare providers in the United States. **BMC Infect Dis**, v. 20, p. 743, 2020.

GRIMES, C.; RONCHI, D.L.; HIRANO, Z.M.B. Prática pedagógica diferenciada nos processos de ensinar e de aprender em parasitologia. **Ens, Saúde Amb**, v. 6, p. 89-100, 2013.

MONTGOMERY, S.P.; PARISE, M.E.; DOTSON, E.M.; BIALEK, S.R. What Do We Know About Chagas Disease in the United States? **Am J Trop Med Hyg**, v. 95, p. 1225-1227, 2016.

OLIVEIRA, L.L.; RIBEIRO, E.; SERUFFO, M.; SOUZA, D.; SANCHEZ, T. Jogo *Mobile* como Ferramenta de Educação para Prevenção da Doença de Chagas. **Congresso sobre Tecnologia na Educação (CTRL+E)**, 2019.

PEREIRA, S.B.; FELIX, N.S.; DA COSTA, G.B.; LIMA, S.S. **Ensino x Saúde Pública: Conscientização da doença De Chagas nas escolas da rede pública no município de Castanhal**. In: SILVA-MATOS, R.R.S.; SOUZA, G.M.M.; COSTA, A.C.S. Meio ambiente: inovação com sustentabilidade 2. Atena Editora, 2019.

PETANA, W.B. Educational approach in the control of Chagas' disease. **PAHO**, v. 9, p. 300-305, 1975.

RAMIREZ-SIERRA M.J.; HERRERA-AGUILAR, M.; GOURBIE`RE, S.; DUMONTEIL, E. Patterns of house infestation dynamics by non-domiciliated *Triatoma dimidiata* reveal a spatial gradient of infestation in rural villages and potential insect manipulation by *Trypanosoma cruzi*. **Trop Med Int Health**, v. 15, p. 77-86, 2010.

ROSECRANS, K.; CRUZ-MARTIN, G.; KING, A.; DUMONTEIL, E. Opportunities for improved Chagas disease vector control based on knowledge, attitudes and practices of communities in the Yucatan peninsula, Mexico. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 8, p. e2763, 2014.

SALM, A.; GERTSCH, J. Cultural perception of triatomine bugs and Chagas disease in Bolivia: a cross-sectional field study. **Paras Vect**, v. 12, p. e291, 2019.

SANMARTINO M.; AMIEVA N.E.F.A., S.C.; BALSALOBRE, A.; CARRILLO, C. **Hablamos de Chagas. Aportes para (re) pensar la problemática con una mirada integral**. CONICET, 2015.

SANMARTINO M.; MATEYCA C.; PASTORINO I.C. What are we talking about when we talk about education and Chagas? A systematic review of the issue. *Biochim Biophys Acta Mol Basis Dis*, v. 1866, p. e165691. 2020.

SANMARTINO, M.; CROCCO, L. Conocimientos sobre la enfermedad de Chagas y factores de riesgo en comunidades epidemiológicamente diferentes de Argentina. *Rev Panam Salud Publica*, v. 7, p. 173-178, 2000.

SANMARTINO, M.; FORSYTH, C. J.; AVARIA, A.; VELARDE-RODRIGUEZ, M.; PRAT, J. G.; ALBAJAR-VIÑAS, P. The multidimensional comprehension of Chagas disease. Contributions, approaches, challenges and opportunities from and beyond the Information, Education and Communication field. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, v. 116, p. e200460, 2021.

SANTOS, C.V.; BIANCHI, T.F.; LEON, I.F.; TELLES, L.F.; WILHELMS, T.S.; BEDIN, C.; et al. Calendário ilustrativo: uma abordagem no combate à doença de chagas e seus vetores. *BJD*, v. 7, p. 33389-33404, 2021.

SANTOS, T.T.; MEIRELLES, R.M.S. A abordagem das doenças negligenciadas na educação em saúde: análise das atas dos ENPECS entre 2009 e 2011. **IX Encontro Nacional de Pesquisa em Educação em Ciências**, 2013.

SILVA, F. S. P. **Vivendo com Chagas: Registro de histórias de vida e atividades de educação não formal com portadores de Doença de Chagas**. (Dissertação) Mestrado em Ensino em Biociências e Saúde - FIOCRUZ, Rio de Janeiro, 2019.

SORIANO-ARANDE, A.; ANGHEBEN, A.; SERRE-DELCOR, N.; TREVIÑO-MAURI, B.; PRAT, J.G.I.; JACKSON, Y. Control and management of congenital Chagas disease in Europe and other non-endemic countries: current policies and practices. *Trop Med and Int Health*, v. 21, p. 590-596, 2016.

SOUZA, B.B.O.G.A.; ALMEIDA, M.C.; LOULA, N.M.C.; ALVES, K.K.A.F.; SANTOS, C.S.; DOURADO, D.L.O.; et al. A educação em saúde na atuação contra os impactos da doença de Chagas. *Res Soc Devel*, v. 9, p. e799997873, 2020.

SOUZA, O.M.F.; SANTOS, C.G.S.; SANTOS, R.F.; FONSECA, E.O.L.; LIMA, A.G.D. **Triatomíneos da Bahia: manual de identificação e orientações para o serviço**. Oxente, 2020.

TOGNONI G., ANSELMINI M., PRANDI R., MONTANO C.C., FIGUEROA M.M., ARMANI D.; et al. **Epidemiología comunitaria: las periferias toman la palabra**. CECOMET, 2010.

VILLELA, M.M.; SOUZA, J.M.B.D.; MELO, V.D.P.; DIAS, J.C.P. Vigilância epidemiológica da doença de Chagas em programa descentralizado: avaliação de conhecimentos e práticas de agentes municipais em região endêmica de Minas Gerais, Brasil. *Cad Saude Publica*, v. 23, p. 2428-2438, 2007.

WHO. **Chagas disease**. Disponível em < [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis))>. Acesso 30/07/2021.

YEVSTIGNEYEVA, V.; CAMARA-MEJIA, J.; DUMONTEIL, E. Analysis of Children's Perception of Triatomine Vectors of Chagas Disease through Drawings: Opportunities for Targeted Health Education. *PLoS Negl Trop Dis*. v. 8, p. e3217, 2014.

ZHAO, Y.; GALVÃO, C.; CAI, W. *Rhodnius micki*, a new species of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) from Bolivia. **ZooKeys**, v. 1012, p. 71-93, 2021.

## ATUALIZAÇÃO NOS MÉTODOS PARA IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES DE CULICÍDEOS

Vera Lucia Fonseca de Camargo-Neves<sup>1</sup>, Eduardo Sterlino Bergo<sup>1</sup>, Lilian de Oliveira Guimarães<sup>1</sup>, Gabriella Ricomini Caetano Clemente<sup>2</sup>, Vinicio Rodrigues de Lima<sup>2</sup> e Karin Kirchgatter<sup>1,2</sup>

1. Superintendência de Controle de Endemias, SUCEN, São Paulo, São Paulo, Brasil;
2. Programa de Pós-Graduação em Medicina Tropical, Instituto de Medicina Tropical, Faculdade de Medicina, Universidade de São Paulo, São Paulo, São Paulo, Brasil.

### RESUMO

Os Culicídeos, vulgarmente conhecidos como mosquitos, têm ampla distribuição geográfica, sendo três quartos das espécies conhecidas presentes em regiões tropicais e subtropicais. Muitas espécies são transmissoras de agentes infecciosos que podem causar doenças em humanos e animais domésticos, consistindo em responsáveis indiretos pela alta morbidade e mortalidade entre seres humanos. A identificação e descrição de espécies é uma importante tarefa da biologia, que permite nomeá-las de modo a relatar resultados ou acessar informações publicadas sobre um organismo. Desse modo, o emprego de caracteres morfológicos resulta na construção de chaves taxonômicas para a identificação de grande parte das espécies de mosquitos, mesmo havendo limitações na sua identificação, como no caso de espécies crípticas. Na atualidade, tornou-se consenso a relevância das ferramentas moleculares na sistemática deste grupo de insetos e seu papel complementar à taxonomia tradicional. A identificação correta dos mosquitos é o primeiro passo para definição e priorização de estratégias de controle para esses insetos vetores e, conseqüentemente, para os patógenos por eles transmitidos. Neste capítulo, são apresentadas diferentes ferramentas para a identificação de culicídeos, que vão desde a classificação fenotípica, por meio de caracteres morfológicos, passando pelos avanços da identificação molecular até o emprego da morfometria geométrica das asas desses insetos.

**Palavras-chave:** Mosquitos, Morfometria, Identificação, COI, Morfologia, Divergência genética e *DNA barcode*.

### ABSTRACT

Culicids, commonly known as mosquitoes, have a wide geographic distribution, with three quarters of the known species present in tropical and subtropical regions. Many species transmit infectious agents that can cause diseases in humans and domestic animals, and are indirectly responsible for the high morbidity and mortality rates among humans. The identification and description of species is an important task in biology, which allows them to

be named in order to report results or access published information about an organism. Thus, the use of morphological characters results in the construction of taxonomic keys for the identification of most species of mosquitoes, even with limitations in their identification, as in the case of cryptic species. Currently, the relevance of molecular tools in the systematics of this group of insects and their complementary role to traditional taxonomy has become a consensus. The correct identification of mosquitoes is the first step in defining and prioritizing control strategies for these insects and, consequently, for the pathogens transmitted by them. In this chapter, different tools for the identification of Culicidae are presented, ranging from phenotypic classification using morphological characters, through advances in molecular identification to the use of geometric morphometry of the wings of these insects.

**Keywords:** Mosquitoes, Morphometry, Identification, COI, Morphology, Genetic divergence and DNA barcode

## 1. INTRODUÇÃO

Definir novas espécies constitui o objetivo da taxonomia, ramo da biologia que busca descrever e nomear todos os seres vivos que povoam o planeta, hierarquizando-os em unidades taxonômicas distintas. Este é o ponto de partida para outra área afim, a sistemática, que visa compreender a história evolutiva desses seres e as relações filogenéticas estabelecidas entre eles (FUNK; BROOKS, 1990).

A história da taxonomia é muito antiga e, no decorrer de mais de dois milênios de existência, diferentes abordagens para esse sistema de classificação da vida vêm sendo propostas e aperfeiçoadas pelos naturalistas e cientistas que se dedicaram a tais estudos. Em linhas gerais, nas três últimas décadas, a taxonomia animal, em particular a de mosquitos (Diptera, Culicidae), tem se fundamentado na evolução tecnológica e na integração com outros campos do conhecimento humano. Como resultado, elevado número de novas espécies ou mesmo alguns gêneros novos têm sido incluídos à extensa lista conhecida desses insetos (HARBACH, 2007).

Os insetos são o grupo mais diversificado de animais do filo Arthropoda e, dentre eles, estão os Diptera da família Culicidae Meigen, 1818. Estes revestem-se de grande importância devido (i) a sua ampla distribuição geográfica, com representantes encontrados em praticamente todas as regiões do planeta, das quais as regiões Tropical e Subtropical abrigam três quartos das espécies conhecidas (CLEMENTS, 1992; FORATTINI, 2002) e, (ii) ao fato que muitas espécies são transmissoras de agentes infecciosos que podem causar doenças em humanos e animais domésticos como, por exemplo, diferentes arbovírus, nematóides e protozoários. Algumas espécies dos gêneros *Anopheles* Meigen, 1818, *Aedes*

Meigen, 1818 e *Culex* Linnaeus, 1758 são os responsáveis indiretos pela alta morbidade e mortalidade entre humanos, mais do que qualquer outro grupo de organismos (HARBACH, 2007).

Os mosquitos são insetos holometábolos, ou seja, apresentam metamorfose completa durante seu desenvolvimento, com as formas de ovo, larvas de quarto ínstar e pupa aquáticas. Os adultos (alados) são delgados e de pernas longas, facilmente reconhecidos por apresentarem aparelho bucal sugador, em forma de tromba (probóscide) e pela presença de escamas em muitas partes do corpo. As larvas se distinguem de outros insetos aquáticos pelo formato geral vermiforme, presença de uma cabeça distinta com escovas bucais e antenas, um tórax bulboso mais largo do que a cabeça, um abdômen com presença de papilas anais e um par de aberturas respiratórias (subfamília Anophelinae) ou um sifão alongado (subfamília Culicinae) (FORATINNI, 2002).

Os culicídeos são geralmente, e de forma mais confiável, identificados nas fases de adulto e larvas de quarto instar (HARBACH, 2013). A identificação fenotípica de espécies de importância médica leva a uma melhor compreensão das características biológicas desses insetos vetores de doenças, que são frequentemente submetidos a vários tipos de pressões seletivas, como infecções parasitárias, mudanças ambientais e paisagísticas, uso de inseticidas, entre outros (DUJARDIN, 2008). Outra vantagem no emprego de caracteres morfológicos externos para a classificação de mosquitos reside na possibilidade de construção de chaves taxonômicas para a identificação de grande parte das espécies, com relativa facilidade.

Tradicionalmente, tanto a taxonomia quanto a sistemática de culicídeos permaneceram conservadoras por um longo período, embasadas principalmente em estudos morfológicos, o que esbarra em limitações para a identificação de espécies isomórficas (crípticas), que são representadas por aquelas reprodutivamente isoladas, mas muito semelhantes morfológicamente, ou até mesmo indistinguíveis (WALTON et al., 1999). Isso dificulta a tarefa de separar, com o emprego de chaves taxonômicas, espécies que vivem em simpatria. Muitas vezes, devido à dificuldade da identificação morfológica das espécies crípticas, essas são agrupadas em “complexos” que podem reunir espécies com diferentes papéis epidemiológicos.

Munstermann e Conn (1997) observaram que “*os mosquitos de importância médica estão entre os insetos mais detalhadamente descritos pela taxonomia convencional e, portanto, fornecem uma estrutura segura para testar congruências com dados moleculares. Por sua vez, as investigações moleculares têm fornecido um estímulo à sistemática de*



*vetores na descoberta e delineamento de complexos crípticos de espécies, além de fornecer novas perspectivas sobre as relações em divisões taxonômicas superiores*". Nas últimas duas décadas, os adventos de ferramentas moleculares e de técnicas da morfometria alar, permitiram, com base em análises filogenéticas, junto com aqueles táxons de dados morfológicos, mostrar a história evolutiva e, algumas vezes, levar a mudanças de nomenclatura.

O *DNA barcode* propiciou um aumento exponencial no reconhecimento de espécies crípticas e, cada vez mais, tem sido usado para estudos filogenéticos e para a taxonomia de indivíduos que são de difícil identificação. Essa ferramenta auxilia os não taxonomistas a identificar culicídeos, proporcionando uma correta e precisa informação sobre vetores transmissores de patógenos. Sequências de DNA de uma grande variedade de genes são utilizadas em estudos populacionais, filogenéticos e taxonômicos. Na sistemática molecular, os genes do DNA mitocondrial são os mais utilizados, devido à sua herança materna, taxa de recombinação limitada, rápida evolução e resistência contra degradação, tornando-os marcadores ideais para resolver questões de identificação de espécies (ROE; SPERLING, 2007).

A morfometria é o estudo da forma e do tamanho, e da relação entre estas duas variáveis (MORAES, 2003). A morfometria geométrica combina a geometria com a estatística multivariada, assegurando que a forma de uma estrutura seja caracterizada (KLINGENBERG; MARUGÁN-LÓBON, 2013). Esse método tem sido utilizado tanto para a distinção de espécies como para estudos microevolutivos, devido aos seus atributos herdáveis que podem ser importantes em processos adaptativos e evolutivos (DUJARDIN, 2008). Assim, a análise da forma permite realizar comparações de fenótipo entre indivíduos, populações ou espécies, desde que haja equivalência entre os indivíduos e os marcos analisados de uma certa estrutura anatômica (DUJARDIN, 2011).

Neste capítulo, apresentam-se as diferentes ferramentas para a identificação de culicídeos que vão desde a classificação fenotípica, por meio de caracteres morfológicos, passando pelos avanços da identificação molecular, até estudos microevolutivos, com emprego da morfometria geométrica das asas desses insetos.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. TAXONOMIA CLÁSSICA

Desde os tempos mais remotos o ser humano diferencia, nomeia e organiza de algum modo os seres vivos que conhece, como forma de defesa contra predadores e organismos nocivos ou para uso dos organismos benéficos e aproveitamento dos recursos naturais disponíveis. Assim, cada cultura, não importa quão “avançada” ou “primitiva”, desenvolveu sistemas de nomenclatura para categorizar as plantas e animais em seu ambiente (PATERLINI 2007).

De acordo com fragmentos históricos que chegaram aos dias atuais, possivelmente foi Aristóteles (384-322 a.C.) quem reuniu o conhecimento de sua época e o organizou no início de uma ciência. Ele forneceu a base para uma classificação formal dos seres vivos ao declarar que “os animais podem ser caracterizados de acordo com seu modo de vida, suas ações, seus hábitos e suas partes corporais”. O naturalista sueco Carl Linnaeus (1707-1778), na décima edição de sua clássica obra *Systema Naturae* (1758), aplicou, pela primeira vez, o sistema binominal de nomenclatura de forma consistente a animais, trabalho que se tornou a base da taxonomia zoológica. Além de seu novo sistema de nomenclatura, a obra de Lineu foi caracterizada por diagnósticos bem definidos de espécies e pela adoção de uma hierarquia de categorias superiores: gênero, ordem e classe. Os métodos de Lineu não eram totalmente originais, mas seu sistema eminentemente prático foi rapidamente adotado, expandido e elaborado devido ao seu grande prestígio pessoal e influência de seus alunos. Ele dominou a taxonomia no século seguinte e a maioria dos fundamentos do método de Lineu ainda são componentes da taxonomia moderna (MAYR et al., 1953).

No século XIX, motivado por grande interesse pela fauna e flora de lugares distantes, inicia-se novo período da história da taxonomia com a fase exploratória, que teve os naturalistas Charles Darwin (1809-1882) e Alfred R. Wallace (1823-1913) como expoentes e desenvolvedores da Teoria da Evolução. Em 1866, Ernst Haeckel introduziu o método de representação da filogenia por meio de árvores ou diagramas de ramificação. Embora seus diagramas se assemelhassem pouco aos que são usados hoje, o método em si é útil, e forneceu ao taxonomista um meio gráfico para expressar as possíveis relações interespecíficas. De acordo com Mayr (1953), em linhas gerais, do final do século XIX aos anos recentes, o interesse dos taxonomistas se voltou ao estudo das populações, buscando-

se conhecer a evolução dentro das espécies, a fauna das áreas locais, bem como o estudo da variação dentro das populações e o reconhecimento das pequenas diferenças entre as populações adjacentes.

A partir da segunda metade do século XX, emergiram novas propostas metodológicas no campo da sistemática, motivadas, em parte, por críticas à taxonomia evolutiva, apontada por alguns autores como não seguidora do paradigma dominante do “método científico”, ou seja, não se baseava em métodos claros, que permitissem discutir ou testar seus resultados de forma objetiva. Assim, surgiram duas escolas modernas de teoria e prática sistemáticas, que nas décadas de 1970 e 1980 geraram acalorados debates entre os defensores de uma ou de outra corrente de pensamento: a *sistemática filogenética* ou *cladística* e a *sistemática fenética* ou *numérica*. A primeira busca refletir a história evolutiva dos grupos e reuni-los com base no grau de parentesco, cujo resultado geralmente é expresso na forma de um cladograma, ou seja, um dendrograma que expressa hipóteses de relações filogenéticas entre táxons de determinado grupo. A segunda se desenvolveu amparada na evolução tecnológica da informática, pois utiliza métodos matemáticos e análise combinatória de matrizes de caracteres, cujo resultado é expresso em dendrogramas denominados fenogramas. Essa corrente metodológica não considera importante a filogenia, mas principalmente a similaridade fenotípica entre indivíduos (RIDLEY, 2004). Os leitores interessados em história da biologia e na evolução da classificação dos seres vivos através do tempo, encontrarão extenso e sólido referencial teórico em autores como Mayr (1998), Williams e Ebach (2009), além de Wiley e Lieberman (2011), entre outros, ou também por meio eletrônico (SILVEIRA, 2016).

Portanto, a taxonomia (do grego: *táksis* “classificação” + *nómos* “o que é de direito”) e a sistemática (do grego: *sýstēma, atos* “reunião em um corpo”) são, respectivamente, ramos da biologia que buscam responder perguntas básicas dessa área do conhecimento: “quantas espécies existem no mundo?” e “como as espécies se organizam e se relacionam entre elas no contexto evolucionário?” (SILVEIRA, 2016).

A taxonomia utiliza terminologias padronizadas e universalmente aceitas para agrupar os indivíduos inter-relacionados em unidades taxonômicas ou táxon (no plural: taxa, ou táxons), hierarquizados nas seguintes categorias: 1- Reino, 2- Filo, 3- Classe, 4- Ordem, 5- Família, 6- Gênero 7- Espécie. Alguns grupos de metazoários, entre os quais os mosquitos (Diptera: Culicidae), apresentam reconhecido grau de complexidade taxonômica, o que justifica a intercalação de categorias intermediárias, também chamadas facultativas, entre essas categorias principais. Para sua designação, utilizam-se os prefixos “infra-”, “sub-” e

“super-” como, por exemplo, infraordem, subclasse e superfamília. Além disso, alguns grupos atingem grau de complexidade que demanda o emprego de outras categorias, como ramo, coorte, tribo, série e complexo. No Quadro 1 observa-se essa hierarquia taxonômica, estando as principais destacadas com letras maiúsculas e, entre parênteses, algumas desinências padronizadas, de acordo com Forattini (1996).

**Quadro 1.** Hierarquia taxonômica em zoologia.

REINO
sub-reino
superfilo
FILO
subfilo
ramo
superclasse
CLASSE
subclasse
infraclasse
coorte
superordem
ORDEM
subordem
infra-ordem
superfamília (-oidea)
FAMÍLIA (-idae)
subfamília (-inae)
supertribo
tribo (-ini)
subtribo (-ina)
GÊNERO
subgênero
ESPÉCIE
subespécie

Fonte: Adaptado de Forattini (1996).

Classicamente, a taxonomia de mosquitos se baseia em diferentes caracteres qualitativos ou quantitativos para a determinação do grupo e sua ordenação hierárquica (ou classificação) nos vários níveis. Assim, considera-se como *caráter* todo atributo apresentado por membro do táxon e que permite diferenciá-lo de outro membro de táxon distinto. Tais caracteres podem ser variados (citológicos, embriológicos, bioquímicos, comportamentais, morfométricos), desde que passíveis de observação e comparação simultâneas, com predomínio daqueles de natureza morfológica externa ou da anatomia interna. Com esse método chega-se ao diagnóstico das chamadas *espécies morfológicas* ou *morfoespécies* (FORATTINI, 1996; 2002).

O emprego de caracteres morfológicos para a classificação de mosquitos permite, com relativa facilidade, a construção de *chaves taxonômicas* para a identificação de grande parte das espécies desse grupo. Contudo, podem haver limitações para diagnóstico de espécies isomórficas, também chamadas *espécies crípticas*, dificilmente diferenciáveis com base em critérios puramente morfológicos, principalmente quando esses se restringem a uma determinada fase do desenvolvimento do inseto, como ocorre, por exemplo, quando se examinam somente fêmeas adultas para a identificação de algumas espécies do gênero *Culex* (HARBACH, 2011).

Chaves taxonômicas são ferramentas úteis e funcionais para a identificação, pois podem ser reproduzidas, transportadas e utilizadas por pessoas leigas em taxonomia, desde que treinadas no seu manuseio e conhecedoras dos termos que designam as diferentes estruturas que compõem, revestem ou subdividem as partes do tegumento ou órgãos internos, nas diferentes fases de vida dos mosquitos, principalmente larva de quarto instar e a fêmea adulta. No caso particular dos machos desse grupo de insetos, algumas peças que compõem a genitália são diagnósticas para muitas espécies. Basicamente, as chaves taxonômicas propõem ao leitor a escolha entre dois conjuntos de características morfológicas observáveis, por vezes mutuamente excludentes, que o levam sucessivamente a outras dicotomias, até a chegada ao gênero, subgênero ou espécie. Algumas chaves trazem também figuras que ilustram o(s) caractere(s) apontado(s) como diagnóstico(s), que auxiliam sobremaneira o leitor na tomada de decisão (CONSOLI; LOURENÇO DE OLIVEIRA, 1994) (Quadro 2).

**Quadro 2.** Chave de Identificação para subgêneros de *Anopheles*, na fase adulta, que ocorrem no Brasil.

1.	Tarsos posteriores III a V cobertos principalmente por escamas brancas.....	<i>Myssorhynchus</i> Blanchard, 1902
	Tarsos posteriores III a V marcados diferentemente.....	2
2.	Escudo ornamentado por faixas dispostas longitudinalmente .....	3
	Escudo sem ornamentação em forma de faixa.....	4
3.	Escudo com 4 faixas longitudinais escuras; algumas veias com manchas de escamas brancas, mas veia anal coberta apenas por escamas escuras.....	<i>Kerteszia</i> Theobald, 1905
	Escudo com uma faixa longitudinal mediana prateada; todas as veias da asa com apenas escamas escuras.....	<i>Stethomyia</i> Theobald, 1902
4.	Fêmur posterior com tufo de escamas eretas.....	<i>Lophopodomyia</i> Antunes, 1937 (parte)
	Fêmur posterior sem esse tufo .....	<i>Anopheles</i> Meigen, 1818 <i>Lophopodomyia</i> (parte)

Fonte: Consoli e Lourenço de Oliveira (1994).

Para o desenvolvimento de estudos em sistemática de mosquitos, é importante contar com a retaguarda de coleções taxonômicas, que possuem papel fundamental no conhecimento e na conservação da biodiversidade. Tais coleções são representadas pela reunião ordenada de espécimes mortos ou partes corporais desses espécimes, devidamente preservados para estudos (PAPAVERO, 1983). Os insetos são conservados em meio líquido ou montados em lâminas (ovos, larvas e pupas), ou também secos (adultos), para documentação a partir de testemunhos e preservação de material genético. Muito frequentemente tais coleções incluem raridades, como o *material-tipo*, ou seja, os espécimes utilizados na descrição dos táxons, como espécies e gêneros. São, portanto, procuradas por pesquisadores com especial interesse no estudo da anatomia e da taxonomia (MIRALLES et al., 2020). No Brasil, as principais coleções entomológicas de mosquitos encontram-se em instituições públicas, geralmente universidades, ou em museus, como as da Faculdade de Saúde Pública – USP (<https://www.fsp.usp.br/site/epidemiologia/mostra/1554>), da Fiocruz – Rio de Janeiro (<http://ceioc.fiocruz.br/>) e do Instituto René Rachou - Minas Gerais (<http://cmn.fiocruz.br/index?history>), entre outros.

Todos os mosquitos estão reunidos na família Culicidae, ordem Diptera, que congrega os insetos que apresentam apenas um par de asas, amplamente distribuídos pelo mundo (HARBACH, 2013). De acordo com Forattini (2002), tradicionalmente os culicídeos são divididos em duas subfamílias, onze tribos e apenas trinta e oito gêneros, relacionados no Quadro 3, na qual se observam também aqueles que se distribuem pela região neotropical, bem como as abreviações dos nomes genéricos, originalmente propostas e posteriormente atualizadas por Reinert (2001), frequentemente adotadas. De acordo com Harbach (2013), na atualidade são conhecidas 3585 espécies válidas de mosquitos no mundo, classificadas em duas subfamílias: Anophelinae, com apenas três gêneros, e Culicinae, com 11 tribos e 110 gêneros, dois dos quais, todavia incertos, '*Aedes*' *sensu auctorum* e '*Ochlerotatus*' *sensu auctorum*. Esse incremento de novos gêneros de mosquitos à listagem apresentada decorre do grande número de estudos taxonômicos e sistemáticos realizados nas últimas décadas, a partir do desenvolvimento de novas ferramentas de análise genética, motivados em parte pelo farto aporte de recursos promovidos pelas agências financiadoras de pesquisa de diferentes países. Recentemente, por exemplo, Foster et al. (2017) propuseram a elevação dos subgêneros neotropicais de *Anopheles*: *Kerteszia*, *Lophopodomyia*, *Nyssorhynchus* e *Stethomyia*, ao nível de gênero, ainda não integrados ao inventário de Harbach citado acima, embora já venha sendo adotada em muitas publicações científicas. Segundo Lamas et al. (2021), “as mudanças taxonômicas requerem tempo para serem totalmente adotadas pela

comunidade científica, principalmente ao modificar as bases de uma classificação e nomenclatura tradicional consolidada há várias décadas, por um novo sistema filogenético”.

**Quadro 3.** Classificação tradicional da família Culicidae.

Subfamília	Tribo	Gênero (a) <sup>1</sup>	Abr <sup>2</sup>
Anophelinae		<i>Anopheles</i> Meigen 1818	An
		<i>Bironella</i> * Theobald 1905	Bi
		<i>Chagasia</i> Cruz 1906	Ch
Culicinae	Aedeomyiini	<i>Aedeomyia</i> Theobald 1901	Ad
	Aedini	<i>Aedes</i> Meigen 1818	Ae
		<i>Armigeres</i> * Theobald 1901	Ar
		<i>Eretmapodites</i> * Theobald 1901	Er
		<i>Haemagogus</i> Williston 1896	Hg
		<i>Heizmannia</i> * Ludlow 1905	HZ
		<i>Opifex</i> * Hutton 1902	Op
		<i>Psorophora</i> Robineau-Desvoidy 1827	Ps
		<i>Udaya</i> * Thurman 1954	Ud
		<i>Zeugomyia</i> * Leicester 1908	Ze
	Culicini	<i>Culex</i> Linnaeus 1758	Cx
		<i>Deinocerites</i> Theobald 1901	De
		<i>Galindomyia</i> Stone & Barreto 1969	Ga
	Culisetini	<i>Culiseta</i> Felt 1904	Cs
	Ficalbiini	<i>Ficalbia</i> * Theobald 1903	Fi
		<i>Mimomyia</i> * Theobald 1903	Mi
	Hodgesiini	<i>Hodgesia</i> * Theobald 1904	Ho
	Mansoniini	<i>Coquillettidia</i> Dyar 1905	Cq
		<i>Mansonia</i> Blanchard 1901	Ma
	Orthopodomyiini	<i>Orthopodomyia</i> Theobald 1904	Or
	Sabethini	<i>Isostomyia</i> Coquillett 1906	Is
		<i>Johnbelkinia</i> Zavortink 1979	Jb
		<i>Limatus</i> Theobald 1901	Li
		<i>Malaya</i> * Leicester 1908	Ml
		<i>Maorigoeldia</i> * Edwards 1930	Mg
		<i>Phoniomyia</i> Theobald 1903	Ph
		<i>Runchomyia</i> Theobald 1903	Ru
		<i>Sabethes</i> Robineau-Desvoidy 1827	Sa
		<i>Shannoniana</i> Lane & Cerqueira 1942	Sh
		<i>Topomyia</i> * Leicester 1908	To
		<i>Trichoprosopon</i> Theobald 1901	Tr
		<i>Tripterooides</i> * Giles 1904	Tp
		<i>Wyeomyia</i> Theobald 1901	Wy
	Uranotaeniini	<i>Uranotaenia</i> Lynch Arribalzaga 1891	Ur
	Toxorhynchitini	<i>Toxorhynchites</i> Theobald 1901	Tx

Fonte: Adaptado de Forattini (2002).<sup>1</sup> A indicação com asterisco (\*) indica ausência de representantes na região neotropical.<sup>2</sup> Abreviaturas dos nomes de gênero, de acordo com Reinert (2001).

Algumas dessas espécies são reconhecidamente transmissoras de patógenos aos seres humanos, enquanto muitas outras podem ser consideradas vetores secundários de algumas doenças, advindo daí o principal interesse em conhecer suas populações, sua distribuição, assim como suas características biológicas e ecológicas que possam auxiliar no desenvolvimento de medidas eficazes de vigilância entomológica e de controle. Para

documentar e compreender a diversidade das espécies de mosquitos, em qualquer ambiente, torna-se necessário garantir algumas tarefas básicas, que incluem coletar, descrever, nomear e classificar esses organismos, todas executadas por pessoas altamente preparadas e qualificadas. É fácil imaginarmos que em um país como o Brasil, com território extenso e biomas diversos, tais atividades são desafiadoras e custosas, tanto do ponto de vista financeiro quanto operacional e de tempo. Soma-se a isso o fato de haver pequeno número de taxonomistas atuando em entomologia médica no nosso país (KRIEGER et al., 2002), especialidade pouco valorizada pelas agências de fomento e, eventualmente, pelos próprios pares. Contudo, em anos recentes, alguns estudos taxonômicos e de revisão sistemática de mosquitos têm sido realizados, tanto no Brasil quanto no exterior, com foco voltado para espécies potencialmente transmissoras de doenças, como a malária, muitos dos quais empregando abordagens moleculares para ajudar a resolver o problema de complexos de espécies crípticas (BOURKE et al., 2013; MORENO et al., 2013), ou corroborar a identificação morfológica com o emprego de diferentes marcadores genéticos (FOSTER et al., 2013).

Exemplos como esses acima evidenciam a falsa dicotomia entre uma taxonomia “clássica” e uma taxonomia “moderna”. Podemos assumir que se trata de uma ciência única, moldada entre os avanços e limitações metodológicas e tecnológicas do momento histórico considerado, mas que permanentemente evolui com o uso de novas ferramentas disponíveis, sejam elas a microscopia eletrônica de varredura ou a biologia molecular, associadas a outros campos do conhecimento como a bioquímica, a genética, a ecologia, a matemática etc. Na atualidade tornou-se consenso a relevância das ferramentas moleculares na sistemática de mosquitos e seu papel complementar à taxonomia tradicional, notadamente na identificação de táxons e em estudos filogenéticos, como será explanado na sequência deste capítulo (HEBERT et al., 2003).

## 2.2. MÉTODOS AUXILIARES

### 2.2.1. *DNA barcode*

Durante os métodos de captura, nem sempre estruturas morfológicas importantes para identificação de espécies de mosquitos por chaves taxonômicas permanecem conservadas. Soma-se a isso a crescente escassez de profissionais capacitados a realizarem essas identificações, emergindo assim a necessidade de uso de ferramentas



moleculares para a identificação de espécies de mosquitos. A principal ferramenta molecular para essa finalidade é o *DNA barcode*, proposto por Hebert et al. (2003) que consiste no uso de uma sequência do gene citocromo c oxidase subunidade I (COI, também chamado de COX1; MT-CO1; ou HGNC:7419) presente no genoma mitocondrial (mtDNA) de vertebrados e invertebrados. Em mosquitos, o mais utilizado é um fragmento de 658 pares de bases [a região delimitada pelos oligonucleotídeos descritos por Folmer et al. (1994) (HAJIBABAEI et al., 2006; RENAUD et al., 2012; revisado por TAHIR; AKHTAR, 2015)]. O *DNA barcode* auxilia os não taxonomistas a identificar culicídeos, proporcionando uma correta e precisa informação sobre vetores transmissores de doenças. Além disso, nas últimas duas décadas, essa ferramenta propiciou um aumento exponencial no reconhecimento de espécies crípticas e, cada vez mais, tem sido usada para estudos filogenéticos e para indivíduos que são de difícil identificação (HERBERT et al., 2003; MEIER et al., 2006).

O uso do mtDNA como marcador universal para *DNA barcode* de animais apresenta vantagens como (i) estar presente em todas os organismos eucariotos (BEEB, 2018); (ii) ser minimamente diferenciado entre indivíduos de uma mesma espécie já que é haplóide, de origem materna (BIRKY, 2001); (iii) ter as regiões que flanqueiam a sequência de DNA “identificadora” conservadas, favorecendo o anelamento dos iniciadores (BEEB, 2018) (iv) haver alta taxa de mutação no gene causando variação entre espécies, podendo ser usado como identificador/delimitador de espécies (HLAING et al., 2009; TAHIR; AKHTAR, 2015); (v) ser abundante, devido à presença de múltiplas cópias da mitocôndria em cada célula (RANDI, 2000); e (vi) ser possível recuperar o mtDNA de amostras pequenas ou degradadas (STOECKLE; HEBERT, 2008; WAUGH, 2007). As desvantagens do método são: alto custo quando comparado à taxonomia clássica, ausência de sequências disponíveis para algumas espécies e falta de resolução quando as espécies são muito próximas (RATNASINGHAM; HEBERT, 2007). Adicionalmente, erros de anotação durante os processos de submissão de sequências nos bancos de dados podem levar a identificações incorretas (KRZYWINSKI; BESANSKY 2003).

Após a coleta do exemplar, este é armazenado usando técnicas que assegurem a preservação do material genético (por exemplo: congelamento, imersão em etanol). O DNA é extraído de qualquer porção do animal usando um protocolo de extração de DNA ou um kit comercial. Para a amplificação do *DNA barcode* são usados os iniciadores LCO1490/HCO2198 (FOLMER et al., 1994) na reação de PCR (*polymerase chain reaction*). Os produtos da PCR são revelados em um gel de agarose e então as duas fitas são sequenciadas usando os mesmos pares de iniciadores da PCR. Uma sequência consenso,

criada a partir de ambas as fitas sequenciadas, é comparada com sequências de referência previamente depositadas em bancos de dados (GenBank ou BOLD), visando encontrar combinações próximas ou exatas (HEBERT et al., 2003; KIRCHGATTER et al., 2020).

As técnicas de identificação podem utilizar diferentes critérios. Em uma delas (*Best Close Match*) a identificação é baseada na sequência de melhor correspondência (maior similaridade) (MEIER et al., 2006). Essa estratégia requer um valor de similaridade de limite que define o quão semelhante uma sequência precisa ser antes de ser identificada. Este valor pode ser estimado para um determinado conjunto de dados obtendo uma distribuição de frequência de todas as distâncias genéticas intraespecíficas e determinando a distância limite abaixo da qual 95% de todas as distâncias intraespecíficas são encontradas. Se, por exemplo, 95% das sequências coespecíficas (provenientes de animais que pertencem à mesma espécie) têm distâncias abaixo de 1%, então uma sequência só pode ser identificada se tiver uma porcentagem de similaridade de 99 a 100%. Todas as sequências sem essa correspondência permanecem não identificadas (MEIER et al., 2006).

Não só o gene *COI* tem sido usado como ferramenta para identificação molecular de mosquitos (*DNA barcode*). Outras sequências de DNA são também utilizadas, incluindo outros alvos no mtDNA (nicotinamida adenina dinucleotídeo desidrogenase subunidade 4, *nd4* ou *nadh4*, e citocromo b, *citb*), alvos de genes nucleares (gene *white*) e alvos no DNA ribossomal (espaçadores internos transcritos - ITS1 e ITS2; DNA ribossomal 28S domínio 2 - D2) (BEEB, 2018).

Mais recentemente, com os avanços da tecnologia de sequenciamento de nova geração (NGS) surgiram protocolos de *metabarcode* (ou *metabarcoding*) visando identificar múltiplas espécies a partir de uma amostra composta de vários exemplares de culicídeos, diminuindo assim os custos com identificações individuais (TABERLET et al., 2012). Para essa finalidade (*metabarcode*), o fragmento de *COI* de 658 pb não pode ser usado, visto que não pode ser sequenciado por NGS (TABERLET et al., 2012). Assim, outros alvos menores são usados, como o gene *d2* (PEDRO et al., 2020), o gene *16S* (CLARKE et al., 2014; SCHNEIDER et al., 2016; TALAGA et al., 2017) e um fragmento menor do gene *COI* (BATOVSKA et al., 2017; KROL et al., 2019). Porém, além da análise de *COI* em *metabarcode* não contemplar todos os exemplares presentes na amostra, deixando de identificar alguns culicídeos (CLARKE et al., 2014), um fragmento pequeno de DNA pode não resolver taxonomicamente todos os exemplares presentes na amostra.

Desde o início do uso do *DNA barcode*, pesquisadores têm depositado essas sequências a partir de culicídeos identificados morfológicamente, alimentando assim os

bancos de dados que podem ser acessados por pesquisadores do mundo todo (CYWINSKA et al., 2006; KUMAR 2007; COOK et al., 2010; WANG et al., 2012; ASHFAQ et al., 2014; GUNAY et al., 2015; VERSTEIRT et al., 2015; LILJA et al., 2017; VEGA-RÚA et al., 2018; CHAN-CHABLE et a., 2019; HERNÁNDEZ-TRIANA et al., 2019; RAKOTONIRINA et al., 2020).

Mesmo não sendo eficaz em todos os casos, o *DNA barcode* tem sido usado em diferentes estudos como o método de escolha para identificação de culicídeos (ASHFAQ et al, 2014; GUNAY et al., 2015; AJAMMA et al., 2016; HOYOS-LÓPEZ et al., 2016; LAPADULA et al., 2020; BANG et al., 2021), ou ainda utilizado em associação com a morfologia (VERSTEIRT et al., 2009; AZARI-HAMIDIAN et al., 2010; TALBALAGHI e SHAIKEVICH, 2011; WERNER et al., 2012; ZITTRA et al., 2014; LOBO et al., 2015; AHUMADA et al., 2016; ST LAURENT et al., 2016; TIPPELT et al., 2017; ZITTRA et al., 2017; LILJA et al, 2018; VEGA-RÚA et al., 2018; MAKANDA et al., 2019; MOTOKI 2019; ABÍLIO et al., 2020; CIUBOTARIU et al., 2020; DAVIDSON et al., 2020; KIRCHGATTER et al., 2020; RAKOTONIRINA et al., 2020; ADENIRAN et al., 2021; ARTIGAS et al., 2021; CROSS et al., 2021; MUÑOZ-GAMBA et al., 2021), onde, de maneira geral, este método se mostrou útil em diferentes cenários (Quadro 4).

**Quadro 4.** Trabalhos que usaram *DNA barcode* e espécies analisadas por região geográfica.

África	
ABÍLIO et al., 2020	<i>Aedes luteocephalus</i> ;
AJAMMA et al., 2016;	<i>Aedeomyia africana</i> ; <i>Ad. fufurea</i> ; <i>Aedes cumminsii</i> ; <i>Ae. dentatus</i> ; <i>Ae. furcifer</i> ; <i>Ae. hirsutus</i> ; <i>Ae. ochraceus</i> ; <i>Ae. tarsalis</i> ; <i>Anopheles coustani</i> ; <i>An. funestus</i> ; <i>An. gambiae</i> ; <i>An. pharoensis</i> ; <i>An. rhodesiensis</i> ; <i>An. rufipes</i> ; <i>An. squamosus</i> ; <i>An. symesi</i> ; <i>An. tenebrosus</i> ; <i>An. ziemanni</i> ; <i>Coquillettidia aurites</i> ; <i>Cq. chrysosoma</i> ; <i>Cq. fuscopennata</i> ; <i>Cq. metallica</i> ; <i>Cq. microannulata</i> ; <i>Cq. pseudoconopas</i> ; <i>Cq. versicolor</i> ; <i>Mansonia africana</i> ; <i>Mimomyia hispida</i> ; <i>Mi. mediolineata</i> ; <i>Mi. splendens</i> ; <i>Neomelanicion circumluteolus</i> ; <i>Ne. mcintoshi</i> ;
CIUBOTARIU et al., 2020;	<i>Anopheles coustani</i> ;
CROSS et al., 2021;	<i>Anopheles coustani</i> ; <i>An. funestus</i> ; <i>An. gambiae</i> ; <i>An. squamosus</i> ;
HERNÁNDEZ-TRIANA et al., 2019;	<i>Aedes aegypti</i> ;
LAPADULAA et al., 2020	<i>Aedes aegypti</i> ;
ST LAURENT et al., 2016;	<i>Anopheles arabiensis</i> ; <i>An. coustani</i> ; <i>An. funestus</i> ; <i>An. leesoni</i> ; <i>An. maculipalpis</i> ; <i>An. pretoriensis</i> ; <i>An. rufipes</i> ; <i>An. squamosus</i> ;

LOBO et al., 2015;	<i>Anopheles arabiensis</i> ; <i>An. coustani</i> ; <i>An. funestus</i> ; <i>An. longipalpis</i> ; <i>An. nili</i> ; <i>An. pharoensis</i> ; <i>An. quadriannulatus</i> ; <i>An. rivulorum</i> ; <i>An. rufipes</i> ; <i>An. squamosus</i> ; <i>An. theileri</i> ;
MAKANDA et al., 2019;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. cumminsii</i> ; <i>Anopheles funestus</i> ; <i>An. gambiae</i> ; <i>Culex pipiens</i> ; <i>Cx. sitiens</i> ;
MIXÃO et al., 2016;	<i>Culex univittatus</i> ;
ZHONG et al., 2020;	<i>Anopheles arabiensis</i> ; <i>An. christyi</i> ; <i>An. coustani</i> ; <i>An. funestus</i> ; <i>An. gambiae</i> ; <i>An. leesonii</i> ; <i>An. maculipalpis</i> ; <i>An. pharoensis</i> ; <i>An. pretoriensis</i> ; <i>An. rufipes</i> ;
<b>América Central</b>	
LAPADULAA et al., 2020	<i>Aedes aegypti</i> ;
VEGA-RÚA et al., 2018;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. taeniorhynchus</i> ; <i>Culex atratus</i> ; <i>Cx. nigripalpus</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Deinocerites magnus</i> ; <i>Psorophora cingulata</i> ;
<b>América do Norte</b>	
ADENIRAN et al., 2021	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. albopictus</i> ; <i>Ae. allotecnion</i> ; <i>Ae. chionotum</i> ; <i>Ae. epactius</i> ; <i>Ae. gabriel</i> ; <i>Ae. guerreiro</i> ; <i>Ae. Idanus</i> ; <i>Ae. kompi</i> ; <i>Ae. lorraineae</i> ; <i>Ae. muelleri</i> ; <i>Ae. quadrivittatus</i> ; <i>Ae. ramirezi</i> ; <i>Ae. Shannoni</i> ; <i>Ae. trivittatus</i> ; <i>Ae. vargasi</i> ; <i>Ae. zoosophus</i> ; <i>Anopheles franciscanus</i> ; <i>An. pseudopunctipennis</i> ; <i>Cs. inornata</i> ; <i>Cs. parceiro</i> ; <i>Culex arizonensis</i> ; <i>Cx. coronator</i> ; <i>Cx. nigripalpus</i> ; <i>Cx. pseudostigmatosoma</i> ; <i>Cx. rejeitador</i> ; <i>Cx. restritor</i> ; <i>Cx. restuans</i> ; <i>Cx. salinarius</i> ; <i>Cx. stigmatosoma</i> ; <i>Cx. tarsalis</i> ; <i>Cx. thriambus</i> ; <i>Haemagogus equinus</i> ; <i>Hg. mesodentatus</i> ; <i>Lutzia bigoti</i> ; <i>Toxorhynchites moctezuma</i> ; <i>Uranotaenia geometrica</i> ; <i>Ur. lowii</i> ; <i>Ur. sapphirina</i> ; <i>Wyeomyia mitchellii</i> ;
CHAN-CHABLE et al., 2019;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. angustivittatus</i> ; <i>Ae. cozumelensis</i> ; <i>Ae. euplocamus</i> ; <i>Ae. fulvus</i> ; <i>Ae. scapularis</i> ; <i>Ae. serratus</i> ; <i>Ae. taeniorhynchus</i> ; <i>Anopheles albimanus</i> ; <i>An. apicimacula</i> ; <i>An. crucians</i> ; <i>An. pseudopunctipennis</i> ; <i>An. veruslanei</i> ; <i>An. vestitipennis</i> ; <i>Coquillettia venezuelensis</i> ; <i>Culex coronator</i> ; <i>Cx. erraticus</i> ; <i>Cx. interrogator</i> ; <i>Cx. nigripalpus</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. taeniopus</i> ; <i>Haemagogus equinus</i> ; <i>Li. durhamii</i> ; <i>Psorophora albipes</i> ; <i>Ps. champerico</i> ; <i>Ps. ciliata</i> ; <i>Ps. cyanescens</i> ; <i>Ps. ferox</i> ; <i>Ps. lutzii</i> ; <i>Wyeomyia celaenocephala</i> ;
CYWINSKA et al. 2006;	<i>Aedes abserratus</i> ; <i>Ae. atropalpus</i> ; <i>Ae. aurifer</i> ; <i>Ae. canadensis</i> ; <i>Ae. cantator</i> ; <i>Ae. cinereus</i> ; <i>Ae. communis</i> ; <i>Ae. dorsalis</i> ; <i>Ae. euedes</i> ; <i>Ae. excrucians</i> ; <i>Ae. grossbecki</i> ; <i>Ae. implicatus</i> ; <i>Ae. intrudens</i> ; <i>Ae. japonicus</i> ; <i>Ae. provocans</i> ; <i>Ae. riparius</i> ; <i>Ae. sollicitans</i> ; <i>Ae. stictus</i> ; <i>Ae. stimulans</i> ; <i>Ae. tchii</i> ; <i>Ae. triserratus</i> ; <i>Ae. trivittatus</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Anopheles earlei</i> ; <i>An. punctipennis</i> ; <i>An. quadrimaculatus</i> ; <i>An. walkeri</i> ; <i>Coquillettia perturbans</i> ; <i>Culiseta inornata</i> ; <i>Cs. minnesotae</i> ; <i>Cs. morsitans</i> ; <i>Culex salinarius</i> ; <i>Cx. pipiens</i> ; <i>Cx. restuans</i> ; <i>Cx. territans</i> ; <i>Orthopodomyia alba</i> ; <i>Uranotaenia sapphirina</i> ;
HERNÁNDEZ-TRIANA et al., 2019;	<i>Aedes atropalpus</i> ; <i>Ae. dorsalis</i> ; <i>Culiseta alaskaensis</i> ;
<b>América do Sul</b>	
AHUMADA et al., 2016;	<i>Anopheles albimanus</i> ; <i>An. albitarsis</i> ; <i>An. apicimacula</i> ; <i>An. argyritarsis</i> ; <i>An. calderoni</i> ; <i>An. darlingi</i> ; <i>An. neivais</i> ; <i>An. neomaculipalpus</i> ; <i>An. nuneztovari</i> ; <i>An. pseudopunctipennis</i> ; <i>An. punctimaculas</i> ; <i>An. squamifemur</i> ; <i>An. triannulatus</i> ;
ARTIGAS et al, 2021;	<i>Aedes albopictus</i> ;
DE SANTI et al., 2016	<i>Anopheles marajoara</i> ; <i>An. nuneztovari</i> ; <i>An. triannulatus</i> ;
GUIMARÃES et al., 2021;	<i>Aedes albopictus</i> ; <i>Ae. scapularis</i> ; <i>Culex coronator</i> ; <i>Cx. maxi</i> ; <i>Cx. nigripalpus</i> ;

HOYOS-LÓPEZ et al., 2016;	<i>Culex quinquefasciatus</i> ;
KIRCHGATTER et al., 2020;	<i>Anopheles boliviensis</i> ; <i>An. cruzii</i> ; <i>An. intermedius</i> ; <i>An. laneanus</i> ; <i>An. pholidotus</i> ; <i>An. strodei</i> ;
LAPADULAA et al., 2020	<i>Aedes aegypti</i> ;
LAURITO et al., 2013	<i>Culex acharistus</i> ; <i>Cx. apicinus</i> ; <i>Cx. bidens</i> ; <i>Cx. brethesi</i> ; <i>Cx. camposi</i> ; <i>Cx. chidesteri</i> ; <i>Cx. coronator</i> ; <i>Cx. declarator</i> ; <i>Cx. dolosus</i> ; <i>Cx. eduardoi</i> ; <i>Cx. interfor</i> ; <i>Cx. lygrus</i> ; <i>Cx. maxi</i> ; <i>Cx. mollis</i> ; <i>Cx. nigripalpus</i> ; <i>Cx. pipiens</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. saltanensis</i> ; <i>Cx. spinosus</i> ; <i>Cx. surinamensis</i> ; <i>Cx. tato</i> ; <i>Cx. usquatus</i> ;
MUÑOZ-GAMBA et al., 2021;	<i>Aedes serratus</i> ; <i>Johnbelkinia ulopus</i> ; <i>Psorophora ferox</i> ; <i>Sabethes chloropterus</i> ; <i>Sa. cyaneus</i> ; <i>Wyeomyia aporonomia</i> ; <i>Wy. luteoventralis</i> ; <i>Wy. pseudopecten</i> ; <i>Wy. ulocoma</i> ;
VITERI et al., 2021	<i>Anopheles benarrochi</i> ;
<b>Ásia</b>	
ASHFAQ et al, 2014;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. albopictus</i> ; <i>Ae. unilineatus</i> ; <i>Ae. w-albus</i> ; <i>Anopheles annularis</i> ; <i>An. annularis</i> ; <i>An. culicifacies</i> ; <i>An. peditaeniatus</i> ; <i>An. pulcherrimus</i> ; <i>An. splendidus</i> ; <i>An. stephensi</i> ; <i>An. subpictus</i> ; <i>Ar. subalbatus</i> ; <i>Co. pseudotaeniatus</i> ; <i>Culex bitaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. fuscocephala</i> ; <i>Cx. mimeticus</i> ; <i>Cx. perexiguus</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. theileri</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ; <i>Lt. fuscana</i> ; <i>Mansonia uniformis</i> ; <i>Ochlerotatus caspius</i> ; <i>Oc. pulcritarsis</i> ; <i>Phagomyia cogilli</i> ;
AZARI-HAMIDIAN et al., 2010;	<i>Anopheles stephensi</i> ; <i>Culex quinquefasciatus</i> ; <i>Ochlerotatus caspius</i> ;
BANG et al., 2021;	<i>Anopheles koreicus</i> ; <i>An. lindesayi</i> ;
CHAN et al., 2014;	<i>Aedeomyia catasticta</i> ; <i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. albolineatus</i> ; <i>Ae. albopictus</i> ; <i>Ae. amesii</i> ; <i>Ae. aurantius</i> ; <i>Ae. collessi</i> ; <i>Ae. malayensis</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Ae. vigilax</i> ; <i>Anopheles barbirostris</i> ; <i>An. epiroticus</i> ; <i>An. fragilis</i> ; <i>An. karwari</i> ; <i>An. kochi</i> ; <i>An. letifer</i> ; <i>An. sinensis</i> ; <i>An. tessellatus</i> ; <i>An. vagus</i> ; <i>Coquillettidia crassipes</i> ; <i>Cq. nigrosignata</i> ; <i>Culex bitaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. brevipalpis</i> ; <i>Cx. fuscocephala</i> ; <i>Cx. gelidus</i> ; <i>Cx. mimulus</i> ; <i>Cx. nigropunctatus</i> ; <i>Cx. pseudovishnui</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. sitiens</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. vishnui</i> ; <i>Ficalbia minima</i> ; <i>Lutzia fuscana</i> ; <i>Lt. halifaxii</i> ; <i>Mansonia annulata</i> ; <i>Ma. bonneae</i> ; <i>Ma. uniformis</i> ; <i>Toxorhynchites splendens</i> ; <i>Uranotaenia longirostris</i> ; <i>Ur. micans</i> ; <i>Verrallina butleri</i> ; <i>Zeugnomyia gracilis</i> ;
COOK et al., 2010	<i>Aedes helenae</i> ; <i>Ae. kleini</i> ; <i>Ae. manhi</i> ; <i>Anopheles minimus</i> ; <i>Ar. subalbatus</i> ; <i>Culex bitaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. fuscocephala</i> ; <i>Cx. gelidus</i> ; <i>Cx. nigropunctatus</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. rubithoracis</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ; <i>Lutzia fuscana</i> ; <i>Mansonia bonneae</i> ; <i>Ma. uniformis</i> ; <i>Neomelanicion lineatopenne</i> ; <i>Stegomyia albopicta</i> ; <i>Toxorhynchites splendens</i> ; <i>Uranotaenia lateralis</i> ;
DAVIDSON et al., 2020	<i>Anopheles aconitus</i> ; <i>An. barbirostris</i> ; <i>An. crawfordi</i> ; <i>An. favirostris</i> ; <i>An. karwari</i> ; <i>An. kochi</i> ; <i>An. maculatus</i> ; <i>An. nigerrimus</i> ; <i>An. peditaeniatus</i> ; <i>An. tessellatus</i> ; <i>An. vagus</i> ;
GUNAY et al. 2015;	<i>Culex hortensis</i> ; <i>Cx. impudicus</i> ; <i>Cx. laticinctus</i> ; <i>Cx. mimeticus</i> ; <i>Cx. modestus</i> ; <i>Cx. perexiguus</i> ; <i>Cx. pipiens</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. territans</i> ; <i>Cx. theileri</i> ; <i>Cx. torrentium</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ;
HERNÁNDEZ-TRIANA et al., 2019;	<i>Culex tritaeniorhynchus</i> ; <i>Aedes albopictus</i> ; <i>Cx. modestus</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ;
KUMAR et al., 2007;	<i>Aedeomyia catasticta</i> ; <i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. albopictus</i> ; <i>Ae. fumidus</i> ; <i>Ae. iyengari</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Ae. vittatus</i> ; <i>Anopheles aitkeni</i> ; <i>An. annularis</i> ; <i>An. barbirostris</i> ; <i>An. culicifacies</i> ; <i>An. fluviatilis</i> ; <i>An. jamesii</i> ; <i>An. jeyporiensis</i> ; <i>An. maculatus</i> ; <i>An. minimus</i> ; <i>An. pallidus</i> ; <i>An. peditaeniatus</i> ; <i>An. splendidus</i> ; <i>An. stephensi</i> ; <i>An. subpictus</i> ; <i>An. vagus</i> ; <i>An. varuna</i> ; <i>Ar. subalbatus</i> ; <i>Culex bitaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. brevipalpis</i> ; <i>Cx. fuscus</i> ; <i>Cx. fuscocephala</i> ; <i>Cx. gelidus</i> ; <i>Cx. hutchinsoni</i> ; <i>Cx. infantulus</i> ; <i>Cx. malayi</i> ; <i>Cx. minor</i> ; <i>Cx.</i>

	<i>minutissimus</i> ; <i>Cx. nigropunctatus</i> ; <i>Cx. pallidothorax</i> ; <i>Cx. pluvialis</i> ; <i>Cx. pseudovishnui</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. rubithoracis</i> ; <i>Cx. sitiens</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. vishnui</i> ; <i>Cx. whitmorei</i> ; <i>Fi. minima</i> ; <i>Heizmannia chandi</i> ; <i>Hs. discrepans</i> ; <i>Mansonia annulifera</i> ; <i>Ma. uniformis</i> ; <i>Mimomyia chamberlaini</i> ; <i>Malaya genurostris</i> ; <i>Ochlerotatus cogilli</i> ; <i>Oc. portonovoensis</i> ; <i>Oc. pseudotaeniatus</i> ; <i>Oc. wardi</i> ; <i>Orthopodomyia anopheloides</i> ; <i>Tripteroides aranoides</i> ; <i>Uranotaenia atra</i> ; <i>Ur. bicolor</i> ; <i>Ur. recondita</i> ; <i>Verrallina indica</i> ; <i>Ve. lugubris</i> ;
LAPADULAA et al., 2020	<i>Aedes aegypti</i> ;
MOTOKI et al., 2019;	<i>Aedes desmotes</i> ; <i>Ae. elsiae</i> ; <i>Ae. ganapathi</i> ; <i>Ae. prominens</i> ; <i>Ae. saxicola</i> ; <i>Ae. vittatus</i> ; <i>Ar. longipalpis</i> ; <i>Ar. subalbatus</i> ; <i>Culex bicornutus</i> ; <i>Cx. pallidothorax</i> ; <i>Heizmannia achaetae</i> ; <i>Lutzia halifaxii</i> ; <i>Lt. vorax</i> ; <i>Toxorhynchites gravelyi</i> ; <i>Tx. sunthorni</i> ; <i>Udaya argyrurus</i> ;
MURUGAN et al., 2016;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. albopictus</i> ; <i>Ae. vittatus</i> ; <i>Anopheles culicifacies</i> ; <i>An. nilgircicus</i> ; <i>An. stephensi</i> ; <i>An. vagus</i> ; <i>Culex pseudovishnui</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. vishnui</i> ;
SHAHHOSSEINII et al., 2018;	<i>Aedes vexans</i> ; <i>Anopheles hyrcanus</i> ; <i>An. sacharovi</i> ; <i>Culex pipiens</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ;
SUMRUAYPHOL et al. 2020;	<i>Anopheles maculatus</i> ; <i>An. pseudowillmori</i> ; <i>An. sawadwongporni</i> ;
WANG et al., 2012;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. albolateralis</i> ; <i>Ae. albolineatus</i> ; <i>Ae. albopictus</i> ; <i>Ae. albotaeniatus</i> ; <i>Ae. annandalei</i> ; <i>Ae. assamensis</i> ; <i>Ae. aureostriatus</i> ; <i>Ae. chrysolineatus</i> ; <i>Ae. craggi</i> ; <i>Ae. desmotes</i> ; <i>Ae. dissimilis</i> ; <i>Ae. dorsalis</i> ; <i>Ae. elsiae</i> ; <i>Ae. fengi</i> ; <i>Ae. flavescens</i> ; <i>Ae. formosensis</i> ; <i>Ae. gilli</i> ; <i>Ae. harveyi</i> ; <i>Ae. japonicus</i> ; <i>Ae. kasachstanicus</i> ; <i>Ae. khazani</i> ; <i>Ae. malikuli</i> ; <i>Ae. mediolineatus</i> ; <i>Ae. niveoides</i> ; <i>Ae. novoniveus</i> ; <i>Ae. omorii</i> ; <i>Ae. prominens</i> ; <i>Ae. pseudalbopictus</i> ; <i>Ae. subalbopictus</i> ; <i>Ae. subsimilis</i> ; <i>Ae. togoi</i> ; <i>Ae. tonkinensis</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Ae. vittatus</i> ; <i>Anopheles aconitus</i> ; <i>An. aitkenii</i> ; <i>An. barbirostris</i> ; <i>An. barbumbrosus</i> ; <i>An. claviger</i> ; <i>An. dirus</i> ; <i>An. gigas baileyi</i> ; <i>An. hyrcanus</i> ; <i>An. jamesii</i> ; <i>An. jeyporiensis</i> ; <i>An. kochi</i> ; <i>An. kweiyangensis</i> ; <i>An. lindesayi</i> ; <i>An. maculatus</i> ; <i>An. messeae</i> ; <i>An. minimus</i> ; <i>An. peditaeniatus</i> ; <i>An. pseudowillmori</i> ; <i>An. sinensis</i> ; <i>An. splendidus</i> ; <i>An. tessellatus</i> ; <i>An. vagus</i> ; <i>An. xui</i> ; <i>An. yatsushiroensis</i> ; <i>An. sawadwongporni</i> ; <i>Ar. durhami</i> ; <i>Ar. subalbatus</i> ; <i>Coquillettidia crassipes</i> ; <i>Cq. richiardi</i> ; <i>Cs. annulata</i> ; <i>Cs. nipponica</i> ; <i>Culex bicornutus</i> ; <i>Cx. bitaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. brevipalpis</i> ; <i>Cx. foliatus</i> ; <i>Cx. fuscus</i> ; <i>Cx. fuscocephala</i> ; <i>Cx. gelidus</i> ; <i>Cx. halifaxia</i> ; <i>Cx. hayashii</i> ; <i>Cx. infantulus</i> ; <i>Cx. infula</i> ; <i>Cx. malayi</i> ; <i>Cx. mimeticus</i> ; <i>Cx. mimulus</i> ; <i>Cx. minor</i> ; <i>Cx. modestus</i> ; <i>Cx. murrelli</i> ; <i>Cx. nigropunctatus</i> ; <i>Cx. pallidothorax</i> ; <i>Cx. peytoni</i> ; <i>Cx. pipiens</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. richei</i> ; <i>Cx. rubithoracis</i> ; <i>Cx. sitiens</i> ; <i>Cx. spiculosus</i> ; <i>Cx. tritaeniorhynchus</i> ; <i>Cx. vagans</i> ; <i>Cx. whitmorei</i> ; <i>Hs. chengi</i> ; <i>Hs. lii</i> ; <i>Hs. menglianensis</i> ; <i>Hs. proxima</i> ; <i>Hs. reidi</i> ; <i>Mansonia uniformis</i> ; <i>Mimomyia luzonensis</i> ; <i>Malaya genurostris</i> ; <i>Ml. jacobsoni</i> ; <i>Orthopodomyia anopheloides</i> ; <i>Topomyia houghtoni</i> ; <i>Tripteroides aranoides</i> ; <i>Tp. similis</i> ; <i>Tp. tarsalis</i> ; <i>Toxorhynchites aurifluus</i> ; <i>Tx. edwardsi</i> ; <i>Tx. gravelyi</i> ; <i>Tx. kempi</i> ; <i>Tx. splendens</i> ; <i>Uranotaenia jinhongensis</i> ; <i>Ur. lutescens</i> ; <i>Ur. macfarlanei</i> ; <i>Ur. nivipleura</i> ; <i>Ur. novobscura</i> ; <i>Ur. bicolor</i> ;
WEERARATNE et al., 2017;	<i>Anopheles aconitus</i> ; <i>An. annularis</i> ; <i>An. barbirostris</i> ; <i>An. culicifacies</i> ; <i>An. jamesii</i> ; <i>An. karwari</i> ; <i>An. maculatus</i> ; <i>An. nigerrimus</i> ; <i>An. pallidus</i> ; <i>An. peditaeniatus</i> ; <i>An. pseudojamesi</i> ; <i>An. subpictus</i> ; <i>An. tessellatus</i> ; <i>An. varuna</i> ; <i>An. vagus</i> ;
<b>Europa</b>	
ARTIGAS et al, 2021;	<i>Aedes albopictus</i> ;
DELGADO SERRA et al., 2021;	<i>Culiseta subochrea</i> ;
ENGDAHL, et al., 2014	<i>Aedes annulipes</i> ; <i>Ae. cantans</i> ; <i>Ae. cinereus</i> ; <i>Ae. communis</i> ; <i>Ae. diantaeus</i> ; <i>Ae. intrudens</i> ; <i>Ae. punctor</i> ; <i>Ae. sticticus</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Coquillettidia richiardi</i> ; <i>Culiseta morsitans</i> ; <i>Cs. ochroptera</i> ; <i>Culex pipiens</i> ; <i>Cx. torrentium</i> ;
GUNAY et al. 2015;	<i>Culex pipiens</i> ;

HERNÁNDEZ- TRIANA et al., 2019;	<i>Aedes albopictus</i> ; <i>Ae. annulipes</i> ; <i>Ae. cantans</i> ; <i>Ae. caspius</i> ; <i>Ae. cinereus</i> ; <i>Ae. communis</i> ; <i>Ae. detritus</i> ; <i>Ae. flavescens</i> ; <i>Ae. geminus</i> ; <i>Ae. geniculatus</i> ; <i>Ae. japonicus</i> ; <i>Ae. koreicus</i> ; <i>Ae. leucomelas</i> ; <i>Ae. nigrinus</i> ; <i>Ae. punctor</i> ; <i>Ae. rusticus</i> ; <i>Ae. sticticus</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>An. algeriensis</i> ; <i>An. atroparvus</i> ; <i>An. claviger</i> ; <i>An. daciae</i> ; <i>An. messeae</i> ; <i>An. plumbeus</i> ; <i>Coquillettidia richiardii</i> ; <i>Cs. annulata</i> ; <i>Cs. fumipennis</i> ; <i>Cs. litorea</i> ; <i>Cs. longiareolata</i> ; <i>Cs. morsitans</i> ; <i>Cs. subochrea</i> ; <i>Culex modestus</i> ; <i>Cx. pipiens</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. territans</i> ; <i>Cx. torrentium</i> ; <i>Orthopodomyia pulcricarpis</i> ;
IBÁÑEZ-JUSTICIA et al., 2014;	<i>Aedes japonicus</i> ;
IVANESCU et al., 2015;	<i>Anopheles maculipennis</i> ; <i>An. labranchiae</i> ; <i>An. maculipennis</i> ; <i>An. messeae</i> ; <i>An. melanoon</i> ;
KUHLISCH et al., 2018;	<i>Culex martinii</i> ;
LILJA et al., 2017; 2018;	<i>Aedes cantans</i> ; <i>Ae. caspius</i> ; <i>Ae. cataphylla</i> ; <i>Ae. cinereus</i> ; <i>Ae. communis</i> ; <i>Ae. dorsalis</i> ; <i>Ae. flavescens</i> ; <i>Ae. geniculatus</i> ; <i>Ae. hexodontus</i> ; <i>Ae. leucomelas</i> ; <i>Ae. nigrinus</i> ; <i>Ae. pullatus</i> ; <i>Ae. punctor</i> ; <i>Ae. refiki</i> ; <i>Ae. rossicus</i> ; <i>Ae. rusticus</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Anopheles algeriensis</i> ; <i>An. beklemishevi</i> ; <i>An. claviger</i> ; <i>An. messeae</i> ; <i>Culiseta alaskaensis</i> ; <i>Cs. bergrothi</i> ; <i>Cs. morsitans</i> ; <i>Cs. ochroptera</i> ; <i>Cs. subochrea</i> ; <i>Culex pipiens</i> ;
MIXÃO et al., 2016;	<i>Culex univittatus</i> ; <i>Cx. perexigus</i> ;
TALBALAGHI e SHAIKEVICH, 2011;	<i>Ochlerotatus caspius</i> ;
TIPPELT et al., 2017	<i>Uranotaenia unguiculata</i> ;
VERSTEIRT et al., 2009; et al., 2015	<i>Aedes koreicus</i> ; <i>Ae. annulipes</i> ; <i>Ae. cantans</i> ; <i>Ae. caspius</i> ; <i>Ae. cinereus</i> ; <i>Ae. communis</i> ; <i>Ae. detritus</i> ; <i>Ae. geniculatus</i> ; <i>Ae. japonicus</i> ; <i>Ae. koreicus</i> ; <i>Ae. punctor</i> ; <i>Ae. rusticus</i> ; <i>Ae. sticticus</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Anopheles claviger</i> ; <i>An. maculipennis</i> ; <i>An. messeae</i> ; <i>An. plumbeus</i> ; <i>Coquillettidia richiardii</i> ; <i>Culiseta annulata</i> ; <i>Cs. fumipennis</i> ; <i>Cs. morsitans</i> ; <i>Culex pipiens</i> ; <i>Cx. territans</i> ; <i>Cx. torrentium</i> ;
WERNER et al., 2012; 2016;	<i>Aedes albopictus</i> ; <i>Ae. koreicus</i> ;
ZITTRA et al., 2014; 2017;	<i>Culiseta longiareolata</i> ; <i>Orthopodomyia pulcricarpis</i> ;
<b>Oceania</b>	
RAKOTONIRINA et al., 2020;	<i>Aedes aegypti</i> ; <i>Ae. notoscriptus</i> ; <i>Ae. scutellaris</i> ; <i>Ae. vexans</i> ; <i>Ae. vigilax</i> ; <i>Anopheles bancroftii</i> ; <i>Culex annulirostris</i> ; <i>Cx. iyengari</i> ; <i>Cx. quinquefasciatus</i> ; <i>Cx. sitiens</i> ; <i>Tripteroides melanesiensis</i> .

Mesmo havendo constante depósito de novas sequências nos bancos de dados, o DNA *barcode* ainda não pode ser usado como uma ferramenta substitutiva à taxonomia clássica, visto que muitas espécies não possuem sequência nos bancos de dados (LAURITO et al., 2013; ENGDAHL et al., 2014; HOYOS-LÓPEZ et al., 2016; MURUGAN et al., 2016; WEERARATNE et al., 2017; CHAN-CHABLE et al., 2019; WERNER et al., 2020; MUÑOZ-GAMBA et al., 2021), necessitando assim de mais estudos combinando essas técnicas para aprimorar e agilizar a identificação.

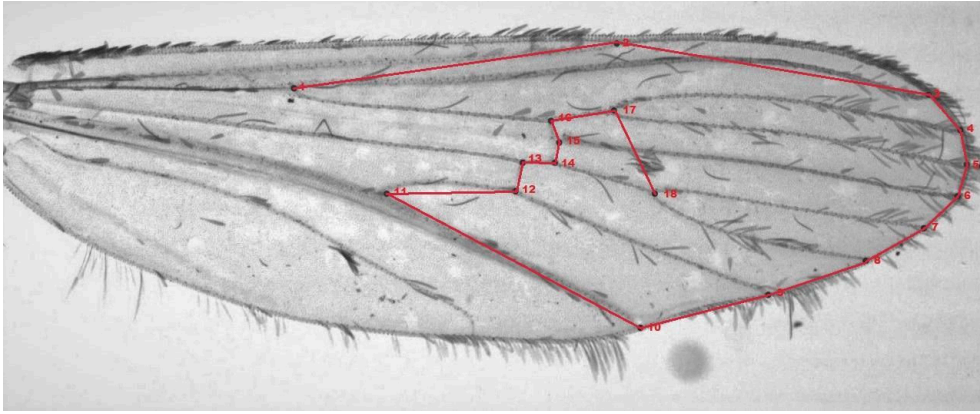
### 2.2.2. Morfometria Geométrica Alar

A medição da forma aplicada à estatística é uma técnica há muito utilizada em vários campos das ciências médicas e biológicas para o estudo da variedade morfológica dos mais diversos objetos de interesse, levando ao surgimento da morfometria multivariada. O que chamamos de *morfometria geométrica* foi criada após a aplicação computadorizada da análise dos dados, com a definição de modelos matemáticos apropriados para a interpretação do que os marcos anatômicos representam, e as informações obtidas a partir deles (MITTEROECKER; GUNZ, 2009; LORENZ et al., 2017).

Desde o início do uso da técnica de extrair informação de marcos anatômicos nas asas dos mosquitos (Morfometria Geométrica Alar ou MGA), é crescente o número de estudos realizados com base nos mesmos. MGA se mostra uma ferramenta versátil, e amigável para usuários menos experientes, pois tem baixo custo de execução e necessita de imagens digitais de uma asa para a sua realização (LORENZ et al., 2017). A MGA tem obtido êxito em identificar corretamente espécies de mosquitos, provando ser uma técnica tão eficiente quanto a taxonomia clássica e a biologia molecular (WILKE et al., 2016; SIMÕES et al., 2020). Além da identificação de mosquitos, a MGA tem se mostrado nos últimos anos uma ferramenta importante para distinguir diferentes populações de uma mesma espécie e processos microevolutivos pela característica hereditária das venações alares nos mosquitos, variações inter e intraespecíficas, dimorfismo sexual e presença de parasitas (MULTINI et al., 2019).

A MGA representa uma nova abordagem para estudar a variação morfológica e tem sido utilizada com sucesso na identificação de insetos de interesse em saúde pública, funcionando como complemento às técnicas já utilizadas, com a vantagem de depender apenas das asas do inseto, estruturas mais simples, que costumam se preservar nas coletas (CALLE et al., 2002; WILKE et al., 2016). Para mosquitos, a maior parte dos estudos atuais utilizam 18 marcos anatômicos (Figura 2), análogos a todos os culicídeos, como forma de padronização dos experimentos, como também para garantir que a relação entre forma e tamanho das asas gere resultados mais precisos (LORENZ et al., 2017).





**Figura 2.** Distribuição dos 18 marcos anatômicos sobre a asa de um culicídeo.

Ainda que a identificação taxonômica seja o padrão ouro para a identificação de mosquitos, MGA é capaz de identificar com precisão gêneros distintos dentro da família dos culicídeos. Wilke et al. (2016) demonstraram como esta técnica é capaz não apenas de diferenciar gêneros próximos como *Anopheles*, *Aedes* e *Culex*, como também de identificar espécies com sucesso. Da mesma forma, tem sido demonstrado ser possível a identificação de subgêneros de difícil identificação pelos métodos tradicionais e moleculares, a partir de 390 espécimes dos gêneros *Aedes*, *Coquillettidia*, *Culex*, *Limatus*, *Mansonia*, *Psorophora*, *Runchomyia* e *Wyeomyia* (SOUZA et al., 2020). Pelo menos 99% dos espécimes foram identificados com precisão média de 96%, enquanto 160 das 240 comparações possíveis por espécie foram identificadas com 100% de precisão (SOUZA et al., 2020).

MGA também já foi utilizada para analisar a variabilidade entre populações, em sete populações brasileiras de *Haemagogus capricornii* e *Hg. janthinomys*, duas espécies consideradas morfologicamente indistinguíveis (SILVA et al., 2019). O tamanho e a forma das asas foram suficientes para diferenciar com sucesso as duas espécies e, ainda, diferenciar populações de *Hg. janthinomys*, porém não obteve o mesmo sucesso em diferenciar populações distintas de *H. capricornii* (SILVA et al., 2019). Para espécies pertencentes ao gênero *Uranotaenia*, quatro táxons (três espécies identificadas por chaves dicotômicas e espécimes não identificáveis classificados como *Uranotaenia* sp1) foram classificados em quatro morfogrupos, através da MGA, sugerindo que as características morfométricas das asas podem ser bons marcadores para distinguir espécies de *Uranotaenia* em Madagascar (TANTELY et al., 2020).

Com 19 espécies de cinco importantes gêneros de culicídeos (*Culiseta*, *Culex*, *Aedes*, *Anopheles* e *Coquillettidia*), MGA demonstrou precisão de 99% na identificação dos gêneros

e de até 90% para as espécies (SAUER et al., 2020). A menor precisão para espécies ocorreu devido às comparações de *Aedes annulipes* com *Aedes cantans*, *Aedes cinereus* com *Aedes rossicus*, e *Aedes communis* com *Aedes punctor*. Os mesmos três pares de espécies apresentaram resultados inconclusivos pela identificação por citocromo c oxidase I (COI), apontando que neste estudo, MGA apresentou desempenho tão robusto quanto os métodos moleculares utilizados para comparação (SAUER et al., 2020).

Espécies crípticas do gênero *Culex* oferecem para os taxonomistas um desafio particular na sua identificação devido a processos recentes de especiação e microevolução. Ainda assim, MGA tem mostrado potencial para identificação destas espécies (SIMÕES et al., 2020). Com 11 espécies do subgênero *Culex*, aproximadamente metade das espécies obtiveram resultados superiores a 90%, apresentando uma média geral de 82% de precisão, mostrando que MGA é confiável o suficiente para acreditarmos no seu potencial para ser utilizada na rotina de identificação de mosquitos (SIMÕES et al., 2020). Seis espécies de mosquitos *Aedes* (*Ae. albopictus*, *Ae. cantans*, *Ae. cinereus*, *Ae. sticticus*, *Ae. japonicus* e *Ae. rusticus*) também foram diferenciadas com sucesso com MGA na França, mostrando ser a técnica rápida, econômica e confiável para essas seis espécies (MARTINET et al., 2021).

*Anopheles (Kerteszia) cruzii* é vetor primário de *Plasmodium* na Mata Atlântica do Brasil. Fêmeas adultas de *An. cruzii* e *An. homunculus* (um vetor secundário) são morfologicamente semelhantes e difíceis de distinguir pela taxonomia clássica e ocorrem em simpatria (na mesma área geográfica) com *An. bellator*, que também é um vetor potencial de espécies de *Plasmodium* e também morfologicamente semelhante (FORATINNI, 2002). Usando MGA, espécimes dessas três espécies foram agrupados em três grupos distintos de acordo com as espécies, com uma ligeira sobreposição entre os representantes de *An. cruzii* e *An. homunculus*, mostrando que a morfometria geométrica é um método analítico eficaz para distingui-las, com índice de confiabilidade variando entre 78-88% (LORENZ et al., 2012).

Como mencionado anteriormente, existem espécies de mosquitos que impõem limitações na sua identificação, seja ela feita por quaisquer métodos. Em trabalho realizado com *Culex coronator* e *Culex usquatus*, utilizando MGA, a precisão foi moderada (82,6%) para *Cx. coronator* e baixa (60,8%) para *Cx. usquatus*, ressaltando a proximidade evolutiva dessas espécies, que compartilham não apenas caracteres morfológicos, como também similaridade na forma das asas, podendo então serem identificadas taxonomicamente apenas pela genitália masculina (DEMARI-SILVA et al., 2017). Semelhantemente, o uso de MGA em quatorze espécies de *Anopheles* pertencentes aos subgêneros *Nyssorhynchus*,

*Anopheles* e *Kerteszia* permitiu a discriminação de espécies, exceto para alguns táxons intimamente relacionados (GÓMEZ; CORREA, 2017).

Além da identificação de espécies, estudos apontam MGA como uma ferramenta útil também para a caracterização da macroevolução dos mosquitos, revelando características morfológicas chave (LORENZ; SUESDEK, 2020). Existe ainda a possibilidade da existência de marcadores filogenéticos nas asas, observados principalmente na tribo Sabethine e subfamília Anophelinae, levando a crer que o fenótipo alar pode refletir possíveis ações da seleção natural, ou outra pressão seletiva (LORENZ; SUESDEK, 2020).

Trabalhos também já demonstraram o potencial de bioindicador que MGA tem quando aplicada às duas asas dos insetos, gerando um dado derivado, a assimetria flutuante (pequenos desvios da simetria bilateral), que reflete estresse ambiental durante o desenvolvimento do mosquito (MPHO et al., 2002). O estresse decorrente da variação de temperatura pode refletir na assimetria das asas, porém sem impactos hereditários, ou seja, a alteração na assimetria flutuante reflete o impacto causado a determinada geração de uma população (MPHO et al., 2002). A assimetria flutuante também pode ser observada em populações que sofrem estresses químicos, como demonstrado com doses subletais de ivermectina, fármaco utilizado no controle de pragas e parasitas, indicando como alterações no desenvolvimento dos mosquitos refletem na formação de suas asas (ALVES et al., 2020).

Usando MGA, o tamanho e a forma das asas de *Aedes aegypti* foram estudados em altitudes da Colômbia, mostrando alometria (variação na proporção entre o tamanho e forma do corpo) significativa assim como assimetria flutuante (RAMOS et al., 2020). A forma das asas foi significativamente diferente ao longo de um gradiente altitudinal. Portanto, o formato e tamanho das asas de culicídeos podem variar com a altitude e influenciar sua dispersão e, conseqüentemente, sua capacidade de transmitir doenças (PRUDHOMME et al., 2019).

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

No mundo todo e no Brasil, o número de espécies de mosquitos tem aumentado de forma significativa ao longo dos últimos anos, seja pelo reconhecimento como espécie plena de alguns táxons antes tratados como sinonímia, seja pela separação de espécies crípticas, ou ainda a partir da descoberta de espécies novas em ambientes recém explorados. Esses avanços envolvem estudos que utilizam modernas técnicas moleculares em complemento

às descrições morfológicas tradicionais. Espera-se que essa tendência continue ainda por vários anos ou mesmo décadas, à medida que avançam as pesquisas taxonômicas no país e aumenta a intensidade e a cobertura dos esforços de documentação da fauna de Culicidae, pois ainda há um vasto campo a ser explorado. O uso combinado de ferramentas moleculares como o *DNA barcode*, com a taxonomia clássica, além da morfometria alar (atualmente denominado de taxonomia integrativa), tem se mostrado eficiente nesse objetivo.

Em decorrência dos avanços científicos nessa área, é esperado que as chaves taxonômicas passem por atualizações, de maneira a acompanhar a dinâmica do conhecimento acumulado sobre os mosquitos de importância médica, servindo como referência para a taxonomia, nomenclatura, sistemática e distribuição desse grupo de insetos do Brasil.

#### 4. AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) pelo Auxílio concedido (Processo 2017/50345-5) e pela bolsa de Pós-Doutorado (Processo 2018/16232-1). KK é bolsista de pesquisa do CNPq (Processo 308678/2018-4). GRCC e VRL atualmente são financiados por uma bolsa de mestrado da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - CAPES (Processos 88887.626331/2021-00 e 88887.626329/2021-00).

#### 5. REFERÊNCIAS

ABÍLIO, A.P.; KAMPANGO, A.; ARMANDO, E.J.; GUDO, E.S.; DAS NEVES, L.C.B.; PARREIRA, R.; et al. First confirmed occurrence of the yellow fever virus and dengue virus vector *Aedes (Stegomyia) luteocephalus* (Newstead, 1907) in Mozambique. **Parasit Vectors**, v. 13, n. 1, p. 350, 2020.

ADENIRAN, A.A.; HERNÁNDEZ-TRIANA, L.M.; ORTEGA-MORALES, A.I.; GARZA-HERNÁNDEZ, J.A.; CRUZ-RAMOS, J., CHAN-CHABLE, R.J.; et al. Identification of mosquitoes (Diptera: Culicidae) from Mexico State, Mexico using morphology and COI DNA barcoding. **Acta Trop**, v. 213, p. 105730, 2021.

AHUMADA, M.L.; ORJUELA, L.I.; PAREJA, P.X.; CONDE, M.; CABARCAS, D.M.; CUBILLOS, E.F.; et al. Spatial distributions of *Anopheles* species in relation to malaria

incidence at 70 localities in the highly endemic Northwest and South Pacific coast regions of Colombia. **Malar J**, v. 15, n. 1, p. 407, 2016.

AJAMMA, Y.U.; VILLINGER, J.; OMONDI, D.; SALIFU, D.; ONCHURU, T.O.; NJOROGI, L.; et al. Composition and Genetic Diversity of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) on Islands and Mainland Shores of Kenya's Lakes Victoria and Baringo. **J Med Entomol**, v. 53, n. 6, p. 1348-1363, 2016.

ALVES, S.N.; PUJONI, D.G.F.; MOCELIN, G.; MELO, A.L.; SERRÃO, J.E. Evaluation of *Culex quinquefasciatus* wings asymmetry after exposure of larvae to sublethal concentration of ivermectin. **Environ Sci Pollut Res Int**, v. 27, n. 3, p. 3483-3488, 2020.

ARTIGAS, P.; REGUERA-GOMEZ, M.; VALERO, M.A.; OSCA, D.; DA SILVA PACHECO, R.; ROSA-FREITAS, M.G.; et al. *Aedes albopictus* diversity and relationships in southwestern Europe and Brazil by rDNA/mtDNA and phenotypic analyses: ITS-2, a useful marker for spread studies. **Parasit Vectors**, v. 14, n. 1, p. 333, 2021.

ASHFAQ, M.; HEBERT, P.D.; MIRZA, J.H.; KHAN, A.M.; ZAFAR, Y.; MIRZA, M.S. Analyzing mosquito (Diptera: culicidae) diversity in Pakistan by DNA barcoding. **PLoS One**, v. 9, n. 5, p. e97268, 2014.

AZARI-HAMIDIAN, S.; LINTON, Y.-M.; ABAI, M.R.; LADONNI, H.; OSHAGHI, M.A.; HANAFI-BOJD, A.A.; MOOSA-KAZEMI, S.H.; et al. Mosquito (Diptera: Culicidae) fauna of the Iranian islands in the Persian Gulf. **J Nat Hist**, v. 44, n. 15-16, p. 913-925, 2010.

BANG, W.J.; KIM, H.C.; RYU, J.; LEE, H.S.; LEE, S.Y.; KIM, M.S.; et al. Multiplex PCR assay for the identification of eight *Anopheles* species belonging to the Hyrcanus, Barbirostris and Lindesayi groups. **Malar J**, v. 20, n. 1, p. 287, 2021.

BATOVSKA, J.; COGAN, N.O.; LYNCH, S.E.; BLACKET, M.J. Using Next-Generation Sequencing for DNA Barcoding: Capturing Allelic Variation in ITS2. **G3 (Bethesda)**, v. 7, n. 1, p. 19-29, 2017.

BEEBE, N.W. DNA barcoding mosquitoes: advice for potential prospectors. **Parasitology**, v. 145, n. 5, p. 622-633, 2018.

BIRKY, C.W.J.R. The inheritance of genes in mitochondria and chloroplasts: laws, mechanisms, and models. **Annu Rev Genet**, v. 35, p.125-48, 2001.

BOURKE, B.P.; OLIVEIRA, T.P.; SUESDEK, L.; BERGO, E.S.; SALLUM, M.A.M. A multi-locus approach to barcoding in the *Anopheles strodei* subgroup (Diptera: Culicidae). **Parasit Vectors**, v. 6, n. 111, p. 1-16, 2013.

CALLE, L.D.A.; QUIÑONES, M.L.; ERAZO, H.F.; JARAMILLO, O.N. Morphometric discrimination of females of five species of *Anopheles* of the subgenus *Nyssorhynchus* from Southern and Northwest Colombia. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 97, n. 8, p. 1191-1195, 2002.

CHAN, A.; CHIANG, L.P.; HAPUARACHCHI, H.C.; TAN, C.H.; PANG S.C.; LEE, R.; et al. DNA barcoding: complementing morphological identification of mosquito species in Singapore. **Parasit Vectors**, v. 7, p. e569, 2014.

CHAN-CHABLE, R.J.; MARTÍNEZ-ARCE, A.; MIS-AVILA, P.C.; ORTEGA-MORALES, A.I. DNA barcodes and evidence of cryptic diversity of anthropophilic mosquitoes in Quintana Roo, Mexico. **Ecol Evol**, v. 9, n. 8, p. 4692-4705, 2019.

CIUBOTARIU, I.I.; JONES, C.M.; KOBAYASHI, T.; BOBANGA, T.; MULEBA, M.; PRINGLE, J.C.; et al. Genetic Diversity of *Anopheles coustani* (Diptera: Culicidae) in Malaria Transmission Foci in Southern and Central Africa. **J Med Entomol**, v. 57, n. 6, p. 1782-1792, 2020.

CLARKE, L.J.; SOUBRIER, J.; WEYRICH, L.S.; COOPER, A. Environmental metabarcodes for insects: in silico PCR reveals potential for taxonomic bias. **Mol Ecol Resour**, v. 14, n. 6, p. 1160-70, 2014.

CLEMENTS, A.N. **The biology of mosquitoes**. London: Chapman and Hall, 1992.

CONSOLI, R.A.G.B.; LOURENÇO, DE OLIVEIRA R. **Principais Mosquitos de Importância Sanitária no Brasil**. Rio de Janeiro: Fiocruz, 1994.

COOK, S.; LIEN, N.G.; MCALISTER, E.; HARBACH, R.E. *Bothaella manhi*, a new species of tribe Aedini (Diptera: Culicidae) from the Cuc Phuong National Park of Vietnam based on morphology and DNA sequence. **Zootaxa**, v. 2661, p. 33-46, 2010.

CROSS, D.E.; THOMAS, C.; MCKEOWN, N.; SIAZIYU, V.; HEALEY, A.; WILLIS, T.; et al. Geographically extensive larval surveys reveal an unexpected scarcity of primary vector mosquitoes in a region of persistent malaria transmission in western Zambia. **Parasit Vectors**, v. 14, n. 1, p. 91, 2021.

CYWINSKA, A.; HUNTER, F.F.; HEBERT, P.D. Identifying Canadian mosquito species through DNA barcodes. **Med Vet Entomol**, v. 20, n. 4, p. 413-24, 2006.

DAVIDSON, J.R.; WAHID, I.; SUDIRMAN, R.; SMALL, S.T.; HENDERSHOT, A.L.; BASKIN, R.N.; et al. Molecular analysis reveals a high diversity of *Anopheles* species in Karama, West Sulawesi, Indonesia. **Parasit Vectors**, v. 13, n. 1, p. 379, 2020.

DE SANTI, V.P.; GIROD, R.; MURA, M.; DIA, A.; BRIOLANT, S.; DJOSSOU, F.; et al. Epidemiological and entomological studies of a malaria outbreak among French armed forces deployed at illegal gold mining sites reveal new aspects of the disease's transmission in French Guiana. **Malar J**, v. 15, p.35, 2016.

DELGADO-SERRA, S.; VIADER, M.; RUIZ-ARRONDO, I.; MIRANDA, M.Á.; BARCELÓ, C.; BUENO-MARÍ, R.; et al. Molecular Characterization of Mosquito Diversity in the Balearic Islands. **J Med Entomol**, v. 58, n. 2, p. 608-615, 2021.

DEMARI-SILVA, B.; MULTINI, L.C.; SUESDEK, L.; OLIVEIRA, T.M.P.; SALLUM, M.A.M.; MARRELLI, M.T. Wing Morphometry and Genetic Variability Between *Culex coronator* and *Culex usquatus* (Diptera: Culicidae), Two Sibling Species of the Coronator Group. **J Med Entomol**, v. 54, n. 4, p. 901-908, 2017.

DUJARDIN, J.P. **Modern morphometrics of medically important insects**. In: TIBAYRENC, M. Genetics and Evolution of Infectious Diseases. Amsterdam: Elsevier, 2011.

DUJARDIN, J.P. Morphometrics applied to medical entomology. **Infect Genet Evol**, v. 8, p. 875–890, 2008.

ENGDAHL, C.; LARSSON, P.; NÄSLUND, J.; BRAVO, M.; EVANDER, M.; LUNDSTRÖM, J.O.; et al. Identification of Swedish mosquitoes based on molecular barcoding of the COI gene and SNP analysis. **Mol Ecol Resour**, v. 14, n. 3, p. 478-88, 2014.

FOLMER, O.; BLACK, M.; HOEH, W.; LUTZ, R.; VRIJENHOEK, R. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. **Mol Mar Biol Biotechnol**, v. 3, n. 5, p. 294-9, 1994.

FORATTINI, O.P. **Culicidologia Médica: identificação, biologia e epidemiologia**. Vol. 2. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo. Press, 2002.

FORATTINI, O.P. **Culicidologia Médica: Princípios Gerais, Morfologia, Glossário Taxonômico**. vl. 1. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo. Press, 1996.

FOSTER, P.G.; BERGO, E.S.; BOURKE, B.P.; OLIVEIRA, T.M.P.; NAGAKI, S.S.; SANT'ANA, D.C.; et al. Phylogenetic Analysis and DNA-based Species Confirmation in *Anopheles (Nyssorhynchus)*. **PLoS ONE**, v. 8, n. 2, 1-11, 2013.

FOSTER, P.G.; PORANGABA, DE OLIVEIRA, T.M.; BERGO, E.S.; CONN, J.E.; SANT'ANA, D.C.; NAGAKI, S.S.; et al. Phylogeny of Anophelinae using mitochondrial protein coding genes. **R Soc Open Sci**, v. 4, p. e170758, 2017.

FUNK, V.A.; BROOKS, D.R. "**Phylogenetic Systematics as the basis of comparative biology**." Smithsonian Contributions to Botany. 1–45, 1990. Disponível em <<https://repository.si.edu/bitstream/handle/10088/6965/scb-0073.pdf?sequence=1&isAllowed=y>>. Acessado em 10/07/2021.

GÓMEZ, G.F.; CORREA, M.M. Discrimination of Neotropical *Anopheles* species based on molecular and wing geometric morphometric traits. **Infect Genet Evol**, v. 54, p. 379-386, 2017.

GUIMARÃES, L.O.; SIMÕES, R.F.; CHAGAS, C.R.F.; MENEZES, R.M.T.; SILVA, F.S.; MONTEIRO, E.F.; et al. Assessing Diversity, *Plasmodium* Infection and Blood Meal Sources in Mosquitoes (Diptera: Culicidae) from a Brazilian Zoological Park with Avian Malaria Transmission. **Insects**, v. 12, n. 3, p. 215, 2021.

GUNAY, F., ALTEN, B., SIMSEK, F., ALDEMIR, A., LINTON, Y.M. Barcoding Turkish *Culex* mosquitoes to facilitate arbovirus vector incrimination studies reveals hidden diversity and new potential vectors. **Acta Trop**, v. 143, p. 112-20, 2015.

HAJIBABAEI, M.; SMITH, M.A.; JANZEN, D.H.; RODRIGUEZ, J.J.; WHITFIELD, J.B.; HEBERT, P.D.N. A minimalist barcode can identify a specimen whose DNA is degraded. **Mol Ecol Notes**, v. 6, p. 959–64, 2006.

HARBACH, R.E. Classification within the cosmopolitan genus *Culex* (Diptera: Culicidae): the foundation for molecular systematics and phylogenetic research. **Acta Trop**, v. 120, n. 1-2, p. 1-14, 2011.

HARBACH, R.E. **Mosquito Taxonomic Inventory**. 2013. Disponível em <<http://mosquito-taxonomic-inventory.info/simpletaxonomy/term/6045>>. Acessado em: 10/07/2021.

HARBACH, R.E. The Culicidae (Diptera): review of taxonomy, classification and phylogeny. **Zootaxa**, v. 1668, p. 591-638, 2007.

HEBERT, P.D.; CYWINSKA, A.; BALL, S.L.; DEWAARD, J.R. Biological identifications through DNA barcodes. **Proc Biol Sci**, v. 270, n. 1512, p. 313-21, 2003.

HERNÁNDEZ-TRIANA, L.M.; BRUGMAN, V.A.; NIKOLOVA, N.I.; RUIZ-ARRONDO, I.; BARRERO, E.; THORNE, L.; et al. DNA barcoding of British mosquitoes (Diptera, Culicidae)

to support species identification, discovery of cryptic genetic diversity and monitoring invasive species. **Zookeys**, v. 832, p. 57-76, 2019.

HLAING, T.; TUN-LIN, W.; SOMBOON, P.; SOCHEAT, D.; SETHA, T.; MIN, S.; et al. Mitochondrial pseudogenes in the nuclear genome of *Aedes aegypti* mosquitoes: implications for past and future population genetic studies. **BMC Genet**, v. 10, p. 11, 2009.

HOYOS-LÓPEZ, R.; SUAZA-VASCO, J.; RÚA-URIBE, G.; URIBE, S.; GALLEGO-GÓMEZ, J.C. Molecular detection of flaviviruses and alphaviruses in mosquitoes (Diptera: Culicidae) from coastal ecosystems in the Colombian Caribbean. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 111, n. 10, p. 625-634, 2016.

IBÁÑEZ-JUSTICIA, A.; KAMPEN, H.; BRAKS, M.; SCHAFFNER, F.; STEEGHS, M.; WERNER, D.; et al. First report of established population of *Aedes japonicus japonicus* (Theobald, 1901) (Diptera, Culicidae) in the Netherlands. **J Eur Mosq Control Assoc**, v. 32, p. 9-13, 2014.

IVANESCU, M.L.; ACATRINEI, D.; PAVEL, I.; SULESCO, T.; MIRON, L. PCR identification of five species from the *Anopheles maculipennis* complex (Diptera: Culicidae) in North-Eastern Romania. **Acta Parasitol**, v. 60, n. 2, p. 283-9, 2015.

KIRCHGATTER, K.; GUIMARÃES, L.O.; TRUJILLANO, H.H.Y.; ARIAS, F.R.; CÁCERES, A.G.; DUARTE, A.M.R.C.; et al. Phylogeny of *Anopheles (Kerteszia)* (Diptera: Culicidae) Using Mitochondrial Genes. **Insects**, v. 11, n. 5, p. 324, 2020.

KLINGENBERG, P.C.; MARUGÁN-LOBÓN, J. Evolutionary Covariation in Geometric Morphometric Data: Analyzing Integration, Modularity, and Allometry in a Phylogenetic Context. **Syst Biol**, v. 62, n. 4, p. 591-610, 2013.

KRIEGER, H.; BEIGUELMAN, B.; CAMARGO E.P.; KRIEGER, M.; VANIN, S.A. Área de Ciências Biológicas. **Parcerias estratégicas**. Ministério da Ciência e Tecnologia, Centro de Estudos Estratégicos, Academia Brasileira de Ciências, Brasília, MCT, CGEE, ABC, Ed. Especial, v. 4, n. 14, 2002. Disponível em <<http://www.anped11.uerj.br/abc.pdf>>. Acessado em 10/07/2021.

KROL, L.; VAN DER HOORN, B.; GORSICH, E.E.; TRIMBOS, K.; VAN BODEGOM, P.M.; SCHRAMA, M. How does eDNA Compare to traditional trapping? Detecting mosquito communities in South-African freshwater ponds. **Front Ecol Evol**, v. 7, p. 260, 2019.

KRZYWINSKI, J.; BESANSKY, N.J. Molecular systematics of *Anopheles*: from subgenera to subpopulations. **Annu Rev Entomol**, v. 48, p. 111-39, 2003.

KUHLISCH, C.; KAMPEN, H.; WALTHER, D. Rediscovery of *Culex (Neoculex) martinii* Medschid, 1930 (Diptera, Culicidae) in Germany. **Parasitol Res**, v. 117, n. 10, p. 3351-3354, 2018.

KUMAR, N.P.; RAJAVEL, A.R.; NATARAJAN, R.; JAMBULINGAM, P. DNA barcodes can distinguish species of Indian mosquitoes (Diptera: Culicidae). **J Med Entomol**, v. 44, n. 1, p.1-7, 2007.

LAMAS, C.J.E; NIHEI, S.S; FOSTER; P.G.; CONN, J.E.; SALLUM, M.A.M. *Anopheles darlingi* versus *Nyssorhynchus darlingi*, the discussion continues. **Trends Parasitol**, v. 37, n. 10, p. 847-848, 2021.



LAPADULA, W.J.; MARCET, P.L.; TARACENA, M.L.; LENHART, A.; JURI AYUB, M. Characterization of horizontally acquired ribotoxin encoding genes and their transcripts in *Aedes aegypti*. **Gene**, v. 754, p. 144857, 2020.

LAURITO, M.; OLIVEIRA, T.M.; ALMIRÓN, W.R.; SALLUM, M.A. COI barcode versus morphological identification of *Culex (Culex)* (Diptera: Culicidae) species: a case study using samples from Argentina and Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 108, n. suppl 1, p. 110-22, 2013.

LILJA, T., TROELL, K., KIRIK, H., LINDSTRÖM, A. A distinct group of north European *Aedes vexans* as determined by mitochondrial and nuclear markers. **Med Vet Entomol**, v. 32, n. 3, p. 282-289, 2018.

LILJA, T.; NYLANDER, J.A.A.; TROELL, K.; LINDSTRÖM, A. Species identification of Swedish mosquitoes through DNA metabarcoding. **J Eur Mosq Control Assoc**, v. 35, p. 1-9, 2017.

LOBO, N.F.; ST LAURENT, B.; SIKAALA, C.H.; HAMAINZA, B.; CHANDA, J.; CHINULA, D.; et al. Unexpected diversity of *Anopheles* species in Eastern Zambia: implications for evaluating vector behavior and interventions using molecular tools. **Sci Rep**, v. 5, p. 17952, 2015.

LORENZ, C.; ALMEIDA, F.; ALMEIDA-LOPES, F.; LOUISE, C.; PEREIRA, S.N.; PETERSEN, V.; et al. Geometric morphometrics in mosquitoes: What has been measured? **Infect Genet Evol**, v. 54, p. 205-215, 2017.

LORENZ, C.; MARQUES, T.C.; SALLUM, M.A.; SUESDEK, L. Morphometrical diagnosis of the malaria vectors *Anopheles cruzii*, *An. homunculus* and *An. bellator*. **Parasit Vectors**, v. 5, p. 257, 2012.

LORENZ, C.; SUESDEK, L. The use of wing shape for characterising macroevolution in mosquitoes (Diptera: Culicidae). **Infect Genet Evol**, v. 77, p. 104052, 2020.

MAKANDA, M.; KEMUNTO, G.; WAMUYU, L.; BARGUL, J.; MUEMA, J.; MUTUNGA, J. Diversity and Molecular Characterization of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Selected Ecological Regions in Kenya. **F1000Res**, v. 8, p. 262, 2019.

MARTINET, J.P.; FERTÉ, H.; SIENTZOFF, P.; KRUPA, E.; MATHIEU, B.; DEPAQUIT, J. Wing Morphometrics of *Aedes* Mosquitoes from North-Eastern France. **Insects**, v. 12, n. 4, p. 341, 2021.

MAYR, E. **O Desenvolvimento do Pensamento Biológico: diversidade, evolução e herança**. Editora da Universidade de Brasília, 1998.

MAYR, E.; LINSLEY, E.G.; USINGER, R.L. **Methods and Principle of Systematic Zoology**. McGraw-Hill Book Company, Inc., 1953.

MEIER, R.; SHIYANG, K.; VAIDYA, G.; NG, P.K. DNA barcoding and taxonomy in Diptera: a tale of high intraspecific variability and low identification success. **Syst Biol**, v. 55, n. 5, p. 715-28, 2006.

MIRALLES, A.; BRUY, T.; WOLCOTT, K.; SCHERZ, M.D.; BEGEROW, D.; BESZTERI, B.; et al. Repositories for Taxonomic Data: Where We Are and What is Missing. **Syst Biol**, v. 69, n. 6, p. 1231-1253, 2020.

MITTEROECKER, P.; GUNZ, P. Advances in Geometric Morphometrics. **Evol Biol**, v. 36, p. 235–247, 2009.

MIXÃO, V.; BARRIGA, D.B.; PARREIRA, R.; NOVO, M.T.; SOUSA, C.A.; FRONTERA, E; et al. Comparative morphological and molecular analysis confirms the presence of the West Nile virus mosquito vector, *Culex univittatus*, in the Iberian Peninsula. **Parasit Vectors**, v. 9, n. 1, p. 601, 2016.

MORAES, D.A. A morfometria geométrica e a “Revolução na morfometria” localizando e visualizando mudanças nas formas dos organismos. **Bioletim**, v. 3, p. 1-5, 2003.

MORENO, M.; BICKERSMITH, S.; HARLOW, W.; HILDEBRANDT, J.; MCKEON, S.N.; SILVA-DO-NASCIMENTO, T.F.; et al. Phylogeography of the neotropical *Anopheles triannulatus* complex (Diptera: Culicidae) supports deep structure and complex patterns. **Parasit Vectors**, v. 6, n. 47, p. 1-17, 2013.

MOTOKI, M.T.; VONGPHAYLOTH, K.; RUEDA, L.M.; MIOT, E.F.; HISCOX, A.; HERTZ, J.C.; et al. New records and updated checklist of mosquitoes (Diptera: Culicidae) from Lao People's Democratic Republic, with special emphasis on adult and larval surveillance in Khammuane Province. **J Vector Ecol**, v. 44, n. 1, p. 76-88, 2019.

MPHO, M.; CALLAGHAN, A.; HOLLOWAY, G.J. Temperature and genotypic effects on life history and fluctuating asymmetry in a field strain of *Culex pipiens*. **Heredity**, v. 88, n. 4, p. 307-12, 2002.

MULTINI, L.C.; WILKE, A.B.B.; MARRELLI, M.T. Urbanization as a driver for temporal wing-shape variation in *Anopheles cruzii* (Diptera: Culicidae). **Acta Trop**, v. 190, p. 30-36, 2019.

MUÑOZ-GAMBA, A.S.; LAITON-DONATO, K.; PERDOMO-BALAGUERA, E.; CASTRO, L.R.; USME-CIRO, J.A.; PARRA-HENAO, G. Molecular characterization of mosquitoes (Diptera: Culicidae) from the Colombian rainforest. **Rev Inst Med Trop Sao Paulo**, v. 63, p. e24, 2021.

MUNSTERMANN, L.E.; CONN, J.E. Systematics of mosquito disease vectors (Diptera, Culicidae): impact of molecular biology and cladistic analysis. **Annu Rev Entomol**, v. 42, p. 351-69, 1997.

MURUGAN, K.; VADIVALAGAN, C.; KARTHIKA, P.; PANNEERSELVAM, C.; PAULPANDI, M.; SUBRAMANIAM, J.; et al. DNA barcoding and molecular evolution of mosquito vectors of medical and veterinary importance. **Parasitol Res**, v. 115, n. 1, p. 107-21, 2016.

PAPAVERO, N. **Fundamentos Práticos de Taxonomia Zoológica: Coleções, Bibliografia, Nomenclatura**. Editado pelo Museu Paraense Emílio Goeldi e Sociedade Brasileira de Zoologia. Belém, 1983.

PATERLINI, M. There shall be order. The legacy of Linnaeus in the age of molecular biology. **EMBO Rep**, v. 8, n. 9, p. 814-816, 2007.

PEDRO, P.M.; AMORIM, J.; ROJAS, M.V.R.; SÁ, I.L.; GALARDO, A.K.R.; SANTOS NETO, N.F.; et al. Culicidae-centric metabarcoding through targeted use of D2 ribosomal DNA primers. **PeerJ**, v. 8, p. e9057, 2020.

PRUDHOMME, J.; VELO, E.; BINO, S.; KADRIAJ, P.; MERSINI, K.; GUNAY, F.; et al. Altitudinal variations in wing morphology of *Aedes albopictus* (Diptera, Culicidae) in Albania, the region where it was first recorded in Europe. **Parasite**, v. 26, p. 55, 2019.

- RAKOTONIRINA, A.; POL, M.; KAINIU, M.; BARSAC, E.; TUTAGATA, J.; KILAMA, S.; et al. MALDI-TOF MS: optimization for future uses in entomological surveillance and identification of mosquitoes from New Caledonia. **Parasit Vectors**, v. 13, n. 1, p. 359, 2020.
- RAMOS, L.M.L.; OBANDO, O.A.A.; DUQUE, J.E.; GARCÍA-MERCHÁN, V.H. Effect of altitude on wing metric variation of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in a region of the Colombian Central Andes. **PLoS One**, v. 15, n. 8, p. e0228975, 2020.
- RANDI, E. **Mitochondrial DNA**. In: Baker AJ, editor. Molecular methods in ecology. Malden: Blackwell Science, 2000.
- RATNASINGHAM, S.; HEBERT, P.D. Bold: The Barcode of Life Data System (<http://www.barcodinglife.org>). **Mol Ecol Notes**, v. 7, n. 3, p. 355-364, 2007.
- REINERT, J.F. Revised list of abbreviations for genera and subgenera of Culicidae (Diptera) and notes on generic and subgeneric changes. **J Am Mosq Control Assoc**, v. 17, n. 1, p. 51-5, 2001.
- RENAUD, A.K.; SAVAGE, J.; ADAMOWICZ, S.J. DNA barcoding of Northern Nearctic Muscidae (Diptera) reveals high correspondence between morphological and molecular species limits. **BMC Ecol**, v.12, p. 24, 2012.
- RIDLEY, M. **Evolução**. Porto Alegre: ARTMED, Ed., 2004.
- ROE, A.D.; SPERLING, F.A.H. Patterns of evolution of mitochondrial cytochrome c oxidase I and II DNA and implications for DNA barcoding. **Mol Phylogenet Evol**, v. 44, p. 325–345, 2007.
- SAUER, F.G.; JAWORSKI, L.; ERDBEER, L.; HEITMANN, A.; SCHMIDT-CHANASIT, J.; KIEL, E.; et al. Geometric morphometric wing analysis represents a robust tool to identify female mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Germany. **Sci Rep**, v. 10, n. 1, p. e17613, 2020.
- SCHNEIDER, J.; VALENTINI, A.; DEJEAN, T.; MONTARSI, F.; TABERLET, P.; GLAIZOT, O.; et al. Detection of Invasive Mosquito Vectors Using Environmental DNA (eDNA) from Water Samples. **PLoS One**, v. 11, n. 9, p. e0162493, 2016.
- SHAHHOSSEINI, N.; KAYEDI, M.H.; SEDAGHAT, M.M.; RACINE, T.; KOBINGER, G.P.; MOOSA-KAZEMI, S.H. DNA barcodes corroborating identification of mosquito species and multiplex real-time PCR differentiating *Culex pipiens* complex and *Culex torrentium* in Iran. **PLoS One**, v. 13, n. 11, p. e0207308, 2018.
- SILVA, S.O.F.; FUENTE, A.L.C.; MELLO, C.F.; ALENCAR, J. Morphological differentiation between seven Brazilian populations of *Haemagogus capricornii* and *Hg. janthinomys* (Diptera: Culicidae) using geometric morphometry of the wings. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 52, p. e20180106, 2019.
- SILVEIRA, F.A. **Sistemática Biológica (online)**. 2016. Disponível em <<http://sistematicabiologi.wixsite.com/sistematica>>. Acessado em 05/07/2021.
- SIMÕES, R.F.; WILKE, A.B.B.; CHAGAS, C.R.F.; MENEZES, R.M.T.; SUESDEK, L.; MULTINI, L.C.; et al. Wing Geometric Morphometrics as a Tool for the Identification of *Culex* Subgenus Mosquitoes of *Culex* (Diptera: Culicidae). **Insects**, v. 11, n. 9, p. 567, 2020.
- SOUZA, A.L.D.S.; MULTINI, L.C.; MARRELLI, M.T.; WILKE, A.B.B. Wing geometric morphometrics for identification of mosquito species (Diptera: Culicidae) of neglected epidemiological importance. **Acta Trop**, v. 211, p. e105593, 2020.

- ST LAURENT, B.; COOKE, M.; KRISHNANKUTTY, S.M.; ASIH, P.; MUELLER, J.D.; KAHINDI, S.; et al. Molecular Characterization Reveals Diverse and Unknown Malaria Vectors in the Western Kenyan Highlands. **Am J Trop Med Hyg**, v. 94, n. 2, p. 327-35, 2016.
- STOECKLE, M.Y.; HEBERT, P.D. Barcode of life. **Sci Am**, v. 299, n. 4, p. 82-88, 2008.
- SUMRUAYPHOL, S.; CHAIPHONGPACHARA, T.; SAMUNG, Y.; RUANGSITTICHAJ, J.; CUI, L.; ZHONG, D.; et al. Seasonal dynamics and molecular differentiation of three natural *Anopheles* species (Diptera: Culicidae) of the Maculatus group (Neocellia series) in malaria hotspot villages of Thailand. **Parasit Vectors**, v. 13, n. 1, p. 574, 2020.
- TABERLET, P.; COISSAC, E.; POMPANON, F.; BROCHMANN, C.; WILLERSLEV, E. Towards next-generation biodiversity assessment using DNA metabarcoding. **Mol Ecol**, v. 21, n. 8, p. 2045-50, 2012.
- TAHIR, M.H.; AKHTAR, S. Services of DNA barcoding in different fields. **Mitochondrial DNA A DNA Mapp Seq Anal**, v. 27, n. 6, p. 4463-4474, 2016.
- TALAGA, S.; LEROY, C.; GUIDEZ, A.; DUSFOUR, I.; GIROD, R.; DEJEAN, A.; et al. DNA reference libraries of French Guianese mosquitoes for barcoding and metabarcoding. **PLoS One**, v. 12, n. 6, p. e0176993, 2017.
- TALBALAGHI, A.; SHAIKEVICH, E. Molecular approach for identification of mosquito species (Diptera: Culicidae) in Province of Alessandria, Piedmont, Italy. **Eur J Entomol**, v. 108, p. 35-40, 2011.
- TANTELY, M.L.; RANDRIANAMBININTSOA, F.J.; RAKOTONIRINA, A.; WOOG, F.; BOYER, S.; GIROD, R. Discrimination of *Uranotaenia* species (Diptera: Culicidae) from Madagascar based on morphology and wing morphometric traits. **Zootaxa**, v. 4801, n. 1, p. 171-178, 2020.
- TIPPELT, L.; WALTHER, D.; KAMPEN, H. The thermophilic mosquito species *Uranotaenia unguiculata* Edwards, 1913 (Diptera: Culicidae) moves north in Germany. **Parasitol Res**, v. 116, n. 12, p. 3437-3440, 2017.
- VEGA-RÚA, A.; PAGÈS, N.; FONTAINE, A.; NUCCIO, C.; HERY, L.; GOINDIN, D.; et al. Improvement of mosquito identification by MALDI-TOF MS biotyping using protein signatures from two body parts. **Parasit Vectors**, v. 11, n. 1, p. 574, 2018.
- VERSTEIRT, V.; NAGY, Z.T.; ROELANTS, P.; DENIS, L.; BREMAN, F.C.; DAMIENS, D.; et al. Identification of Belgian mosquito species (Diptera: Culicidae) by DNA barcoding. **Mol Ecol Resour**, v. 15, n. 2, p. 449-57, 2015.
- VERSTEIRT, V.; PECOR, J. E.; FONSECA, D. M.; COOSEMANS, M.; VAN BORTEL, W. Confirmation of *Aedes koreicus* (Diptera: Culicidae) in Belgium and description of morphological differences between Korean and Belgian specimens validated by molecular identification. **Zootaxa**, v. 3191, n. 1, p. 21-32, 2012.
- VERSTEIRT, V.; SCHAFFNER, F.; GARROS, C.; DEKONINCK, W.; COOSEMANS, M.; VAN, BORTEL W. Introduction and establishment of the exotic mosquito species *Aedes japonicus japonicus* (Diptera: Culicidae) in Belgium. **J Med Entomol**, v. 46, n. 6, p. 1464-7, 2009.
- VITERI, D.M.; HERRERA-VARELA, M.; ALBUJA, M.; QUIROGA, C.; DIAZ, G.; MORANTE, C.D.; et al. New Records of *Anopheles benarrochi* B (Diptera: Culicidae) in Malaria Hotspots in the Amazon Regions of Ecuador and Peru. **J Med Entomol**, v. 58, n. 3, p. 1234-1240, 2021.

- WALTON, C.; SHARPE, R.G.; PRITCHARD, S.J.; THELWELL, N.J.; BUTLIN, R.K. Molecular identification of mosquito species. **Biol J of Linn Soc**, v. 68, p. 241-256, 1999.
- WANG, G.; LI, C.; GUO, X.; XING, D.; DONG, Y.; WANG, Z.; et al. Identifying the main mosquito species in China based on DNA barcoding. **PLoS One**, v. 7, n. 10, p. e47051, 2012.
- WAUGH, J. DNA barcoding in animal species: progress, potential and pitfalls. **Bioessays**, v. 29, n. 2, p. 188-97, 2007.
- WEERARATNE, T.C.; SURENDRAN, S.N.; REIMER, L.J.; WONDJI, C.S.; PERERA, M.D.B.; WALTON, C.; et al. Molecular characterization of Anopheline (Diptera: Culicidae) mosquitoes from eight geographical locations of Sri Lanka. **Malar J**, v. 16, n. 1, p. 234, 2017.
- WERNER, D.; KOWALCZYK, S.; KAMPEN, H. Nine years of mosquito monitoring in Germany, 2011-2019, with an updated inventory of German culicid species. **Parasitol Res**, v. 119, n. 9, p. 2765-2774, 2020.
- WERNER, D.; KRONEFELD, M.; SCHAFFNER, F.; KAMPEN, H. Two invasive mosquito species, *Aedes albopictus* and *Aedes japonicus japonicus*, trapped in south-west Germany, July to August 2011. **Euro Surveill**, v. 17, n. 4, p. 20067, 2012.
- WERNER, D.; ZIELKE, D.E.; KAMPEN, H. First record of *Aedes koreicus* (Diptera: Culicidae) in Germany. **Parasitol Res**, v. 115, n. 3, p. 1331-4, 2016.
- WILEY, E.O.; LIEBERMAN, B.S. **Phylogenetics: theory and practice of phylogenetic**. John Wiley & Sons, Inc., Hoboken, New Jersey, 2011.
- WILKE, A.B.; CHRISTE, R.O.; MULTINI, L.C.; VIDAL, P.O.; WILK-DA-SILVA, R.; DE CARVALHO, G.C.; et al. Morphometric Wing Characters as a Tool for Mosquito Identification. **PLoS One**, v. 11, n. 8, p. e0161643, 2016.
- WILLIAMS, D.W.; EBACH, M.C. What, Exactly, is Cladistics? Re-writing the History of Systematics and Biogeography. **Acta Biotheor**, v. 57, p. 249-68, 2009.
- ZHONG, D.; HEMMING-SCHROEDER, E.; WANG, X.; KIBRET, S.; ZHOU, G.; ATIEMI, H.; et al. Extensive new Anopheles cryptic species involved in human malaria transmission in western Kenya. **Sci Rep**, v. 10, n. 1, p. 16139, 2020.
- ZITTRA, C.; OBWALLER, A.G.; WIMMER, V.; BERER, D.; EIGNER, B.; FUEHRER, H.P. First record of *Orthopodomyia pulcricarpis* (Rondani, 1872) (Diptera: Culicidae) in Austria. **Parasitol Res**, v. 116, n. 6, p. 1781-1783, 2017.
- ZITTRA, C.; WARINGER, J.; WERBLOW, A.; MELAUN, C.; FUEHRER, H.P. Reconfirmation of *Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata* (Macquart 1838) (Diptera: Culicidae) in Austria. The first sequence-confirmed findings in northeastern Austria. **Acta Zoobot Austria**, v. 150/151, p. 17-24, 2014.

## ESTRATÉGIAS PARA ALIMENTAÇÃO SANGUÍNEA DE MOSQUITOS VETORES (DIPTERA: CULICIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO

**Pedro Henrique Herculano<sup>1</sup>, Juliana Telles-de-Deus<sup>2</sup> e Tamara Nunes Lima-Camara<sup>3</sup>**

1. Universidade de São Paulo. Faculdade de Saúde Pública. Programa de Mestrado Profissional em Entomologia em Saúde Pública. São Paulo, SP, Brasil;

2. Superintendência de Controle de Endemias (SUCEN). São Paulo, SP, Brasil;

3. Universidade de São Paulo. Faculdade de Saúde Pública. Departamento de Epidemiologia. Laboratório de Entomologia em Saúde Pública. São Paulo, SP, Brasil.

### RESUMO

Mosquitos são insetos da Família Culicidae cuja alimentação dos adultos envolve substâncias açucaradas, como néctar, seiva de plantas, flores e frutos. Entretanto, para a maioria das fêmeas de mosquitos, a alimentação sanguínea também é essencial, por estar associada à maturação dos ovos para posterior oviposição. Tal necessidade tem papel fundamental na dinâmica de diversas doenças infecciosas, pois muitos patógenos são transmitidos ao homem durante a realização do repasto sanguíneo pela fêmea infectada. Os principais gêneros de mosquitos com importância em Saúde Pública são *Aedes*, *Culex* e *Anopheles*, englobando diversas espécies transmissoras de diferentes agentes etiológicos. Dessa forma, muitos estudos mantêm colônias de mosquitos em laboratório, a fim de investigar aspectos relacionados à biologia, ecologia e comportamento das diferentes espécies. Neste capítulo, abordaremos as principais técnicas utilizadas em laboratório para a alimentação sanguínea das fêmeas de mosquitos de diferentes espécies. Para isso, foi realizada uma busca em sites indexadores de artigos científicos por publicações que abordassem a manutenção de mosquitos vetores em laboratório, utilizando palavras-chave específicas. Existem diversos tipos de reservatórios para armazenamento de sangue, uma grande variedade de membranas, naturais e artificiais, e diferentes origens do sangue utilizado, que podem ser aplicados na alimentação artificial de mosquitos vetores. As técnicas artificiais mostram-se eficientes na alimentação e reduzem o uso de animais vivos. Dentre as diferentes técnicas possíveis para a alimentação de mosquitos em laboratório, é importante a padronização de um protocolo, considerando a espécie que será estudada e as condições disponíveis.

**Palavras-chave:** Culicidae, Alimentação artificial e Colônias.

### ABSTRACT

Mosquitoes are insects of the Culicidae Family whose adult feeding involves sugary substances such as nectar, plant sap, flowers and fruits. However, for most female mosquitoes, blood feeding is also essential, as it is associated with egg maturation for subsequent oviposition. This need plays a fundamental role in the dynamics of several infectious diseases, as many pathogens are transmitted to humans during the blood meal of

infected females. The main genera of mosquitoes with importance in Public Health are *Aedes*, *Culex* and *Anopheles*, encompassing several species that transmit different etiological agents. Thus, many studies maintain mosquito colonies in the laboratory in order to investigate aspects related to the biology, ecology and behavior of different species. In this chapter, we discuss the main techniques used in the laboratory for the blood feeding of female mosquitoes of different species. For this, a search was carried out on scientific article indexing sites for publications that addressed the maintenance of vector mosquitoes in the laboratory, using specific keywords. There are different types of reservoirs for blood storage, membranes, natural and artificial, and the origin of the blood used, which can be applied in the artificial feeding of vector mosquitoes. Artificial techniques are efficient in feeding and reduce the use of live animals. Among the different possible techniques for feeding mosquitoes in the laboratory, it is important to standardize a protocol, considering the species to be studied and the available conditions.

**Keywords:** Culicidae, Artificial feeding and Colonies.

## 1. INTRODUÇÃO

A transmissão de diversos patógenos ao homem ocorre através da picada de fêmeas infectadas de mosquitos (Diptera: Culicidae), em um evento definido como transmissão horizontal (TEIXEIRA, 1999). Dentro da Família Culicidae, os principais gêneros com importância em Saúde Pública são *Aedes* Meigen, 1818, *Culex* Linnaeus, 1758 e *Anopheles* Meigen, 1818, com algumas espécies envolvidas na transmissão de patógenos ao homem. Dentre elas, podemos citar *Aedes (Stegomyia) aegypti* (Linnaeus 1762), que é estritamente sinantrópico e antropofílico (CONSOLI; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 1994; FORATTINI, 2002; LIMA-CAMARA; HONÓRIO; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 2006) e espécies frequentemente associadas ao homem, como *Culex (Culex) quinquefasciatus* Linnaeus 1758 (CONSOLI; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 1994). Enquanto *Ae. aegypti* realiza repastos sanguíneos em humanos com elevada frequência, as fêmeas de *Cx. quinquefasciatus* podem sugar o sangue de diferentes animais sinantrópicos, além de aves e do homem (CAMARGO; SILVA; ELIAS, 1994; BORGES, 2014). No gênero *Anopheles*, encontramos importantes vetores de plasmódios humanos causadores de malária. Dentre eles, podemos citar o *Anopheles (Nyssorhynchus) darlingi* Root, 1926, *Anopheles (Nyssorhynchus) aquasalis* Curry, 1932, *Anopheles (Cellia) gambiae* Giles 1902, *Anopheles (Cellia) arabiensis* Patton 1905 e *Anopheles (Cellia) coluzzii* Coetzee & Wilkerson, 2013. Nos locais onde atuam como vetores de plasmódios humanos, essas espécies apresentam comportamento antropofílico (CONSOLI; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, 1994; LOUNIBOS; CONN, 2000; FORATTINI, 2002; PÓVOA et al., 2003; SINKA et al., 2012; BARRÓN et al., 2019).

Dada a importância desses mosquitos como vetores de patógenos, diferentes tipos de pesquisa são realizados em condições de laboratório, com o objetivo de compreender melhor aspectos relacionados à biologia, ecologia e comportamento dessas espécies (RESENDE; GAMA, 2006; FINLAYSON; SAINGAMSOOK; SOMBOON, 2015). Alguns trabalhos avaliaram o efeito da alimentação artificial na taxa de repastos sanguíneos realizados pelas fêmeas de mosquitos mantidas em colônia, bem como na fecundidade e viabilidade dos ovos e sobrevivência das larvas (DAMIENS et al., 2013; PHASOMKUSOLSIL et al., 2013; HARRISON; BROWN; STRAND, 2021; TYLER-JULIAN et al., 2021). Adicionalmente, mosquitos geneticamente modificados, estéreis ou com presença da bactéria *Wolbachia* Hertig 1936 para utilização no controle biológico vêm sendo produzidos massivamente em laboratório e a escolha dos métodos para a criação dessas espécies deve priorizar medidas que não afetem o *fitness* dos adultos (CARVALHO, 2012; CARVALHO et al., 2014; DUTRA, 2017; GUNATHILAKA et al., 2017; ROSS et al., 2017; ROSS; LAU; HOFFMANN, 2019; FARNESI et al., 2021).

Assim, muitos trabalhos buscam investigar alternativas para a alimentação sanguínea de mosquitos em laboratório, visando a diminuição do uso de mamíferos vivos anestesiados para este procedimento (DENG et al., 2012; COSTA-DA-SILVA et al., 2013; ANJOLETTE; MACORIS, 2016; DIAS; BAUZER; LIMA, 2018; DHAR et al., 2019; SRI-IN et al., 2020). Neste capítulo, abordaremos métodos para alimentação sanguínea artificial de mosquitos vetores em condições de laboratório. O objetivo é apresentar as principais técnicas utilizadas em pesquisas que abordam a criação de diferentes espécies de mosquitos em laboratório, sendo ela em pequena ou grande escala.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

O levantamento na literatura sobre as técnicas utilizadas para a alimentação sanguínea artificial de fêmeas de mosquitos foi realizado a partir da busca por publicações em sites indexadores de artigos científicos, utilizando palavras-chave específicas. Essa busca levantou uma variedade de métodos que já foram desenvolvidos para a alimentação sanguínea artificial de diferentes espécies em laboratório.

Diferentes métodos para a alimentação artificial vêm sendo desenvolvidos e utilizados para a manutenção de mosquitos em laboratório, sendo alguns mais complexos e outros



mais simples (GUNATHILAKA et al., 2017; ROSS; LAU; HOFFMANN, 2019). Os alimentadores, normalmente, são compostos por um ou mais reservatórios, onde o volume de sangue é armazenado para a alimentação dos mosquitos. Geralmente, estes reservatórios de sangue são cobertos por membranas finas que facilitam a penetração da probóscide e, conseqüentemente, a alimentação dos mosquitos (ROSS; LAU; HOFFMANN, 2019). Adicionalmente, o aquecimento do sangue favorece a alimentação das fêmeas, uma vez que proporciona a maior atração para a realização do repasto sanguíneo nos dispositivos artificiais (GERBERG, 1970; NOVAK; BERRY; ROWLEY, 1991). Entre uma técnica e outra, existem diferenças em relação à composição do reservatório, aos tipos de membranas para contenção do sangue, à origem e às formas de aquecimento deste (LUO, 2014) (Tabela 1).

**Tabela 1.** Variações de técnicas artificiais utilizadas para alimentação sanguínea de mosquitos em condições de laboratório.

Reservatório sanguíneo	Aquecimento do sangue	Membrana	Sangue	Espécies	Referências
Copo plástico	Água aquecida	Tecido TNT	Bovino	<i>Ae. aegypti</i>	Anjolette; Macoris (2016)
Copo de isopor	Água aquecida	PTFE	Bovino	<i>Ae. aegypti</i> , <i>An. gambiae</i> , <i>An. arabiensis</i>	Siria et al. (2018)
Frasco tipo "Eppendorf"	Glicerol aquecido	Parafilm-M	Humano	<i>Ae. aegypti</i> , <i>Cx. quinquefasciatus</i> , <i>An. aquasalis</i>	Costa-Da-Silva et al. (2013)
Frasco tipo "Eppendorf"	Glicerol aquecido	Parafilm-M; fita de vedação de rosca; intestino de porco e de ovelha	Galinha	<i>Ae. aegypti</i> , <i>Ae. albopictus</i>	De Almeida Costa et al. (2020)
Frasco tipo "Eppendorf"	Aquecedor elétrico de mão	Parafilm-M	Rato	<i>Ae. aegypti</i> , <i>An. gambiae</i> , <i>Cx. quinquefasciatus</i>	Harrison; Brown; Strand (2021)
Hemotek	Aquecedor elétrico	Membrana de colágeno	Bovino	<i>An. Arabiensis</i>	Damiens et al. (2013)
Hemotek	Aquecedor elétrico	Parafilm-M	Galinha	<i>Ae. aegypti</i>	Gunathilaka et al. (2017)
Hemotek	Aquecedor elétrico	Não informado	Humano	<i>Ae. aegypti</i>	Farnesi et al. (2021)
Membranoso	Cerâmica aquecida	Membrana de Porco	Rato	<i>Ae. aegypti</i> , <i>Ae. albopictus</i>	Deng et al. (2012)
Membranoso	Não informado	Parafilm-M	Ovelha	<i>Ae. aegypti</i> , <i>Ae. albopictus</i>	Sri-in et al. (2020)
Placa de alumínio	Bolsa térmica	Parafilm-M	Cabra/Ovelha	<i>Ae. aegypti</i>	Carvalho et al. (2014)
Placa de alumínio	Água aquecida	Parafilm-M; PTFE	Bovino, porco	<i>Ae. aegypti</i> , <i>Ae. albopictus</i> , <i>Ae.</i>	Tyler-Julian et al. (2021)

				<i>taeniorhynchus, Cx. quinquefasciatus</i>	
Placa de metal	Bolsa térmica	Parafilm-M	Humano	<i>Ae. aegypti</i>	Gunathilaka et al. (2017)
Placa Hemotek	Aquecedor elétrico de mão	Membrana de colágeno	Humano	<i>Ae. aegypti</i>	Ross; Lau; Hoffmann., (2019)
Placa de vidro	Água aquecida (em garrafa plástica)	Membrana de silicone	Humano, bovino, camundongo	<i>Ae. aegypti</i>	Pina; Fonseca (1999)
Tubo de plástico	Água aquecida	Parafilm-M	Humano	<i>Ae. aegypti</i>	Dhar et al. (2019)
Tubo de acrílico	Banho-Maria (c/ circulação água)	Revestimento de linguiça	Porco	<i>Ae. aegypti, Ae. albopictus</i>	Luo (2014)
Tubo de vidro	Água aquecida	Pele de peixe, pele de frango, revestimento de salsicha, tripa de boi	Humano	<i>Ae. albopictus</i>	Ooi et al. (2005)
Tubo de vidro	Banho-Maria (c/ circulação água)	Membrana de silicone, tripa de boi	Humano, galinha, coelho, cão	<i>Ae. aegypti, Cx. quinquefasciatus</i>	Telles-De-Deus (2011)
Tubo de vidro	Banho-Maria (c/ circulação água)	Revestimento de salsicha	Humano, ovelha, rato	<i>Ae. aegypti, An. dirus, An. cracens, An. minimus, An. sawadwongporni</i>	Phasomkusolsil et al. (2013)
Tubo de vidro	Banho-Maria (c/ circulação água)	Intestino de porco	Humano	<i>Ae. aegypti</i>	Dutra (2017)
Tubo de vidro	Banho-Maria (c/ circulação água)	Parafilm-M	Bovino	<i>Ae. aegypti</i>	Gunathilaka et al. (2017)
Tubo de vidro	Banho-Maria (c/ circulação água)	Parafilm-M	Ovelha, coelho	<i>Ae. aegypti, Cx. quinquefasciatus</i>	Dias; Bauzer; Lima (2018)

## 2.1. TIPOS DE RESERVATÓRIOS

Recipientes plásticos, representados por copos ou tubos, são exemplos de reservatórios utilizados para a alimentação artificial de fêmeas de mosquitos. O alimentador denominado como “Glytube” (Figura 1) é formado por um tubo cônico, produzido com material plástico que, normalmente, é utilizado para centrifugação de materiais em laboratório. Este dispositivo possui volume interno de 50 ml, abertura com orifício de 2,5cm em apenas uma das extremidades e fechamento através de tampa de rosca. A parte interna do tubo serve como reservatório do material responsável pelo aquecimento do sangue, sendo o Glicerol o mais comumente utilizado. Além de servir como vedação do tubo, a tampa

armazena o volume de sangue destinado à alimentação das fêmeas dos mosquitos (Figura 1A). É necessário que seja feito um corte no formato de círculo na tampa do tubo e que, posteriormente, esse orifício seja vedado por uma membrana nas duas extremidades. Feito isso, a tampa pode ser novamente rosqueada no tubo cônico. A capacidade de armazenamento de sangue nesse recipiente é de, aproximadamente, 1,5 ml (COSTA-DA-SILVA et al., 2013).



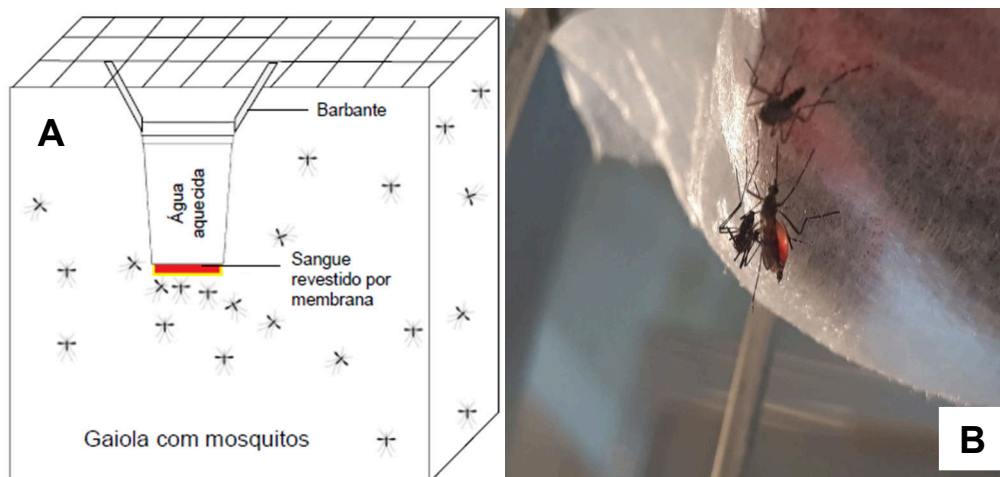
**Figura 1.** (A) Tampa plástica do tubo com conteúdo sangue preparado para alimentação de mosquitos; (B) Dispositivo “Glytube” exposto sobre uma contendo mosquitos *Ae. aegypti* que serão alimentados artificialmente.

Foto: Pollyana Conceição Romão Maia.

A vantagem do Glytube é que se trata de um sistema bem simples e de fácil construção e manutenção, uma vez que a maioria dos laboratórios possui todos os componentes necessários para a montagem desse dispositivo. As temperaturas de aquecimento definidas para o sangue (37°C) e para o Glicerol (50°C) ajudam na resposta alimentar das fêmeas de mosquitos, pois se assemelham ao que é observado na alimentação em animais vivos (COSTA-DA-SILVA et al., 2013).

Outra técnica simples e de fácil reprodução para alimentação artificial de mosquitos utiliza copos plásticos descartáveis como reservatório de sangue (ANJOLETTE; MACORIS, 2016; SIRIA et al., 2018). Nessa técnica, a extremidade fechada dos copos plásticos é

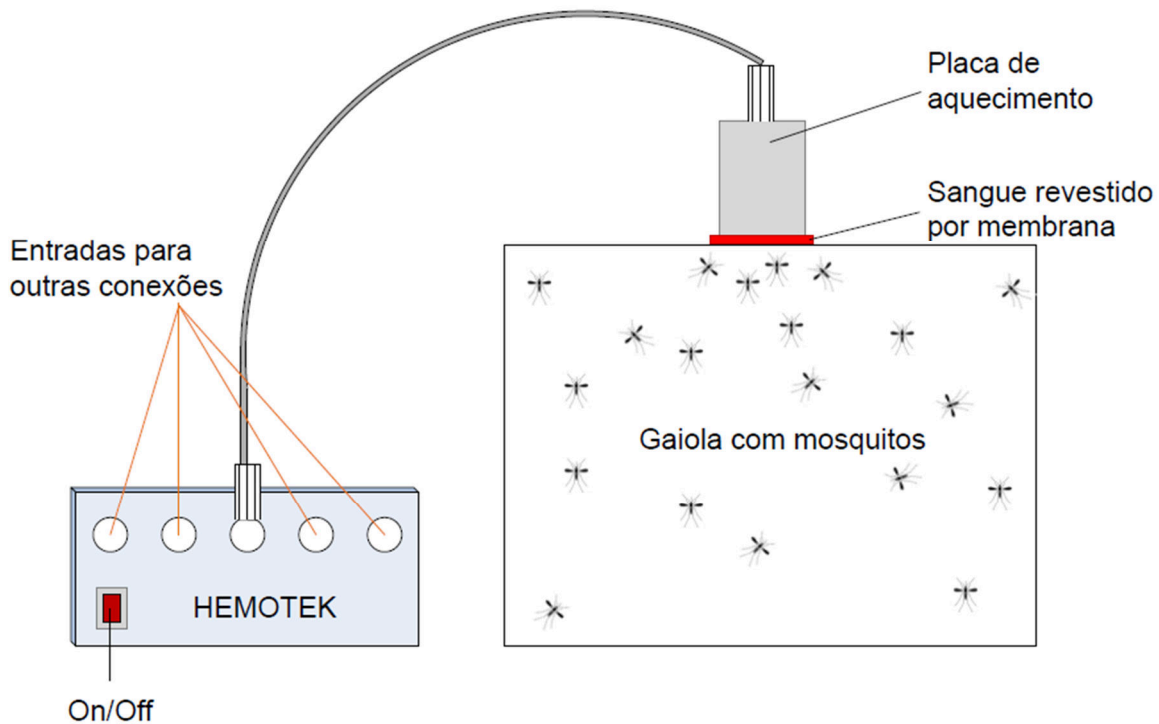
cortada. A fixação destes tipos de dispositivos pode ser feita através de barbantes, que são amarrados na borda superior de cada copo plástico e, em seguida, inseridos dentro ou sobre a gaiola com mosquitos (Figura 2). A base do copo invertida serve como reservatório sanguíneo e, para manter esse sangue aquecido, é adicionada água quente (40°C) na parte interna do copo plástico (ANJOLETTE; MACORIS, 2016).



**Figura 2.** (A): Esquema de alimentação artificial de mosquitos utilizando copo plástico como reservatório de água aquecida em sua parte interna, e na depressão externa inferior, o sangue revestido por membranas; (B): Detalhe da alimentação de fêmeas de *Ae. aegypti* com aparato sanguíneo revestido por membrana de TNT

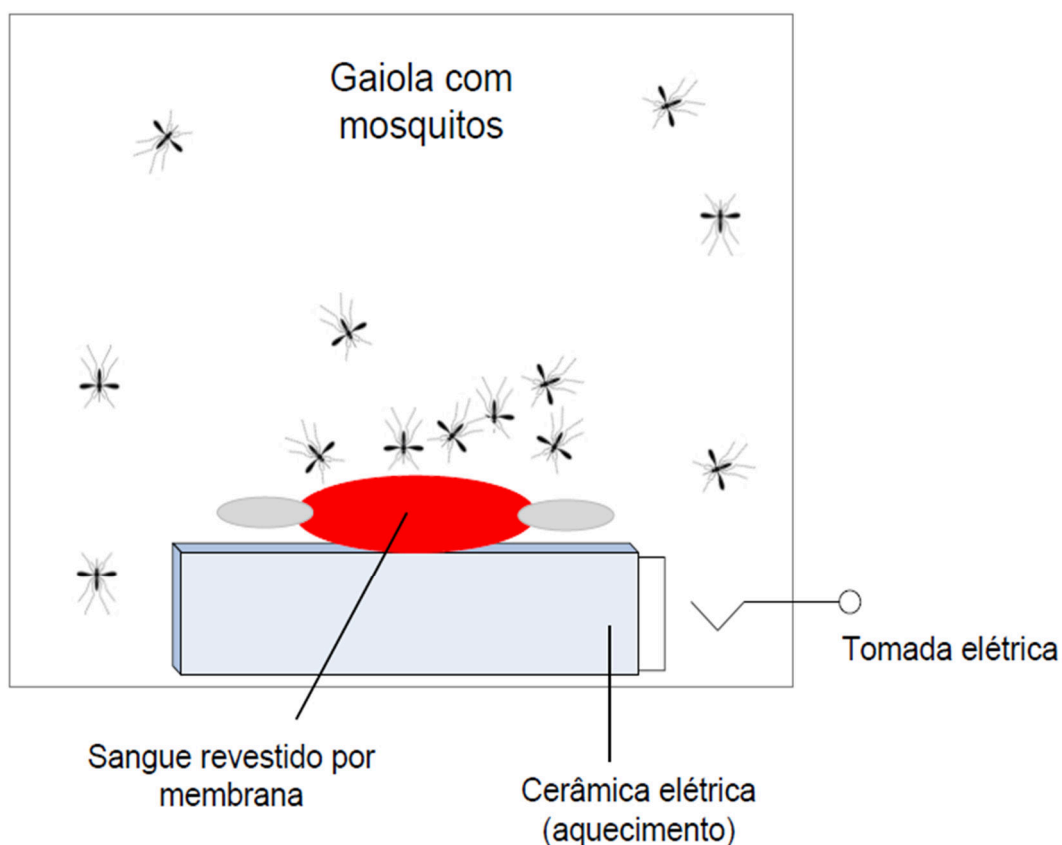
Foto: Paulo Roberto Urbinatti, 2020.

Já o dispositivo Hemotek® (Hemotek Ltd., UK) consiste em um aparelho eletrônico que permite a regulação da temperatura na faixa desejada, mantendo-a constante. Este aparelho é conectado a uma pequena placa de alumínio, que possui tamanhos variados, e capacidade de armazenamento de sangue (DAMIENS et al., 2013) (Figura 3). Para o sangue ser armazenado na placa de alumínio, são utilizadas membranas finas resistentes ao calor e capazes de serem perfuradas pela probóscide das fêmeas dos mosquitos (GUNATHILAKA et al., 2017). Uma vez que a versão original do equipamento não permite alimentar grandes quantidades de mosquitos, adaptações podem ser feitas neste dispositivo, conforme descrito e testado por Damiens et al. (2013).



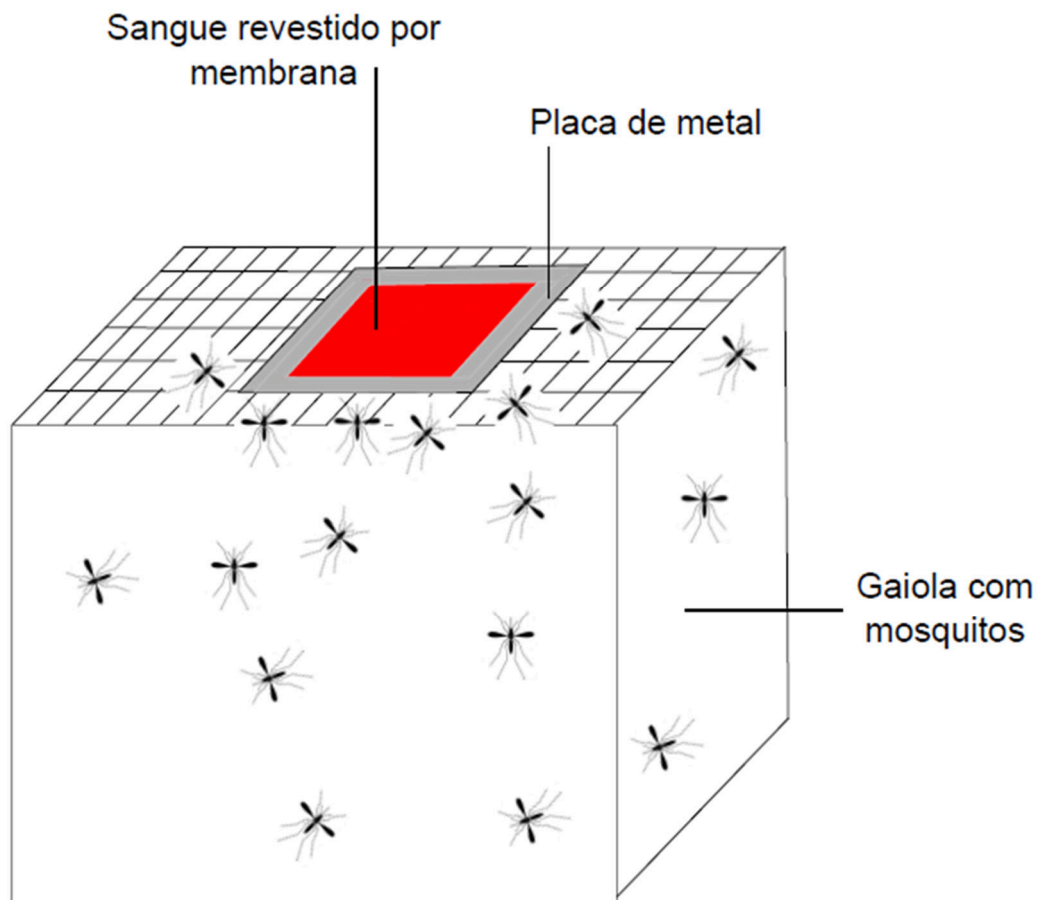
**Figura 3.** Esquema de alimentação artificial de mosquitos utilizando o aparelho “Hemotek®”.

De forma um pouco mais simples, outra técnica de alimentação artificial de mosquitos, denominada como “reservatório membranoso”, refere-se a um dispositivo construído apenas por membranas para o armazenamento do sangue. Um reservatório membranoso ou bolsa de sangue, feito com membrana de colágeno bovino, foi utilizado por Deng et al. (2012) em estudo para avaliação da fecundidade de fêmeas de *Ae. aegypti*. Para a correta utilização desse dispositivo, a membrana de colágeno bovino é inserida em água fervente (100°C) por, aproximadamente, uma hora e, em seguida, a gordura presente é removida com o auxílio de um papel absorvente (DENG et al., 2012). Após este procedimento, e com a membrana em temperatura ambiente, um dos lados é fechado com um nó e, posteriormente, este reservatório é preenchido com sangue e anticoagulante. Ao completar o volume de sangue desejado dentro do reservatório, a outra extremidade da membrana é fechada com um nó, formando algo semelhante a uma salsicha de sangue (Figura 4). Esse dispositivo pode ser deixado dentro de uma gaiola com mosquitos sobre uma superfície de aquecimento, para que o sangue consiga atingir temperatura semelhante a de um hospedeiro vivo (DENG et al., 2012).



**Figura 4.** Esquema de alimentação artificial de mosquitos através de reservatório membranoso, preenchido com sangue, como uma salsicha de sangue.

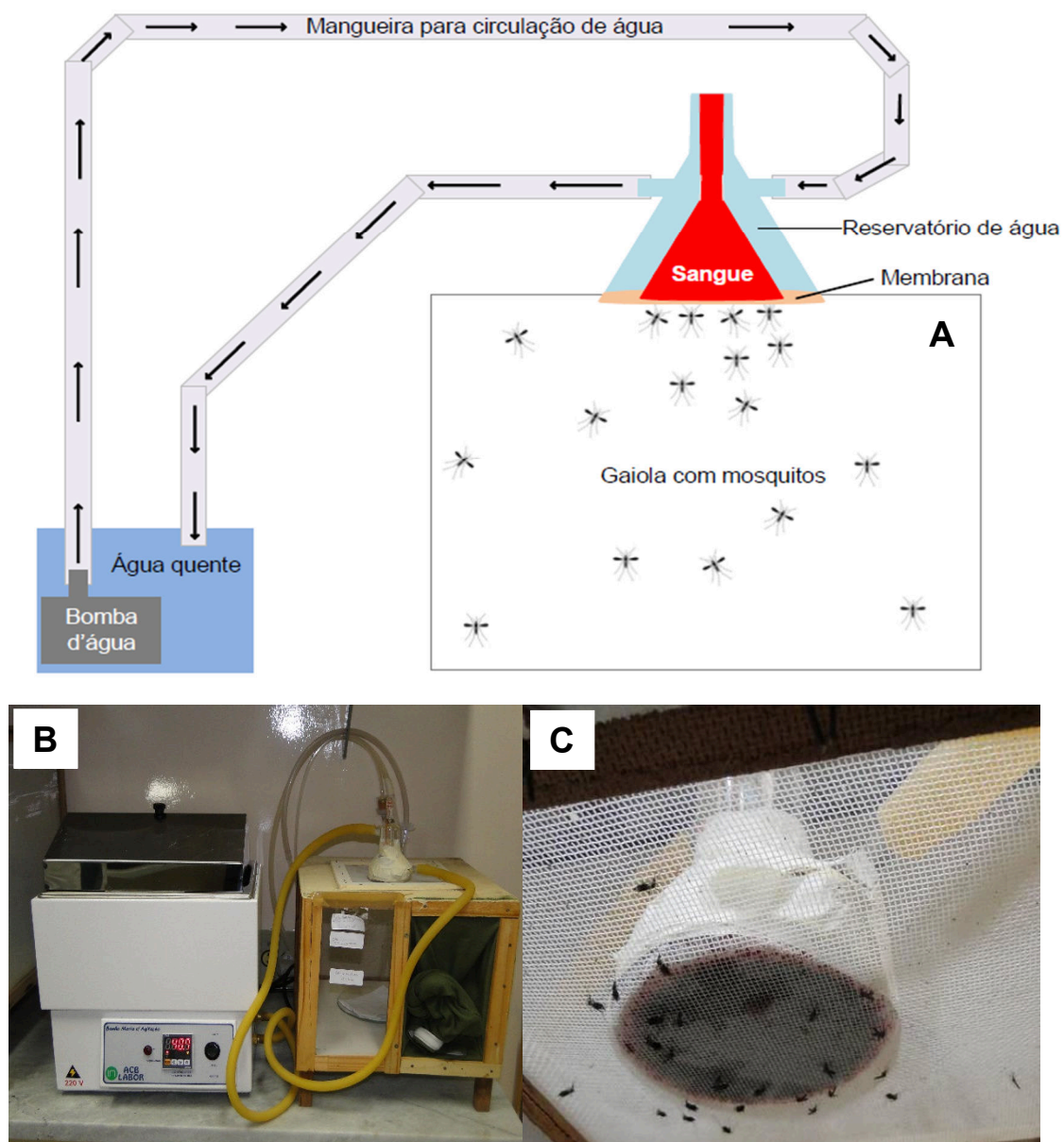
Em experimentos para criação de *Ae. aegypti* em laboratório, Carvalho et al. (2014) e Gunathilaka et al. (2017) utilizaram placas metálicas como reservatório sanguíneo. Essas placas possuem formato quadrado, medindo cerca de nove centímetros, e são revestidas por membranas, para que seja possível armazenar o volume de sangue a ser utilizado na alimentação dos mosquitos. Uma bolsa de malha, preenchida com material capaz de armazenar calor, é colocada aquecida sobre a placa com sangue, para que seja mantida a temperatura ideal para atrair os mosquitos até a fonte de alimento (Figura 5).



**Figura 5.** Placa metálica revestida por membrana, preenchida com sangue para alimentação artificial de mosquitos em laboratório.

Tubos de vidro ou de acrílico, cobertos por membrana e conectados por mangueiras a um equipamento de aquecimento da água, são muito utilizados para a alimentação de várias colônias de mosquitos ao mesmo tempo. O alimentador de vidro possui conexões para entrada e saída de água, um reservatório para armazenamento do sangue e uma câmara interna por onde a água aquecida circula (RUTLEDGE; WARD; GOULD, 1964). A circulação da água é realizada através de uma bomba submersa, que fica dentro do equipamento utilizado para o aquecimento da água (banho-maria). Essa bomba é conectada a uma mangueira de silicone, que faz ligação com o tubo de entrada de água do dispositivo de vidro. O tubo de saída desse dispositivo é conectado em outra mangueira de silicone, e tem a função de devolver a água bombeada para o equipamento de aquecimento (Figura 6). Dessa forma, a água fica constantemente circulando dentro do dispositivo, fazendo com que o sangue oferecido aos mosquitos permaneça sempre aquecido (LUO, 2014).

A temperatura da água e, conseqüentemente, do sangue armazenado no reservatório, pode ser regulada conforme a necessidade do experimento. Geralmente, o equipamento de aquecimento da água é regulado em alguns graus acima do desejado para a fonte sanguínea, para que o sangue armazenado permaneça com temperatura aproximada de 37°C (GUNATHILAKA et al., 2017).



**Figura 6.** (A) Esquema de alimentação artificial de mosquitos através de reservatório de vidro conectado a mangueiras para circulação de água aquecida; (B) Alimentador artificial para mosquito com reservatório de vidro conectado ao banho maria; (C) Detalhe da alimentação de fêmeas de *Ae. aegypti* com aparato sanguíneo revestido por membrana de silicone.

Foto: Juliana Telles de Deus.



## 2.2. TIPOS DE MEMBRANAS

A maior parte dos reservatórios de sangue aqui abordados é coberta por membranas finas, naturais ou artificiais, que facilitam a penetração da probóscide e alimentação das fêmeas de mosquitos (NASIRIAN; LADONNI, 2006; ROSS; LAU; HOFFMANN, 2019; DIAS et al., 2021). A utilização de reservatórios de sangue cobertos por essas membranas está cada vez mais aprimorada, sendo eficaz e segura para a alimentação artificial de mosquitos (DENG et al., 2012).

O uso de tecidos animais como membranas foi bastante explorado em pesquisas para alimentação artificial de mosquitos. São exemplos de membranas naturais o revestimento de linguiça (LUO, 2014), intestino de porco e de ovelha (DE ALMEIDA COSTA et al., 2020), pele de peixe e de frango (OOI et al., 2005), tripa de boi (OOI et al., 2005; TELLES-DE-DEUS, 2011) membrana de colágeno (DAMIENS et al., 2013; ROSS; LAU; HOFFMANN, 2019), intestino/membrana de porco (DENG et al., 2012; DUTRA, 2017) e revestimento de salsicha (OOI et al., 2005; PHASOMKUSOLSIL et al., 2013).

Já em relação a membranas não naturais, o Parafilm-M é um dos tipos mais utilizados em técnicas para alimentação artificial, devido ao seu baixo custo e à alta qualidade para manutenção das colônias de mosquitos (COSTA-DA-SILVA et al., 2013; CARVALHO et al., 2014; GUNATHILAKA et al., 2017; DIAS; BAUZER; LIMA, 2018; DHAR et al., 2019; DE ALMEIDA COSTA et al., 2020; SRI-IN et al., 2020; HARRISON; BROWN; STRAND, 2021; TYLER-JULIAN et al., 2021). Entretanto, outros materiais também podem ser utilizados, como o TNT (tecido não tecido) (ANJOLETTE; MACORIS, 2016), o PTFE (Politetrafluoretileno, ou “Teflon”, como é conhecido popularmente, que é utilizado para vedação de roscas de encanamentos de água e gás) (SIRIA et al., 2018; TYLER-JULIAN et al., 2021), e membranas de silicone (PINA; FONSECA, 1999; TELLES-DE-DEUS, 2011).

## 2.3. USO DO SANGUE

Alguns tipos de sangue de animais vertebrados que são comercializados podem ser utilizados para alimentação de artrópodes. O custo médio por mililitro varia de acordo com o tipo sanguíneo e podemos citar como exemplo o sangue bovino (US\$ 0,14 - 0,60), o sangue de coelho (US\$ 0,39 - 0,73) e o sangue de ovelha (US\$ 0,05 - 0,38). Entretanto, a compra deste suplemento alimentar pode ser dispensada quando há uma fonte segura de sangue

animal, e de métodos de coleta e tratamento do sangue (GONZALES; HANSEN, 2016). Para a alimentação artificial de mosquitos vetores, como *Ae. aegypti*, *Cx. quinquefasciatus* e algumas espécies de *Anopheles*, diferentes estudos já utilizaram sangue bovino, humano, de galinha, rato, ovelha, porco, coelho, dentre outros (Tabela 1).

O planejamento bem elaborado é necessário para otimizar a utilização do sangue na manutenção das gaiolas de mosquitos, para que se possa reduzir o tempo de manuseio, evitando perdas de material e, conseqüentemente, reduzir o custo operacional (DAMIENS et al., 2013). É recomendado que o sangue para alimentação dos mosquitos seja mantido refrigerado, para conservação e estabilidade do material biológico (GONZALES; HANSEN, 2016). Além disso, o uso de anticoagulantes sanguíneos é indispensável para técnicas de alimentação artificial de mosquitos. Sem eles, é impossível manter a composição sanguínea por muito tempo, pois acabam formando coágulos nos reservatórios. Nas técnicas de alimentação sanguínea de mosquitos, são utilizados praticamente três tipos de anticoagulantes: citrato (LUO, 2014; DIAS; BAUZER; LIMA, 2018), EDTA (DENG et al., 2012; GUNATHILAKA et al., 2017; SIRIA et al., 2018) e heparina (ANJOLETTE; MACORIS 2016).

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Atualmente, muito se debate sobre o uso de animais para experimentos científicos, por ser uma prática que pode causar dor e sofrimento. A regulamentação de leis em alguns países caminha para a proibição de testes em animais para determinados fins. Por essa razão, cientistas do mundo todo buscam a substituição das técnicas com uso de animais por alternativas que garantam a reprodutibilidade sem perder a confiabilidade nos resultados. Apesar de ser um grande desafio, trata-se de um avanço para a pesquisa ética.

Além das questões éticas, o uso de animais vivos necessita da manutenção de um biotério, que pode trazer algumas desvantagens, como a necessidade de estrutura física para o manejo destes, demanda de pessoal especializado e gerenciamento de recursos. Atualmente, a alimentação artificial de fêmeas de mosquito é uma alternativa para substituição do uso de animais vivos.

Existem diversas opções para alimentação artificial de mosquitos, desde as técnicas mais elaboradas, que necessitam de investimento inicial maior para manutenção das colônias em laboratório, e as técnicas mais simples, com menor investimento em materiais e que, conseqüentemente, suprem a demanda de pequenas criações de formas adultas. O

sangue a ser utilizado nessas técnicas pode ser facilmente armazenado no congelador durante meses sem alterar as taxas de alimentação das fêmeas após o descongelamento e aquecimento (TYLER-JULIAN et al., 2021).

A escolha do sangue a ser utilizado em técnicas artificiais de alimentação de mosquitos é fundamental para o desenvolvimento das colônias. Este sangue deve apresentar padrões de qualidade, estar livre de medicamentos ou outros agentes prejudiciais para as espécies de mosquitos, pois isso pode influenciar na pesquisa a ser desenvolvida. A produção de ovos, o comportamento e a imunidade de fêmeas alimentadas artificialmente devem ser similares aos das fêmeas alimentadas diretamente no hospedeiro (GONZALES; HANSEN, 2016). Aspectos relacionados à utilização de alguns anticoagulantes precisam ser melhor estudados para evitar influências na criação dos mosquitos, como mortalidade, diminuição na produtividade e viabilidade dos ovos.

A membrana também tem papel fundamental para o sucesso da alimentação artificial. Algumas fêmeas de mosquitos se adaptam a diferentes membranas, tanto naturais quanto artificiais, enquanto outras espécies podem não realizar bem a hematofagia em membranas artificiais. Algumas espécies de mosquitos selvagens, por exemplo, hesitam em realizar a hematofagia em membranas artificiais (TYLER-JULIAN et al., 2021).

As técnicas artificiais para alimentação de mosquitos em laboratório já vêm sendo aprimoradas e apresentam bons resultados. O sucesso da utilização de qualquer uma dessas técnicas depende da elaboração de um protocolo bem definido, considerando a espécie que será estudada e as condições do laboratório para manutenção de colônias.

## 4. REFERÊNCIAS

ANJOLETTE, A. F.; MACORIS, M. L. G. Técnicas para manutenção de *Aedes aegypti* em laboratório. **Boletim Epidemiológico Paulista**, v. 13, n. 156, p. 19-29, 2016.

BARRÓN, M.G.; PAUPY, C.; RAHOLA, N.; AKONE-ELLA, O.; NGANGUE, M.F.; WILSON-BAHUN, T.A.; et al. A new species in the major malaria vector complex sheds light on reticulated species evolution. **Scientific Reports**, v. 9, p. 14753, 2019.

BORGES, V.A.R. Avaliação da infestação do mosquito *Culex quinquefasciatus* no entorno do rio Palmeiras, no município de Pratápolis (MG). **Ciência et Praxis**, v. 7, n. 14, p. 31-34, 2014.

CAMARGO, M.de F.; SILVA, I.G.; ELIAS, C.N. Ciclo evolutivo do *Culex quinquefasciatus* (Wiedmann, 1828) (Diptera, Culicidae) em condições de laboratório. **Revista de Patologia Tropical**, v. 23, n. 2, p. 191-195, 1994.

CARVALHO, D.O. **Estudo de dispersão de machos da linhagem transgênica OX513A de *Aedes aegypti***. (Dissertação) Mestrado em Ciências – Instituto de Ciências Biomédicas da Universidade de São Paulo, São Paulo, São Paulo, 2012.

CARVALHO, D.O.; NIMMO, D.; NAISH, N.; MCKEMEY, A.R.; GRAY, P.; WILKE, A.B.; et al. Mass production of genetically modified *Aedes aegypti* for field releases in Brazil. **Journal of Visualised Experiments**, v. 83, p. e3579, 2014.

CONSOLI, R. A. G. B.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. **Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil**. Rio de Janeiro: Fiocruz, 1994.

COSTA-DA-SILVA, A.L.; NAVARRETE, F.R.; SALVADOR, F.S.; KARINA-COSTA, M.; IOSHINO, R.S.; AZEVEDO, D.S. et al. Glytube: A Conical Tube and Parafilm M-Based Method as a Simplified Device to Artificially Blood-Feed the Dengue Vector Mosquito, *Aedes aegypti*. **PLOS ONE**, v. 8, n. 1, p. e53816, 2013.

DAMIENS, D.; SOLIBAN, S.M.; BALESTRINO, F.; ALSIR, R.; VREYSEN, M.J.; GILLES, J.R. Different blood and sugar feeding regimes affect the productivity of *Anopheles arabiensis* colonies (Diptera: Culicidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 50, n. 2, p. 336-343, 2013.

DE ALMEIDA COSTA, K.; GARCIA ROSÁRIO, I.N.; EIRAS, Á.E.; DA SILVA, I.M. Artificial Bloodfeeder Glytube: Evaluating Different Types of Membranes and Blood Sources for Feeding *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. **Journal of The American Mosquito Control Association**, v. 36, n. 4, p. 233-239, 2020.

DENG, L.; KOOU, S.Y.; PNG, A.B.; NG, L.C.; LAM-PHUA, S.G. A novel mosquito feeding system for routine blood-feeding of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. **Tropical Biomedicine**, v. 1, n. 29, p. 169-74, 2012.

DHAR, I.; AKTHER, T.; BASHAR, K.; TABASSUM, S.; HOWLADER, A. J.; MUNSHI, S. U. Development of a cheap and simple artificial feeding device for studying dengue virus transmission in *Aedes aegypti* mosquito at the resource-poor setups. **International Journal of Mosquito Research**, v. 6, n. 5, p. 57-62, 2019.

DIAS, L.S.; BAUZER, L.G.S.D.R.; LIMA, J.B.P. Artificial blood feeding for Culicidae colony maintenance in laboratories: does the blood source condition matter? **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 60, p. e45, 2018.

DIAS, L.S.; CALDEIRA, J.C.; BAUZER, L.G.S.R.; LIMA, J.B.P. Assessment of Synthetic Membranes for Artificial Blood Feeding of Culicidae. **Insects**, v. 12, n. 1, p. 15, 2021.

DUTRA, H. L. C. **Uso da cepa wMel de *Wolbachia* como forma alternativa de controle do vírus Zika**. (Tese) Doutorado em Ciências - Centro de Pesquisas René Rachou, Fundação Oswaldo Cruz, Belo Horizonte, Minas Gerais, 2017.

FARNESI, L.C.; CARVALHO, F.D.; LACERDA, A.P.C.; MOREIRA, L.A.; BRUNO, R.V. The influence of different sources of blood meals on the physiology of *Aedes aegypti* harboring *Wolbachia* wMel: mouse blood as an alternative for mosquito rearing. **Parasites & Vectors**, v. 14, n. 1, p. 21, 2021.

FINLAYSON, C.; SAINGAMSOOK, J.; SOMBOON, P. A simple and affordable membrane-feeding method for *Aedes aegypti* and *Anopheles minimus* (Diptera: Culicidae). **Acta Tropica**, v. 152, p. 245-251, 2015.

FORATTINI, O.P. **Culicidologia Médica - Identificação, Biologia, Epidemiologia- Volume 2**. 2ª ed, EdUSP, 2002.

GERBERG, E. J. **Manual for mosquito rearing and experimental techniques**. American Mosquito Control Association, INC., 1970.

GONZALES, K. K.; HANSEN, I. A. Artificial Diets for Mosquitoes. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 13, n. 12, p. 1267, 2016.

GUNATHILAKA, N.; RANATHUNGE, T.; UDAYANGA, L.; ABEYEWICKREME, W. Efficacy of Blood Sources and Artificial Blood Feeding Methods in Rearing of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) for Sterile Insect Technique and Incompatible Insect Technique Approaches in Sri Lanka. **Biomed Research International**, v. 2017, p. e3196924, 2017.

HARRISON, R.E.; BROWN, M.R.; STRAND, M.R. Whole blood and blood components from vertebrates differentially affect egg formation in three species of anautogenous mosquitoes. **Parasites & Vectors**, v. 14, p. e119, 2021.

LIMA-CAMARA, T.N.; HONÓRIO, N.A.; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. Frequência e distribuição espacial de *Aedes aegypti* e *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) em distintos ambientes no Rio de Janeiro. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 22, n. 10, p. 2079-2084, 2006.

LOUNIBOS, L.P.; CONN, J.E. Malaria vector heterogeneity in South America. **American Entomologist**, v. 46, n. 4, p. 238–249, 2000.

LUO, Y.P. A novel multiple membrane blood-feeding system for investigating and maintaining *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* mosquitoes. **Journal of Vector Ecology**, v. 39, n. 2, p. 271-277, 2014.

NASIRIAN, H.; LADONNI, H. Artificial blood feeding of *Anopheles stephensi* on a membrane apparatus with human whole blood. **Journal of The American Mosquito Control Association**, v. 22, n. 1, p. 54-56, 2006.

NOVAK, M.G.; BERRY, W.J.; ROWLEY, W.A. Comparison of four membranes for artificially blood feeding mosquitoes. **Journal of The American Mosquito Control Association**, v. 7, n. 2, p. 327-329, 1991.

OOI, C.P.; ROHANI, A.; ZAMREE, I.; CHUA, W.S. Effectiveness of several locally available membranes used for artificial feeding of *Aedes albopictus* Skuse. **Tropical Biomedicine**, v. 22, n. 1, p. 69-71, 2005.

PHASOMKUSOLSIL, S.; TAWONG, J.; MONKANNA, N.; PANTUWATANA, K.; DAMDANGDEE, N.; KHONGTAK, W.; et al. Maintenance of mosquito vectors: effects of blood source on feeding, survival, fecundity, and egg hatching rates. **Journal of Vector Ecology**, v. 38, n. 1, p. 38-45, 2013.

PINA, I. G.; FONSECA, A.H. Comportamento de *Aedes aegypti* L., 1762 (Diptera: Culicidae) alimentados artificialmente com sangue de diferentes espécies de doadores. **Revista de Patologia Tropical**, v. 28, n. 1, p. 64-71, 1999.

PÓVOA, M.M.; CONN, J.E.; SCHLICHTING, C.D.; AMARAL, J.C.O.F.; SEGURA, M.N.O.; DA SILVA, A.N.M.; et al. Malaria vectors, epidemiology and there-emergence of *Anopheles darlingi* in Belém, Pará, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 40, n. 4, p. 379–386, 2003.

RESENDE, M.C.; GAMA, R.A. Persistência e eficácia do regulador de crescimento pyriproxifen em condições de laboratório para *Aedes aegypti*. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, n. 1, p. 72-75, 2006.

ROSS, P.A.; AXFORD, J.K.; RICHARDSON, K.M.; ENDERSBY-HARSHMAN, N.M.; HOFFMANN, A.A. Maintaining *Aedes aegypti* mosquitoes infected with *Wolbachia*. **Journal of Visualized Experiments**, v. 126, p. e56124, 2017.

ROSS, P.A.; LAU, M-J.; HOFFMANN, A.A. Does membrane feeding compromise the quality of *Aedes aegypti* mosquitoes? **PLoS ONE**, v. 14, n. 11, p. e0224268, 2019.

RUTLEDGE, L.C.; WARD, R. A.; GOULD, D.J. Studies on the feeding response of mosquitoes to nutritive solutions in a new membrane feeder. **Mosquito News**, v. 24, n. 4, p. 407-419, 1964.

SINKA, M.E.; BANGS, M.J.; MANGUIN, S.; RUBIO-PALIS, Y.; CHAREONVIRIYAPHAP, T.; COETZEE, M.; et al. A global map of dominant malaria vectors. **Parasites & Vectors**, v. 5, p. 69, 2012.

SIRIA, D. J.; BATISTA, E.P.A.; OPIYO M.A.; MELO, E.F.; SUMAYE, R.D.; NGOWO, H.S.; et al. Evaluation of a simple polytetrafluoroethylene (PTFE)-based membrane for blood-feeding of malaria and dengue fever vectors in the laboratory. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1: 236, 2018.

SRI-IN, C.; WENG, S-C.; SHIAO, S.H.; TU, W-C. A simplified method for blood feeding, oral infection, and saliva collection of the dengue vector mosquitoes. **PLoS ONE**, v. 15, n. 5, p. e0233618, 2020.

TEIXEIRA, M. G.; BARRETO, M. L.; GUERRA, Z. Epidemiologia e medidas de prevenção do dengue. **Informe Epidemiológico do SUS**, v. 8, n. 4, p. 5-33, 1999.

TELLES-DE-DEUS, J. **Hábito alimentar de *Aedes aegypti* e *Culex quinquefasciatus* e sua implicação na capacidade reprodutiva** (Tese) Doutorado em Ciências – Faculdade de Saúde Pública da USP, São Paulo, São Paulo, 2011.

TYLER-JULIAN, K.; DARRISAW, C.; LLOYD, A.; HOEL, D. The Use of frozen, food-grade blood to successfully maintain colonies of four species of mosquitoes (Diptera: Culicidae). **Journal of Insect Science**, v. 21, n. 3, 2021.

## RESISTÊNCIA QUÍMICA E METABÓLICA EM *Aedes aegypti*: RESPOSTAS MOLECULARES ASSOCIADAS AO SUCESSO ADAPTATIVO DE UM VETOR DE IMPORTÂNCIA MÉDICA

**Ilana Luize Rocha Santana<sup>1</sup>, Mara Rúbia Santos e Silva<sup>1</sup>, Laiane Medeiros de Lima<sup>1</sup>, Elisama Ferreira de Souza<sup>1</sup>, Fagne Vasco Sardeiro<sup>2</sup>, Bianca Frazon Nogueira Santos<sup>1</sup> e Larissa Paola Rodrigues Venancio<sup>3</sup>**

1. Universidade Federal do Oeste da Bahia (UFOB), Centro das Ciências Biológicas e da Saúde (CCBS), Laboratório de Agentes Infecciosos e Vetores (LAIVE), Barreiras, Bahia, Brasil;
2. Universidade Federal do Oeste da Bahia (UFOB), Centro das Ciências Biológicas e da Saúde (CCBS), Laboratório de Agentes Infecciosos e Vetores (LAIVE), Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais (PPGCA), Barreiras, Bahia, Brasil;
3. Universidade Federal do Oeste da Bahia (UFOB), CCBS, LAIVE, Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais (PPGCA), Programa de Pós-Graduação em Patologia Investigativa (PPGPI) e Programa Multicêntrico de Pós-graduação em Bioquímica e Biologia Molecular (PMBqBM-UFOB), Barreiras, Bahia, Brasil.

### RESUMO

*Aedes aegypti* é o vetor das principais arboviroses de importância médica, e que historicamente afetam a saúde humana. A espécie é cosmopolita e comum em áreas de clima tropical e subtropical, onde encontra condições ambientais favoráveis para seu desenvolvimento. Até o momento, não há medicamentos eficientes para combater as doenças transmitidas por este vetor; deste modo, o controle vetorial torna-se questão primordial para o combate a doenças como dengue, zika e chikungunya. Esta revisão narrativa traz aspectos importantes da biologia do vetor envolvidos com o fenótipo de resistência química e metabólica, alvos para o controle efetivo do mosquito. Em relação à resistência química, apresentamos as principais variantes genéticas, identificadas especialmente nas Américas, responsáveis por modificações moleculares capazes de gerar insensibilidade ao sítio-alvo dos principais compostos químicos utilizados para o seu combate, implicando no que conhecemos como resistência ao efeito *knockdown* (*knockdown resistance* - *ldr*). No que diz respeito à resistência metabólica, os mecanismos de controle ao dano oxidativo provocado pelo uso de inseticidas, pela ingestão de sangue, pela infecção viral e pelo fenômeno de quiescência (dormência em fase de ovo), podem contribuir sobremaneira para resistência desse vetor, tanto aos métodos de controle como as condições e mudanças ambientais. Os elementos apontados indicam algumas questões a respeito da biologia da espécie capaz de contribuir para o seu sucesso evolutivo. O conhecimento sobre os mecanismos de resistência são fundamentais para auxiliar nas estratégias de controle do mosquito, e por sua vez, no controle das epidemias causadas por arboviroses.

**Palavras-chave:** Insensibilidade ao sítio-alvo, Estresse oxidativo e Genética.

## ABSTRACT

*Aedes aegypti* is the vector of the main arboviruses of medical importance, which historically affect human health. The species is cosmopolitan and common in areas with a tropical and subtropical climate, where it finds favorable environmental conditions for its development. So far, there are no effective drugs to fight the diseases transmitted by this vector; thus, vector control becomes a key issue to fight diseases such as dengue, zika, and chikungunya. This narrative review brings important aspects of vector biology involved with the chemical and metabolic resistance phenotype, targets for effective mosquito control. Regarding chemical resistance, we present the main genetic variants, identified especially in the Americas, responsible for molecular changes capable of generating insensitivity to the target site of the main chemical compounds used to combat it, implying what we know as knockdown resistance ("kdr"). Concerning metabolic resistance, the mechanisms for controlling oxidative damage caused by the use of insecticides, blood feed, viral infection, and the phenomenon of quiescence can greatly contribute to the resistance of this vector, control methods as well as environmental changes and conditions. The elements pointed out to indicate some questions about the specie biology capable of contributing to its evolutionary success. Knowledge about the mechanisms of resistance is essential to assist in mosquito control strategies, and in turn, in the control of epidemics caused by arboviruses.

**Keywords:** Target site insensitivity, Oxidative stress and Genetics.

## 1. INTRODUÇÃO

O mosquito *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera, Culicidae) é frequentemente considerado um dos animais mais perigosos do mundo devido à sua capacidade de transmitir vários arbovírus (febre amarela, dengue, chikungunya e zika) que, historicamente, afetaram fortemente a saúde humana até os dias atuais (POWELL, 2016).

Até recentemente, os dados sobre a história evolutiva da espécie indicavam sua origem na África Subsaariana; contudo, evidências mais recentes indicam que uma linhagem de *Stegomyia* Theobald, 1901 entrou nas ilhas do sudoeste do Oceano Índico há mais de 16 milhões de anos atrás, se diversificou e deu origem ao grupo "Aegypti", antes de entrar no continente africano, indicando a origem da espécie no Oceano Índico (POWELL; GLORIA-SORIA; KOTSAKIOZI, 2018; SOGHIGIAN et al., 2020).

Fatores climáticos contribuem para o estabelecimento do vetor, incluindo temperatura adequada para o ciclo de desenvolvimento da espécie e estações chuvosas (ARCANJO et al., 2020). A partir desta premissa, Liu-Helmersson e colaboradores (2019), utilizando modelos matemáticos baseados no ciclo de vida do vetor e na sua dependência climática, associado às condições socioeconômicas, identificaram que a mudança no potencial de abundância global em *A. aegypti* é de aumento de 20 a 30% até final do século 21. Os



maiores dados em abundância tratam-se das últimas duas décadas, impulsionado pelo aumento da temperatura global.

Pela inexistência de vacinas e tratamentos farmacêuticos eficientes para combater estes arbovírus, típico de doenças negligenciadas, o controle dos vetores se mantém como a única solução efetiva para prevenir a transmissão dessas doenças. O manejo ambiental, programas de educação e eliminação mecânica de áreas reprodutivas são continuamente implementadas no combate ao mosquito, mas atualmente, a utilização de agentes químicos e biológicos são os principais métodos para reduzir a incidência destas doenças (MARCOMBE et al., 2012; DEMING et al., 2016).

Com base na importância deste vetor para saúde pública mundial, e a expectativa da expansão de doenças transmitidas pelo vetor, especialmente devido à fenômenos globais em curso, como mudanças climáticas e urbanização (MESSINA et al., 2019), esta revisão narrativa tem a intenção de apresentar algumas das mais importantes respostas moleculares que levam à resistência química e metabólica em *A. aegypti*, e que impactam efetivamente na biologia da espécie e no seu controle.

## 2. REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1. RESISTÊNCIA QUÍMICA

Define-se resistência como a aptidão de determinados organismos à sobrevivência mesmo após expostos a doses letais de produtos tóxicos (FRAGOSO et al., 2011). Como esta habilidade é uma característica especificamente genética, em geral, populações de insetos e outras espécies apresentam indivíduos que portam alelos de resistência, comumente revelados após a sua exposição persistente a dados produtos químicos. A pressão seletiva exercida pelo uso contínuo de inseticidas implica em evolução rápida, característico de processos microevolutivos, selecionando genes de resistência e, perpetuando linhagens resistentes. Estes processos levam ao aumento da densidade dessas linhagens, principalmente se levado em consideração a capacidade reprodutiva e ciclo de vida (WHALON et al., 2008).

Os primeiros relatos de *A. aegypti* resistentes nas Américas são provenientes da costa do Caribe, caracterizando-se por insetos que resistiam aos inseticidas de ação residual. Esse fato ameaçou a campanha continental de combate ao vetor que apresentava o pesticida DDT

(Dicloro-difenil-tricloroetano), composto químico de ação residual, como elemento chave para erradicação do vetor. A partir desta ameaça, foram desenvolvidas fórmulas cada vez mais concentradas do composto, o que despertou diversos questionamentos e identificação do impacto do uso do produto na natureza, levando à sua proibição nos Estados Unidos (EUA), e posteriormente, para todos os países (FLORES et al., 2004; MAGALHÃES, 2016).

Vários produtos químicos foram e continuam sendo utilizados no controle desse vetor, com recomendações de uso pela Organização Mundial de Saúde (OMS) para quatro classes principais – organoclorados, organofosforados, carbamatos e piretróides; sendo todos compostos neurotóxicos. Entretanto, o uso exacerbado desses compostos, principalmente no que diz respeito a produtos de média e alta eficácia, resultaram na evolução da frequência dos genes de resistência. Além disso, alguns químicos das classes mencionadas apresentaram efeitos diminuídos a curto prazo em vista da ocorrência de resistência cruzada, evento que se caracteriza pela diminuição da sensibilidade ao componente devido ao uso anterior de um produto com o mesmo sítio-alvo (BROGDON; MCALLISTER, 1998; LUZ et al., 2009).

### 2.1.1. Mecanismos de resistência: insensibilidade ao sítio-alvo

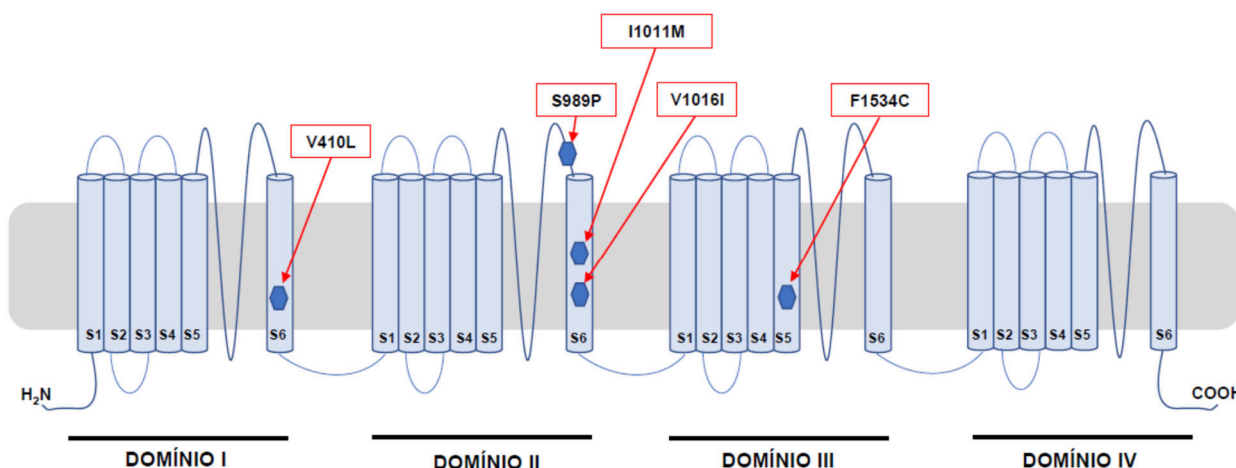
Existem evidências da presença de genes de resistência associados a todas as classes de inseticidas. Um dos principais mecanismos de resistência desenvolvidos pelos mosquitos é a *redução da sensibilidade do sítio-alvo*. Este tipo de resistência foi observado, pela primeira vez, em *Drosophila melanogaster* Meigen, 1830 (Diptera, Drosophilidae), com a descrição dos genes “*para*” do canal de sódio voltagem-dependente ( $Na_v$ ) (LOUGHNEY et al., 1989).

Sendo a maioria do compostos adulticidas de efeito neurotóxicos, observava-se, com a exposição de animais suscetíveis, o efeito conhecido como *knockdown*, caracterizado pela hiperexcitação, paralisia e posterior morte do inseto. Com o aumento da frequência do perfil de resistência, o efeito *knockdown* foi sendo revertido, e ao invés de paralisia e morte, os insetos passaram a sofrer paralisia momentânea seguida de completa recuperação motora. Esse mecanismo foi denominado como resistência ao efeito *knockdown* (*knockdown resistance* – “*kdr*”), associado, principalmente, a inseticidas piretróides e organoclorados, uma vez que ambos apresentam a mesma molécula-alvo (DABIRÉ et al., 2009).

Geneticamente, o processo de insensibilidade é provocado a partir de mutações de sentido trocado que, alterando a sequência de aminoácidos da estrutura proteica de ligação

dos inseticidas (canais de sódio voltagem-dependentes), tornam-no menos eficaz (BROGDON; MCALLISTER, 1998).

Os canais de sódio voltagem-dependente são proteínas intramembranares presentes nos axônios neuronais que apresentam quatro domínios homólogos (I-IV) com seis segmentos hidrofóbicos cada (S1 a S6) (Figura 1). A partir do agrupamento dos quatro domínios têm-se a formação de uma estrutura cilíndrica com um poro central condutor. O quarto segmento hidrofóbico é responsável pela sensibilidade do canal; a despolarização gera movimentação desse segmento que, somado ao trânsito de íons positivos para o meio extracelular da membrana, resulta em abertura desse poro. A transmissão do impulso nervoso depende do pleno funcionamento deste, ou seja, alterações no seu funcionamento, como o prolongamento do tempo de abertura desse canal com fluxo excessivo de Na<sup>+</sup>, exemplo do mecanismo de ação dos piretróides, resulta em hiperexcitação, paralisia e posterior morte – o efeito *knockdown* (CAMPOS, 2002; BATISTA, 2012; LIMA, 2019).



**Figura 1.** Esquemática do canal de sódio voltagem-dependente.

Na representação estão apresentados os quatro domínios (algarismo romano) e seus respectivos segmentos (algarismo arábico). É indicada a localização de cinco importantes mutações que conferem o fenótipo *kdr* em *Aedes aegypti*. Fonte: Próprio autor, adaptado de SAAVEDRA-RODRIGUEZ et al., 2018.

Mutações nessa proteína intramembranar constitui um dos principais mecanismos de resistência. Caracterizam-se por substituições de ponto, de herança recessiva, e maior probabilidade de surgimento no segmento seis dos domínios II e III, que aparentam ser mais suscetíveis a mutações de resistência. Há registros de onze mutações que potencialmente conferem algum grau de resistência a piretróides; entretanto, apenas cinco são de fato confirmadas conferindo insensibilidade a estes compostos (GARCIA, 2018).

As mutações sinalizadas na figura 1 possuem importante impacto sob o controle do *A. aegypti*. A mudança do aminoácido fenilalanina por cisteína na posição 1534 é, atualmente, a variação genética mais difundida, descrita em todos os continentes, com exceção da Austrália, e fixada em populações de diversos países, a exemplo de Costa Rica, México e Brasil. Essa variante apresenta menor custo de adaptação e não influencia na aptidão do vetor. Diversos estudos têm demonstrado a coocorrência dessa mutação com a troca de valina por isoleucina na posição 1016, mesmo que em frequências alélicas diferentes, em geral favorecidas para 1534C (COSME et al., 2020; FAN et al., 2020).

A pressão seletiva exercida pelo uso exacerbado de pesticidas, com enfoque nos de uso doméstico, é fator agravante para manutenção da resistência nas populações destes insetos. Linss et al. (2014) descreveram a ocorrência das variantes F1534C e V1016I em *A. aegypti* no Brasil. Estes sítios de mutação foram considerados constituintes de um único *locus* gênico, permitindo a ocorrência de seis genótipos, derivados de três alelos diferentes, denominados  $Nav^S$  (V1016 + F1534),  $Nav^{R1}$  (V1016 + 1534C) e  $Nav^{R2}$  (1016I + 1534C).

Estudos realizados nos anos de 2017 a 2018, apontam a alta frequência de alelos *kdr* no Brasil – com enfoque para as substituições F1534C, V1016I e V410L. Foi identificado o aumento de 27,8% de alelos mutantes desde a última análise em larga escala, concluída em 2012, com porcentagem geral de 73,2% de todos os vetores do território sendo resistentes a piretróides (MELO-COSTA et al., 2020). Na região oeste da Bahia, Venancio et al. (2019), não identificaram espécimes de *A. aegypti* homozigotos para F1534, indicando possível fixação do alelo mutante (1534C). Além disso, o alelo mais frequente foi  $Nav^{R2}$ , sugerindo que este pode ser mais vantajoso para resistência à piretróide, como sugerido por Linss et al. (2014). Entretanto, o genótipo R1R2 mostrou-se mais frequente do que R2R2. Sugere-se que o genótipo R2R2 exibe maior custo ao *fitness*, e esta evidência foi identificada em uma série de parâmetros (BRITO et al., 2013). A maior frequência do genótipo *kdr* R1R2 em todo o território nacional foi identificada mais recentemente em estudo de monitoramento molecular dos marcadores de resistência em *A. aegypti* no Brasil (MELO-COSTA et al., 2020).

Em geral, a descoberta de mutações *kdr* dá-se a partir da clonagem, sequenciamento e comparação de canais de sódio voltagem-dependente provenientes de espécimes suscetíveis e resistentes. Por meio dessa metodologia, Haddi e colaboradores (2017) relataram, pela primeira vez, a mutação V410L, localizada no segmento seis no domínio I da proteína intramembranar, em associação com a mutação F1534C. Atualmente, essa variante é observada em abundância no território nacional e em países como México, Colômbia, Porto

Rico, EUA, além do continente Africano, conferindo sozinha, cerca de 10 vezes mais resistência a permetrina e cipermetrina (COSME et al., 2020; SANTANA; SILVA; VENANCIO, 2021).

Mesmo com diferentes origens e frequências alélicas divergentes, há íntima relação das cinco mutações relatadas (Figura 1) conferindo efeito *kdr*; contudo, a distribuição dessas variantes é característica à determinados continentes. Populações asiáticas, por exemplo, apresentam 1534C e 989P+1016G como alelos de resistência, com frequências importantes para ambas. Contudo, esse padrão difere para populações das Américas, que apresentam os alelos 410L, 410L+F1534C, 410L+1016I+1534C e 1534C como principais associadas à resistência. Destacam-se entre essas, a tríade 410L+1016I+ 1534C, presentes em 70% das populações americanas, seguido de 1534C herdado sozinho, em 40% das populações. Das cinco mutações elencadas, apenas I1011M apresenta-se geograficamente restrita e dificilmente detectável (FAN et al., 2020).

## 1.2. RESISTÊNCIA METABÓLICA

Um aspecto essencial para a sobrevivência e longevidade do *A. aegypti* no ambiente é a resistência metabólica. Esse termo representa o conjunto de enzimas de desintoxicação celular, atuando sobre determinado agente agressor no organismo (MEDEIROS, 2011).

Esse sistema de resistência confere proteção ao inseto em situações em que o seu organismo é submetido a estressores diversos. A digestão do sangue, alimento essencial para a reprodução das fêmeas, libera produtos nocivos ao mosquito. A infecção viral também pode impactar de forma negativa o seu desenvolvimento. Os inseticidas apresentam a capacidade de interferir na sobrevivência da espécie. Além desses fatores, o próprio crescimento, período de quiescência e envelhecimento do mosquito são marcados por geração de produtos oxidativos. Dessa maneira, as vias metabólicas de desintoxicação devem funcionar de maneira harmônica e eficiente para a manutenção e longevidade do *A. aegypti* (STERKEL et al., 2017; FAUCON et al., 2017).

Nesse contexto, é possível compreender que a união das muitas formas de defesa do metabolismo justifica todo o potencial do *A. aegypti* em permanecer no ambiente. Algumas delas serão descritas mais detalhadamente ao decorrer do capítulo, mas antes é preciso falar sobre o principal mecanismo de ativação das enzimas de desintoxicação: o estresse oxidativo.

### 2.2.1. Estresse oxidativo

O estresse oxidativo é um fenômeno que ocorre em organismos vivos quando a taxa de produção de radicais livres excede a taxa de sua decomposição, gerando um desbalanço entre os agentes antioxidantes e pró-oxidantes em favor das espécies reativas (HERMES-LIMA et al., 2015). Elementos oxidantes são radicais livres altamente reativos, por possuírem um par de elétrons desemparelhado na sua última camada, e atuam gerando danos aos componentes celulares (BARREIROS et al., 2006).

Os eventos responsáveis pela geração de radicais livres incluem radiações, hipóxia, anóxia, respiração aeróbia ou ainda processos celulares que envolvam o combate a microrganismos invasores ou substâncias tóxicas (PISOSCHI; POP, 2015).

Dentre as moléculas pró-oxidantes, ganham destaque as espécies reativas de oxigênio (ERO), que são representadas por radical superóxido ( $O_2^{\cdot-}$ ), peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) e radical hidroxila ( $OH^{\cdot}$ ). Em suma, eles promovem a oxidação de componentes tiol, os quais são vitais para o organismo, em componentes dissulfetos, gerando a perda da glutathiona (GSH) tecidual e desregulação da geração de energia no interior das células, bem como a inibição do transporte do cálcio e homeostase eletrolítica, oxidação dos citocromos, alteração do material genético da célula, danos aos lipídios, proteínas e membranas celulares (HALLIWELL; GUTTERIDGE, 2015).

O sistema de defesa do inseto é complexo e inclui diversas enzimas. Os componentes que atuam na primeira linha de defesa do organismo são a superóxido dismutase (SOD), catalase (CAT), glutathiona peroxidase (GPx) e glutathiona S-transferase (GST). Elas entram em ação quando as ERO se elevam, evitando o seu acúmulo (NETO, 2010; JENA et al., 2013).

A atuação da SOD está diretamente relacionada com a biotransformação de dois  $O_2^{\cdot-}$  em um  $H_2O_2$ , por meio da reação de dismutação (MOREIRA et al., 2016). Em estudos sobre a atuação desta enzima nas branquias anais das larvas de *A. aegypti*, foi percebido um aumento considerável em sua atividade com a maturação das larvas (NIVSARKAR et al., 1991). Já a CAT, por meio da reação de decomposição de duas moléculas de  $H_2O_2$ , catalisa a formação de duas moléculas de água e uma molécula de oxigênio.

A GPx tem ação na redução do peróxido de hidrogênio e de hidropeptídeos orgânicos. A partir da sua reação com a GSH ocorre a produção da glutathiona oxidada (GSSG), gerando, como consequência, a eliminação do  $H_2O_2$  (HALLIWELL; GUTTERIDGE, 2015). Por outro lado, a GST atua na detoxificação de agentes alquilantes, incluindo herbicidas,

pesticidas e xenobióticos, por meio da catalização das reações destes agentes com o grupo sulfidril (SH) da glutathione, neutralizando-os e realizando a biotransformação em substâncias que podem ser facilmente eliminadas pelas células (OLIVA et al., 2018).

A seguir, serão descritos processos de resistência metabólica ativados por meio de fatores extrínsecos ou a partir do próprio desenvolvimento do *A. aegypti*, os quais permitem a sobrevivência da espécie.

#### 2.2.1.2. Ingesta de sangue, metabolismo redox e resistência metabólica

O repasto sanguíneo realizado pela fêmea do mosquito *A. aegypti* resulta na liberação de moléculas pró-oxidantes durante o processo de digestão do sangue no intestino. A presença de ferro da hemoglobina tem grande potencial oxidativo, por gerar radicais livres por meio da reação de Fenton (SAEAUE et al., 2011). Além disso, durante a digestão da hemoglobina, ocorre a liberação de grandes quantidades de heme, molécula capaz de formar ERO e causar toxicidade à célula (STERKEL et al., 2017). Assim, a presença do sangue no organismo do inseto pode ser prejudicial se não houver uma defesa antioxidante eficiente.

Para proteger o organismo, a produção de enzimas de detoxificação se eleva. Por exemplo, a expressão gênica da CAT pode ser aumentada em seis vezes quando analisada 24 horas após o repasto. Com isso, a capacidade de remoção de espécies reativas no epitélio intestinal é aumentada, mostrando a atividade antioxidante protetora no metabolismo oxidativo do inseto (OLIVEIRA et al., 2017).

Outra enzima essencial para a proteção do *A. aegypti* é a heme oxigenase (HO). Ela tem a função de catalisar a primeira etapa de degradação de heme, contribuindo para a sua eliminação no organismo. Durante esse processo, o gene que codifica para HO no *A. aegypti* (AeHO) mantém níveis altos de transcrição. A sua indução envolve um mecanismo sensor de nutrientes chamado de quinase alvo da rapamicina (TOR), uma via que é regulada pela estimulação de aminoácidos no intestino durante a alimentação de sangue. Quando ocorre a depleção de TOR, a expressão do AeHO é diminuída. A ação da enzima HO envolve a produção aumentada de biliverdina, molécula que possui atividade antioxidante, a qual é excretada no lúmen do intestino médio e atua na defesa celular (BOTTINO-ROJAS et al., 2019). Dessa forma, enzimas metabólicas adquirem papel essencial na proteção do inseto contra produtos oxidativos gerados pela dieta.

A xantina desidrogenase (XDH) é uma proteína envolvida na síntese de ácido úrico em *A. aegypti*, podendo eliminar nitrogênio excedente. O ácido úrico desempenha papel de

combate aos radicais livres, além de ser um produto menos tóxico que a amônia para o mosquito. Os genes *XDH1* e *XDH2* que codificam para a XDH são hiper expressos no intestino médio após uma refeição de sangue. O silenciamento do gene *XDH1* tem influência direta na sobrevivência do inseto, uma vez que, quando silenciado, há alta taxa de mortalidade, retardamento da digestão e da oviposição e, redução da fecundidade (ISOE et al., 2017).

### 2.2.2. Resistência metabólica e infecção viral

Ao se alimentar de sangue contaminado por arbovírus, *A. aegypti* se torna suscetível à infecção viral. Para que ele seja eficiente em carregar o vírus sem agredir o seu organismo, ajustes metabólicos devem ocorrer no intestino médio. Sua capacidade vetorial depende da ingestão de uma grande quantidade de sangue virêmico e replicação suficiente para infectar as glândulas salivares do vetor (LE COUPANEC et al., 2017). Ao mesmo tempo, é preciso que ocorra a ativação de mecanismos de defesa contra a toxicidade que o vírus pode causar ao inseto. Como resposta, proteínas estruturais, do sistema redox e enzimas de diversas vias metabólicas são reguladas para a defesa celular e para a sobrevivência do vírus (TCHANKOUO-NGUETCHEU et al., 2010).

O intestino médio do vetor é o local que representa a primeira barreira contra o vírus. Durante o processo de infecção viral, espécies reativas de oxigênio são liberadas, causando desbalanço redox. A aldeído oxidase, enzima que desencadeia a formação de ERO, é encontrada de forma ampliada durante esse processo (TCHANKOUO-NGUETCHEU et al., 2010). O H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> também é produzido pelas células epiteliais nesse momento (OLIVEIRA et al., 2017). Como mecanismo de defesa celular, a produção de enzimas antioxidantes se expande. Moléculas como a CAT e enzima málica encontram-se elevadas em infecções por DENV-2. Já as peroxirredoxinas e GSTs apresentam um aumento em infecções por chikungunya. Todas essas enzimas vão conferir proteção ao inseto, permitindo sua perpetuação como vetor no ambiente (TCHANKOUO-NGUETCHEU et al., 2010).

Durante a ingesta de sangue contaminado, a ação dos agentes antioxidantes também contribui para o estabelecimento do vírus, influenciando no estado de infecção. Já foi demonstrado que o silenciamento da CAT promove redução na prevalência de infecção por dengue-4 do intestino médio do vetor (OLIVEIRA et al., 2017). Assim, quando essas espécies reativas são combatidas pelos antioxidantes, a permanência do vírus no organismo é favorecida, influenciando na competência vetorial da espécie.



Somado a isso, os vírus possuem uma estratégia universal de desencadear respostas antioxidantes por meio da modulação da sinalização do Nrf2 (família cap'n'collar), fator de transcrição envolvido na produção de diversas enzimas do sistema redox (ZHANG et al., 2019). Quando esse fator de transcrição é regulado negativamente, o desequilíbrio redox acaba reduzindo a carga viral no intestino do mosquito (BOTTINO-ROJAS et al., 2019).

Várias vias estão envolvidas nesse processo de aumento da capacidade vetorial, e atuam de maneira harmônica para regular o estresse oxidativo causado durante infecções no *A. aegypti*. A fosforilação oxidativa é uma via regulada negativamente no início da infecção viral por chikungunya e dengue, modulando a bioenergética das mitocôndrias para potencializar a replicação viral (SHRINET et al., 2018).

### **2.2.3. Genética do metabolismo redox e relação com resistência**

A resistência metabólica é geralmente associada à uma parte significativa do fenótipo de resistência (NKYA et al., 2013). A alta diversidade gênica e complexidade das rotas de biodegradação de inseticidas fazem a identificação desse tipo de resistência desafiadora. Na teoria, resistência metabólica pode ser consequência de um aumento na expressão de uma ou múltiplas enzimas de detoxificação capazes de metabolizar o agente químico e/ou, acarretar na seleção de variantes, que apresentam uma alta taxa de metabolização devido a modificações conformacionais (DAVID et al., 2013).

Em *A. aegypti*, a resistência metabólica aos inseticidas, como organoclorados, organofosforados (temefós, malatão e dicloro-difenil-tricloro-etano (DDT)), carbamatos e piretróides (deltametrina), é causada por um aumento da atividade das enzimas de detoxificação, tais como: GSTs, esterases (ESTs), citocromo P450 (CYPs), carboxil/colinesterases (CCEs), UDP-glicosil-transferases (UDPGTs), embora outras famílias possam estar envolvidas (LUMJUAN et al., 2011; DAVID et al., 2013; DAVID et al., 2014; VALLE et al., 2019).

Dentro do perfil de expressão genética de GSTs, destaca-se a regulação dos genes GSTs da classe Epsilon (GSTE), especialmente GSTE2. Nesse sentido, de acordo com o estudo de Helvecio et al. (2020), linhagens de *A. aegypti* altamente resistentes apresentaram seis vezes mais a expressão do gene *GSTE2*, apresentando quatro mutações exclusivas associadas à resistência ao temefós (L111S, I150V, E178A e A198E). Além disso, a partir do trabalho de Lumjuan et al. (2011), *GSTE2* ainda está envolvida na resistência ao DDT e,

juntamente com *GSTE5* e *GSTE7*, tiveram expressão elevada *A. aegypti* resistente a deltametrina.

A resistência metabólica a inseticidas é conferida também por meio da regulação da transcrição, que é um fator chave na expressão dos genes de resistência. Mudanças em regiões regulatórias nos genes *CYP*, por exemplo, podem estar diretamente relacionados com o aumento da transcrição desses genes no fenótipo de resistência (KASAI et al., 2014).

O aumento da transcrição dos genes *CYP* pode ocorrer de diferentes formas: podem sofrer influência de elementos de DNA *cis* e *trans*. Primeiro, uma mutação em um gene específico da família *CYP*, que leva ao aumento da expressão desse gene, como descrito, por exemplo, para *CYP9M10* em *Culex quinquefasciatus* Say (1823) (Diptera, Culicidae) (WILDING et al., 2012). Por outro lado, se a resistência é devida a mutações em genes de proteínas regulatórias (regulação *trans*), pode haver múltiplos genes *CYP* cuja expressão é elevada em linhagens resistentes (SMITH et al., 2018). O evento de regulação *trans* tem sido identificado em diversas linhagens de insetos resistentes, implicando na superexpressão desses genes, como por exemplo, *CYP6A2* e *A8* em *D. melanogaster* (MAITRA et al., 2000). A identificação de reguladores *cis* e *trans* que regulam a expressão de genes envolvidos com resistência química e metabólica são importantes porque podem indicar novos alvos para a identificação de inibidores de genes de detoxificação para controle vetorial, como o caso da família P450.

Melo-Santos e colaboradores, em 2010, reportaram a construção de colônia de *A. aegypti* composta por indivíduos selecionados por exposição ao inseticida temefós. Essa linhagem foi chamada de “Recife-Resistente” (RecR), apresentando 25 vezes mais resistência ao inseticida. Após investigação para identificação de genes envolvidos com a capacidade de resistência em RecR e avaliação do perfil de expressão gênica antes e depois da reversão da resistência na linhagem, Strode et al. (2012) identificaram o aumento da expressão de genes codificantes com propriedades de metabolização de inseticidas, e assim, funcionalmente associados com a resistência em RecR. O gene *CYP6N12* mostrou envolvimento direto com a resistência ao temefós nesta linhagem, tanto em larva como em mosquitos adultos. O envolvimento de *CYP6N12* na resistência foi posteriormente identificada em outras populações de *A. aegypti* em relação ao temefós (GRISALES et al.; 2013) e deltametrina (DUSUFOR et al., 2015).

Com base nos resultados de Strode et al. (2012), Paiva (2013) avaliou o gene *CYP6N12* por sequenciamento. O resultado do alinhamento das sequências da região promotora de linhagens de mosquitos RecR, RecRev (linhagem com resistência revertida) e

Rockfeller, demonstraram um padrão distinto de polimorfismos do tipo *indel* entre as três linhagens. Indivíduos da colônia RecR apresentaram um fragmento com 14 nucleotídeos a mais do que as sequências derivadas de RecRev.

Nosso grupo de pesquisa tem investigado, por métodos de bioinformática, a região promotora do gene *CYP6N12* de *A. aegypti*, na tentativa de identificar sinais moleculares para reconhecimento de fatores de transcrição que possam estar envolvidos com a regulação transcricional deste gene. Os dados sugerem a identificação de diversos *motifs* para fatores de transcrição envolvidos com a regulação positiva da expressão do gene e que passaram a ocorrer especialmente em RecR, após a presença dos polimorfismos *indel*, exclusivos desta linhagem. Entre eles, identificou-se sinais repetidos de *motifs* para reconhecimento do fator de transcrição mais importante envolvido com a resposta antioxidante: o cap'n'collar/Nrf2 (SANTOS; SANTANA; VENANCIO, dados ainda não publicados).

#### **2.2.4. Resistência metabólica e quiescência**

A quiescência é uma estratégia de sobrevivência que permite a manutenção do *A. aegypti* no ambiente quando há poucas condições de sobrevivência. Dessa forma, em um local com escassez de água ou temperatura inadequada para o seu desenvolvimento, o ovo do mosquito entra em um processo de dormência, inibindo o processo de eclosão larval, com intuito de aguardar o retorno de condições ambientais favoráveis (DINIZ et al., 2017). Em comparação com outras espécies, *A. aegypti* apresenta alta resistência à dessecação, com o embrião permanecendo viável por até 490 dias (PERES; NORIEGA, 2013).

O estágio de ovo na história de vida da espécie pode impactar a competição interespecífica, composição da comunidade, e dinâmica da população, e é considerado um fator limitante da distribuição dos mosquitos. A habilidade de uma espécie em se estabelecer em habitats não-nativos é aumentada pelos estágios de vida dessecação-resistentes, o que possibilita o transporte à longas distâncias (JULIANO; LOUNIBOS, 2005; FAULL; WILLIAMS, 2015).

A duração da quiescência afeta o *fitness* larval pela mudança de reservas nutricionais das larvas recém-emergidas, sugerindo que o tempo de quiescência do ovo poderia resultar em fenótipos adaptativos no adulto com diferentes performances e fisiologia reprodutiva. Fêmeas adultas que emergiram de ovos de tempos longos de quiescência exibem maior tolerância à privação alimentar e maior tempo de vida do que fêmeas “não-quiescentes”. Larvas desenvolvidas de ovos quiescentes, exibem um período de desenvolvimento larval

mais longo e, possivelmente, menor taxa de crescimento do que larvas de ovos que passaram menos tempo em quiescência. Portanto, é possível que mosquito menores com uma taxa metabólica mais baixa possa emergir com metabolismo alterado e sobrevivência do adulto aumentada (PEREZ; NORIEGA, 2013), implicando diretamente na ecologia do vetor.

O estado de quiescência, assim como a diapausa, hipóxia, anóxia, congelamento, superresfriamento, exposição ao ar (para animais que respiram na água), desidratação e estivação, é uma condição de depressão metabólica, onde a taxa metabólica cai drasticamente em situações adversas, associado à redução drástica de disponibilidade de oxigênio (HERMES-LIMA et al., 2015; MOREIRA; PAULA; HERMES-LIMA, 2021). Após situações de privação de oxigênio, a recirculação de O<sub>2</sub> mostra-se extremamente prejudicial, implicando na “explosão” da produção de ERO (HERMES-LIMA et al., 2015).

Contudo, animais que toleram a privação de oxigênio, apresentam adaptações que capacitam suportar o perigo da reoxigenação. Este suporte se dá pela ativação de fatores transcricionais, como FoxO, Nrf2, NF-κB e HIF durante a privação de oxigênio, envolvidos no aumento da regulação de enzimas antioxidantes (SOD, CAT, GST, GR e GPx), assim como, de modificação covalentes reversíveis geradas por ERO nestas enzimas. O aumento da resposta antioxidante é indispensável para o combate de ERO oriundos do retorno do oxigênio, quando as condições ambientais se tornarem favoráveis ao ciclo biológico da espécie (HERMES-LIMA et al., 2015). Este processo foi denominado como “preparo para o estresse oxidativo” (POS), e mostra-se amplamente difundido entre os animais (HERMES-LIMA et al., 1998; MOREIRA et al., 2016).

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O sucesso de *A. aegypti* em relação à sua capacidade de desenvolvimento e reprodução, diversidade de locais reprodutivos, capacidade dispersiva, colonização de áreas urbanas altamente impactadas e, por fim, sua capacidade de transmitir doenças é clara e amplamente conhecida.

Para auxiliar no controle vetorial, o conhecimento dos mecanismos e frequências de ocorrência da resistência fornece informações de extrema importância para o combate ao mosquito. Com indicações de rotatividade de inseticidas e desenvolvimento de mecanismos

alternativos de combate, é imprescindível considerar a situação da resistência química no Brasil, considerando os impactos econômicos e sociais das arboviroses transmitidas por esse vetor. Além disso, desde a ativação de proteínas em diferentes fases do seu desenvolvimento até a regulação de vias por meio de fatores extrínsecos, o mosquito apresenta mecanismos de defesa que garantem a sua permanência no ambiente.

Os dados apresentados indicam algumas estratégias moleculares que estão diretamente associadas ao sucesso da espécie em desenvolvimento, dispersão e manutenção no ambiente. O entendimento destes processos mostra-se de fundamental importância para desvendar os mecanismos envolvidos com a resistência e biologia do vetor, para que ações efetivas no controle das epidemias possam ser empregadas.

#### 4. AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado da Bahia, FAPESB (PET0024/2016) e Associação Baiana de Produtores e Algodão, ABAPA (acordo de cooperação técnica nº09/2020, 23520.003818/2020-62), pelos auxílios à pesquisa concedidos; à FAPESB, Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico (CNPq) e UFOB pelas bolsas de Iniciação Científica (BOL2439/2017; PIBIC/CNPq e Prodiscente IC); e Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

#### 5. REFERÊNCIAS

ARCANJO, D.B.M.C.; VIDAL, P.O.; SANTOS, J.Y.G.; VENANCIO, L.P.R.V; SUESDEK, L.; AMORIM, J.H. Geometric morphometrics of *Aedes aegypti* populations and study of transmission of arboviral diseases in Barreiras, Brazil. **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 64, n. 1, p. e201960, 2020.

BARREIROS, A.L.B.S.; DAVID, J. M.; DAVID, J. P.; Estresse oxidativo: relação entre geração de espécies reativas e defesa do organismo. **Química Nova**, v. 29, n. 1, p. 113-123, 2006.

BATISTA, E. **Evolução de mutações no gene do canal de sódio associados à resistência tipo *Kdr* em populações de *Aedes (Stegomyia) aegypti* do Estado de São Paulo**. (Dissertação) Mestrado em Ciências – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2012.

BOTTINO-ROJAS, V.; PEREIRA, L.O.R.; SILVA, G.; TALYULI O.A.C.; DUNKOV B.C.; OLIVEIRA P.L.; et al. Non-canonical transcriptional regulation of heme oxygenase in *Aedes aegypti*. **Scientific Reports**, v. 9, n. 1, 13726, 2019.

- BRITO, L.P.; LINSS, J.G.B.; LIMA-CAMARA, T, N.; BELINATO, T.A.; PEIXOTO, A.A.; LIMA, J.B.P.; et al. Assessing the effects of *Aedes aegypti kdr* mutations on pyrethroid resistance and its fitness cost. **PLoS One**, v.8, e60878, 2013.
- BROGDON, W.G.; MCALLISTER, J.C. Insecticide resistance and vector control. **Emerging Infectious Disease**, v. 4, n. 4, p. 605-613, 1998.
- CAMPOS, F.V. **Dissociação dependente de voltagem da Tityustoxina do sítio de ligação em canais de sódio.** (Dissertação) Mestrado em Bioquímica e Imunologia – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Minas Gerais, 2002.
- COSME, L.V.; GLORIA-SORIA, A.; CACCONE, A.; POWELL, J.R.; MARTINS, A.J. Evolution of *kdr* haplotypes in worldwide populations of *Aedes aegypti*: Independent origins if the F1534C *kdr* mutation. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 14, n. 4, p. e0008219, 2020.
- DABIRÉ, K.R.; DIABTÉ, A.; NAMOUNTOUGOU, M.; TOÉ, K.H.; OUARI, A.; KENGNE, P.; et al. Distribution of pyrethroid and DDT resistance and the L1014F *kdr* mutation in *Anopheles gambiae* s.l. from Burkina Faso (West Africa). **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine & Hygiene**, v. 103, n. 11, p. 1113-1120, 2009.
- DAVID, J. –P.; ISMAIL H.M.; CHANDOR-PROUST, A.; PAINE, M.J.I. Role of cytochrome P450s in insecticide resistance: impact on the control of mosquito-borne diseases and use of insecticides on Earth. **Philosophical Transactions of Royal Society B**, v. 368, p. e20120429, 2013.
- DAVID, J.-P. FAUCON F.; CHANDOR-PROUST, A.; POUPARDIN, R.; RIAZ, M.A.; BONIN A.; et al. Comparative analysis of response to selection with three insecticides in the dengue mosquito *Aedes aegypti* using mRNA sequencing. **BMC Genomics**, v. 15, n. 1, p. 174, 2014.
- DEMING, R.; MANRIQUE-SAIDE, P.; BARREIRO, A.M.; CARDEÑA, E.U.K.; CHE-MENDOZA, A.; JONES, B.; et al. Spatial variation of insecticide resistance in the dengue vector *Aedes aegypti* presents unique vector control challenges. **Parasites & Vectors**, v. 9, p. e67, 2016.
- DINIZ, D. F. A.; ALBURQUERQUE, C.M.R.; OLIVA, L.O.; MELO-SANTOS, M.A.V.; AYRES, C.F.J. Diapause and quiescence: dormancy mechanisms that contribute to the geographical expansion of mosquitoes and their evolutionary success. **Parasites Vectors**, v. 10, n. 1, p. 1–13, 2017.
- DUSFOUR, I.; ZORILLA, P.; GUIDEZ, A.; ISSALY, J.; GIROD, R.; GUILLAUMOT, L.; et al. Deltamethrin resistance mechanisms in *Aedes aegypti* populations from three French overseas territories worldwide. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 9, n. 11, p. e0004226, 2015.
- FAN, Y.; O'GRADY, P.; YOSHIMIZU, M.; PONLAWAT, A.; KAUFMAN, P.E.; SCOTT, J.G. Evidence for both sequential mutations and recombination in the Evolution of *kdr* alleles in *Aedes aegypti*. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 14, n. 4, p. 1-22, 2020.
- FAUCON, F.; GAUDE, T.; DUSFOUR, I.; NAVRATIL, V.; CORBEL, V.; JUNTARAJUMNONG, W.; et al. In the hunt for genomic markers of metabolic resistance to pyrethroids in the mosquito *Aedes aegypti*: An integrated next-generation sequencing approach. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 11, n. 4, p. 1–20, 2017.
- FAULL, K.J.; WILLIAMS, C.R. Intraespecific variation in desiccation survival time of *Aedes aegypti* (L.) mosquito eggs of Australian origin. **Journal of Vector Ecology**, v. 40, n. 2, p. 292-300, 2015.
- FLORES, A.V.; RIBEIRO, J.N.; NEVES, A.A.; QUEIROZ, E.L.R.DE. Organoclorados: um problema de saúde pública. **Ambiente e Sociedade**. v. 7, n. 2, p. 111-124, 2004.

FRAGOSO, D.B.; CARDOSO, E.A.; BADJI, C.A.; BARRIGOSI, J.A.F.; LACERDA, M.C. Resistência a inseticidas piretróides em populações de *Sitophilus Zeamais* (Coleoptera: Curculionidae) coletadas em unidades armazenadoras de arroz no estado. **Congresso Brasileiro de arroz irrigado**, 2011.

GRISALES, N.; POUPORDIN, R.; GOMEZ, S.; GONZALEZ-FONSECA, I.; RANSON, H.; LENHART, A. Temephos resistance in *Aedes aegypti* in Colombia compromises dengue vector control. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 7, n. 9, p. e2438, 2013.

HADDI, K.; TOMÉ, H.V.V.; DU, Y.; VALBON, W.R.; NOMURA, Y.; MARTINS, G.F.; et al. Detection of a new pyrethroid resistance mutation (V410L) in the sodium channel of *Aedes aegypti*: A potential challenge for mosquito control. **Science Reports**. v. 7, p. e46549, 2017.

HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J.M.C. **Free Radicals in Biology and Medicine**. Oxford University Press, 2015.

HELVECIO, E.; ROMÃO, T.P.; DE CARVALHO-LEANDRO, D.; DE OLIVEIRA, I.F.; CAVALCANTI, A.E.H.D.; REIMER, L. et al. Polymorphisms in GSTE2 is associated with temephos resistance in *Aedes aegypti*. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 165, p. e104464, 2020.

HERMES-LIMA, M.; MOREIRA, D.C.; RIVERA-INGRAHAM, G.A.; GIRAUD-BILLOUD, M.; GENARO-MATTOS, T.C.; CAMPOS, É.G. Preparation for oxidative stress under hypoxia and metabolic depression: revisiting the proposal two decades later. **Free Radic. Biol. Med.** v. 89, p.1122-1143, 2015.

HERMES-LIMA, M.; STOREY, K.B. Antioxidant defenses and metabolic depression. The hypothesis of preparation for oxidative stress in land snails. **Comp Biochem Physiol B Biochem Mol Biol**, v. 120, p. 437-448, 1998.

ISOE, J.; PETCHAMPAL, N.; ISOE, Y.E.; CO, K.; MAZZALUPO, S.; SCARAFFIA, P.Y. Xanthine dehydrogenase-1 silencing in *Aedes aegypti* mosquitoes promotes a blood feeding-induced adulticidal activity. **FASEB Journal**, v. 31, n. 6, p. 2276-2286, 2017.

JENA, K.; KAR, P.K.; BABU, C.S.; GIRI, S.; SINGH, S.S.; PRASAD, B.C. Comparative study of total hydroperoxides and antioxidant defense system in the Indian tropical tasar silkworm, *Antheraea mylitta*, in diapausing and non-diapausing generations. **Journal of Insect Science**, v. 13, n. 1, p. 123, 2013.

JULIANO, S.; L. LOUNIBOS. Ecology of invasive mosquitoes: effects on resident species and on human health. **Ecology Letters**, v. 8, p. 558-574, 2005.

KAMAL. M.; KENAWY, M.A.; RADY, M.H.; KHALED, A.S.; SAMY, A.M. Mapping the global potential distributions of two arboviral vectors *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus* under changing climate. **PLoS One**, v. 13, n. 12, p. e01210122, 2018.

KASAI, S.; KOMAGATA, O.; ITOKAWA, K.; SHONO, T.; NG, L.C.; KOBAYASHI, M. et al. Mechanisms of pyrethroid resistance in the dengue mosquito vector, *Aedes aegypti*: target site insensitivity penetration, and metabolism. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 8, n. 6, p. e2948, 2014.

KRAEMER, M.U.G. The global distribution of the arbovirus vectors *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus*. **eLife**, v. 4, p. e08347, 2015.

LE COUPANEC, A.; TCHANKOUO-NGUETCHEU, S.; ROUX, P.; KHUN, H.; HUERRE, M.; MORALES-VARGAS, R.; et al. Co-Infection of Mosquitoes with Chikungunya and Dengue Viruses

Reveals Modulation of the Replication of Both Viruses in Midguts and Salivary Glands of *Aedes aegypti* Mosquitoes. **Internacional Journal of Molecular Science**, v. 18, n. 8, p. e1708, 2017.

LINSS, J.G.B.; BRITO, L.P.; GARCIA, G.A.; ARAKI, A.S.; BRUNO, R.V.; LIMA, J.B.P.; et al. Distribution and dissemination of the Val1016Ile and Phe1534Cys *Kdr* mutations in *Aedes aegypti* Brazilian natural populations. **Parasites Vectors**, v. 7, n. e25, 2014.

LIU-HELMERSSON, J.; BRÄNNSTRÖM, A.; SEWE, M.O.; SEMENZA, J.C.; ROCKLÖV, J. Estimating past, presente, and future trends in the global distribution and abundance of the arbovirus vector *Aedes aegypti* under climate change scenarios. **Frontiers in Public Health**, v. 7, p. e148, 2019.

LOUGHNEY, K.; KREBER, R.; GANETZKY, B. Molecular analysis of the para locus, a sodium-channel gene in *Drosophila*. **Cell**, v. 58, n. 6, p. 1143-1154, 1989.

LUMJUAN, N.; RAJATILEKA, S.; CHANGSOM, D.; WICHEER, J.; LEELAPAT, P.; PRAPANTHADARA, L.A. et al. The role of the *Aedes aegypti* Epsilon glutathione transferases in conferring resistance to DDT and pyrethroid insecticides. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 41, n. 3, p. 203–209, 2011.

LUZ, P.M.; CODEÇO, C.T.; MEDLOCK, J.; STRUCHINER, C.J.; VALLE, D.; GALVANI, A.P. Impact of insecticide interventions on the abundance and resistance profile of *Aedes aegypti*. **Epidemiology & Infection**, v. 137, n. 8, p.1203–1215, 2009.

MAGALHÃES, R.C. S. **A erradicação do *Aedes aegypti* febre amarela, Fred Soper e saúde pública nas Américas (1918-1968)**. 22<sup>a</sup> ed, Editora FIOCRUZ, 2016.

MAITRA, S.; DOMBROWSKI, S.M.; BASU, M.; RAUSTOL, O.; WATERS, L.C.; GANGULY, R. Factors on the third chromosome affect the level of *Cyp6a2* and *Cyp6a8* expression in *Drosophila melanogaster*. **Gene**, v. 248, n. 1-2, p. 147–156, 2000

MARCOMBE, S.; MATHIEU, R.B.; POCQUET, N.; RIAZ, M-A.; POUPARDIN, R.; SÉLIOR, S. et al. Insecticide resistance in the dengue vector *Aedes aegypti* from Martinique: distribution, mechanisms and relations with environmental factors. **PLoS One**, v. 7, n. 2, p. e30989, 2012.

MEDEIROS, P. F. V. **Investigações sobre os mecanismos de resistência em larvas e adultos de *Aedes aegypti*, Linnaeus, 1762**. (Dissertação) Mestrado em Biologia Parasitária - Fundação Oswaldo Cruz, Brasil, 2011.

MELO-COSTA, M.M.; CAMPOS, K.B.; BRITO, L.P.; ROUX, E.; RODOVALHO, C.M.; BELLINATO, D.F.; et al. *Kdr* genotyping in *Aedes aegypti* from Brazil on a nation-wide scale from 2017 to 2018. **Scientific Reports**, v. 10, p. e13267, 2020.

MELO-SANTOS, M.A.V.; VARJAL-MELO, J.J.M.; ARAÚJO, A.P.; GOMES, T.C.S.; PAIVA, M.H.S.; REGIS, L.N. et al. Resistance to the organophosphate temephos: Mechanisms, evolution and reversion in a *Aedes aegypti* laboratory strain from Brazil. **Acta Tropica**, v. 113, p. 180-189, 2010.

MESSINA, J.P.; BRADY, O.J.; GOLDING, N.; KRAEMER, M.U.G.; WINT, W.; RAY, S.E. et al. The current and future global distribution and population at risk of dengue. **Nature Microbiology**, v. 4, p. 1508-1515, 2019.

MISRA, J.R.; LAM, G.; THUMMEL, C.S. Constitutive activation of the Nrf2/Keap1 pathway in insecticide-resistant strains of *Drosophila*. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 43, p. 1116-1124, 2013.



- MOREIRA, D.C.; PAULA, D.P.; HERMES-LIMA, M. Changes in metabolism and antioxidant systems during tropical diapause in the sunflower caterpillar *Chlosyne lacinia* (Lepidoptera: Nymphalidae). **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 134, p. e103581, 2021.
- MOREIRA, D.C.; VENANCIO, L.P.R.; SABINO, M.A.; HERMES-LIMA, M. How widespread is preparation for oxidative stress in the animal kingdom? **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**, v. 200, p. 64-78, 2016.
- NETO, A. S. S. R. **Glutathiona, envolvimento em defesa antioxidante, regulação de morte programada e detoxificação de drogas**. (Dissertação) Mestrado em Ciências Farmacêuticas. Universidade Fernando Pessoa (UFP). Porto, Portugal, 2010.
- NIVSARKAR, M.; KUMAR, G.P.; LALORAYA, M.; LALORAYA, M. M. Superoxide dismutase in the anal gills of the mosquito larvae of *Aedes aegypti*: Its inhibition by alpha-terthienyl. **Archives of Insect Biochemistry and Physiology**, v. 16, n. 4, p. 249-255, 1991.
- NKYA, T.E.; AKHOUAYRI, I.; KISINZA, W.; DAVID, J. Impact of environment on mosquito response to pyrethroid insecticides: facts, evidences and prospects. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 43, p. 407-416, 2013.
- OLIVA, O. L.; LA CORTE, R.; SANTANA, M. O.; ALBUQUERQUE, C. M R. Quiescence in *Aedes aegypti*: Interpopulation differences contribute to population dynamics and vectorial capacity. **Insects**, v. 9, n. 111, p. 1-14, 2018.
- OLIVEIRA, J. H. M.; TALYULI, O. A. C.; GONÇALVES, R. L. S.; PAIVA-SILVA, G. O.; SORGINE, M. H. F.; ALVAREGA, P. H.; et al. Catalase protects *Aedes aegypti* from oxidative stress and increases the prevalence of midgut infection by Dengue, but not Zika. **PLoS Neglected Tropical Disease**, v. 11, n. 4, e0005525, 2017.
- PEREZ, M.H.; NORIEGA, F.G. *Aedes aegypti* pharate 1<sup>st</sup> instar quiescence: a case for anticipatory reproductive plasticity. **Journal of Insect Physiology**, v. 59, n. 3, p. 318-324, 2013.
- PISOSCHI A. M.; POP A. The role of antioxidants in the chemistry of oxidative stress: A review. **European Journal of Medicinal Chemistry**, v. 97, p. 55-74, 2015.
- POWELL, J.R. Mosquitoes: New contender for most lethal animal. **Nature**, v. 540, n. 7634, p. e525, 2016.
- POWELL, J.R.; GLORIA-SORIA, A.; KOTSAKIOZI, P. Recent history of *Aedes aegypti*: vector genomics and epidemiology records. **BioScience**, v. 68, n. 11, p. 854-860, 2018.
- SAAVEDRA-RODRIGUEZ, K.; MALOOF, F.V.; CAMPBELL, C.L.; GARCIA-REJON, J.; LENHART, A.; PENILLA, P.; et al. Parallel evolution of vgsc mutations at domains IS6, IIS6 and IIIS6 in pyrethroid resistant *Aedes aegypti* from Mexico. **Science Report**, v. 8, n. 1, p. e6747, 2018.
- SAEAUE L.; MORALES, N. P.; KOMALAMISRA, N.; VARGAS, R. E. M. Antioxidative systems defense against oxidative stress induced by blood meal in *Aedes aegypti*. **Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health**, v. 42, n. 3, p. 542-549, 2011.
- SANTANA, I.L.R.; SILVA, M.R.S.; VENANCIO, L.P.R.V. Primeira descrição da frequência da mutação *kdr* V410L na região Oeste da Bahia. **XXII Encontro de Genética do Nordeste**, 2021.
- SHRINET, J.; BHAVESH, N. S.; SUNIL, S. Understanding Oxidative Stress in *Aedes* during Chikungunya and Dengue Virus Infections Using Integromics Analysis. **Viruses**, v. 10, n. 6, p. e314, 2018.

- SMITH, L.B.; TYAGI, R.; KASAI, S.; SCOTT, J.G. CYP-, ediated permethrin resistance in *Aedes aegypti* and evidence for trans-regulation. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 12, n. 11, p. e0006933, 2018.
- SOCHIGIAN, J.; GLORIA-SORIA, A.; ROBERT, V.; LE GOFF, G.; FAILLOUX, A-B.; POWELL, J.R. Genetic evidence for the origin of *Aedes aegypti*, the yellow fever mosquito, in the southwestern indian ocean. **Molecular Ecology**, v. 29, p. 3593-3606, 2020.
- STERKEL, M.; OLIVEIRA, J. H. M.; BOTTINO-ROJAS, V.; PAIVA-SILVA, G. O.; OLIVEIRA, P. L. The Dose Makes the Poison: Nutritional Overload Determines the Life Traits of Blood-Feeding Arthropods. **Trends in Parasitology**, v. 33, n. 8, p. 633-644, 2017.
- STRODE, C.,; MELO-SANTOS, M.; MAGALHÃES, T.; ARAÚJO, A.; AYRES, C. Expression profile of genes during resistance reversal in a temephos strain of the dengue vector, *Aedes aegypti*. **PloS One**, v. 7, n. 8, p. e39439, 2012.
- TCHANKOUO-NGUETCHEU, S.; KHUN, H; PINCET, L.; ROUX, P.; BAHUT, M.; HUERRE, M. et al. Differential modulation of proteins in midguts of *Aedes aegypti* infected with chikungunya and dengue 2 viruses. **PloS one**, v. 5, n. 10, p. e13149, 2010.
- VALLE, D.; BELLINATO, D. F.; VIANA-MEDEIROS, P. F.; LIMA, J. B. P.; JUNIOR, A. J. M. Resistance to temephos and deltamethrin in *Aedes aegypti* from Brazil between 1985 and 2017. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 114, p. 1–17, 2019.
- VENANCIO, L.P.R.V.; SANTANA, I.L.R.; SILVA, M.R.S.; VIDAL, P.O.; SANTOS, J.H.A. Distribution analysis of the F1534C and V1016I *kdr* mutations in *Aedes aegypti* in West region of Brazilian northeast. **65<sup>th</sup> Brazilian Congress of Genetics**, 2019.
- WHALON, M.E., MOTA-SANCHEZ, D.; HOLLINGWORTH, R.M. **Global Pesticide Resistance in Arthropods**. Oxford University, 2008.
- ZHANG, Z.; RONG, L.; LI, Y. *Flaviviridae* Viruses and Oxidative Stress: Implications for Viral Pathogenesis. **Oxidative Medicine and Cellular Longevity**, 2019.

## LEISHMANIASIS EN PANDO-BOLIVIA - FRONTERA CON BRASIL Y PERÚ

**Zoraida Aymara Mollinedo<sup>1</sup>, Pavel Elvin Mollinedo<sup>2,3</sup>, Javier Noto<sup>4†</sup>, Pavel Sergio Mollinedo<sup>2,5</sup>, Wilson J. Girona<sup>6</sup>, Juan Sergio Mollinedo<sup>2</sup> e Oscar Daniel Salomón<sup>7</sup>**

1. Universidad Autónoma del Beni. Facultad de Medicina. Guayaramerin, Beni, Bolivia;
  2. ISMA, Instituto de Salud y Medio Ambiente. Asociación Privada de Laboratorios. La Paz, Bolivia;
  3. Universidad Técnica COSMOS. Ingeniería Biomédica-Facultad de Medicina. Cobija, Pando, Bolivia;
  4. Jefe departamental del Programa de Control de Leishmaniasis;
  5. Escuela Nacional de Salud. Departamento de Informática. Ministerio de Salud. La Paz, Bolivia;
  6. Sociedad Boliviana de Entomología. La Paz, Bolivia;
  7. INMET, Instituto Nacional de Medicina Tropical, Puerto Iguazú, Misiones, Argentina;
- †. *In memoriam*. Fallecido en la lucha contra el COVID-19

### RESUMEN

En la región Amazónica del este, aparentemente circulan la mayor biodiversidad de especies de *Leishmania* spp. y de Phlebotominae. Nuestro objetivo pretende presentar la revisión del conocimiento de la leishmaniasis en el departamento de Pando-Bolivia, frontera con Acre y Rondonia-Brasil y Madre de Dios-Perú, mediante el análisis de indicadores eco epidemiológicos, reportes, informes institucionales, tesis e Investigaciones médicas sobre la leishmaniasis en Bolivia y publicaciones de los países vecinos sobre esta región. En los últimos 23 años, el departamento de Pando registró 6,614 casos de Leishmaniasis Cutáneo Americana y un caso de Leishmaniasis Visceral. El sexo masculino fue el más afectado (69,6% de los registros). La forma cutánea (90,2%) predominó en relación con la manifestación clínica mucosas. Las tasas de incidencia por 10,000 habitantes fueron de 49,8 en 2,006; 39,3 en 2,012 y 49,7 en 2,018. *Leishmania (V.) braziliensis* fue la única especie registrada y se determinó la presencia de 20 especies de Phlebotominae, siendo las más frecuentes *Nyssomyia shawi* y *Psychodopygus carrerari*. Concluimos que la intensa migración de población susceptible asociada a la existencia de una alta diversidad conocida de especies de Phlebotominae con competencia vectorial, donde varias de ellas se están adaptando a ambientes modificados incluyendo el espacio peri doméstico, refuerzan la necesidad de investigar profundamente las características epidemiológicas de la leishmaniasis en la región de frontera entre Bolivia, Brasil y Perú, que registra las tasas más altas de Leishmaniasis Cutánea Americana en América del Sur.

**Palabras-clave:** *Leishmania (V.) braziliensis*, Leishmaniasis en sud oeste de la amazonia, salud en fronteras.

## ABSTRACT

Apparently, the eastern Amazon region has the greatest biodiversity of *Leishmania* spp and Phlebotominae. Our objective is to present the review of the knowledge of leishmaniasis in Pando-Bolivia, border with Acre and Rondonia-Brazil and Madre de Dios-Peru, through the analysis of eco-epidemiological indicators, institutional reports, theses, and medical research on leishmaniasis in Bolivia and publications about this region from neighboring countries. In the last 23 years, Pando registered 6,614 cases of American Cutaneous Leishmaniasis and one case of Visceral Leishmaniasis. Males were the most affected (69.6% of the registered cases). The cutaneous form (90.2%) predominated in relation to the mucosal clinical manifestation. The incidence rates per 10,000 inhabitants were 49.8 in 2,006; 39.3 in 2,012 and 49.7 in 2,018. *Leishmania (V.) braziliensis* was the only registered species and the presence of 20 species of Phlebotominae was determined, the most frequent being *Nyssomyia shawi* and *Psychodopygus carrerari*. We conclude that the highly known and probable diversity of Phlebotominae species with vector competence, the adaptation of several of them to modified environments including the peri-domestic space, intense migration of susceptible populations associated with risk factors, reinforce the need to deeply investigate the epidemiological characteristics of leishmaniasis in the border region between Bolivia, Brazil and Peru, which has the highest rates in South America.

**Keywords:** *Leishmania (V.) braziliensis*, Leishmaniasis in the south west of the Amazon, border health.

## 1. INTRODUCCIÓN

El primer registro escrito de Leishmaniasis Cutánea Americana (LCA) en el departamento de Pando-Bolivia fue realizado por Sagarnaga (1903); posteriormente se describió su presencia en orillas de los ríos de Pando y otros cuatro departamentos (PARDO VALLE, 1906). Desde 1839 a 1920 los sirigueros o recolectores del látex (*Hevea brasiliensis*) y desde los 1900 hasta la actualidad los recolectores de castaña (*Bertholletia excelsa*), fueron las poblaciones con mayor exposición a enfermedades zoonóticas selváticas como LCA, conocida como "espundia" y localmente como "libra" (LE PONT et. al. 1992).

La amplia variedad de parásitos del género *Leishmania* Ross, 1903 (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) en la cuenca del Amazonas y la gran diversidad de Phlebotominae con diferente competencia y capacidad vectorial, al menos 530 especies de Phlebotominae (SHIMABUKURO, 2017), sugieren que probablemente tiene la mayor diversidad a nivel mundial.

Bolivia tiene una de las más altas incidencias de LCA en Sur América, en un amplio territorio con diversos escenarios epidemiológicos y un sistema de salud en desarrollo que para el diagnóstico cuenta casi exclusivamente con exámenes parasitológicos solo disponibles en las ciudades importantes; un total de seis especies de *Leishmania* y 121

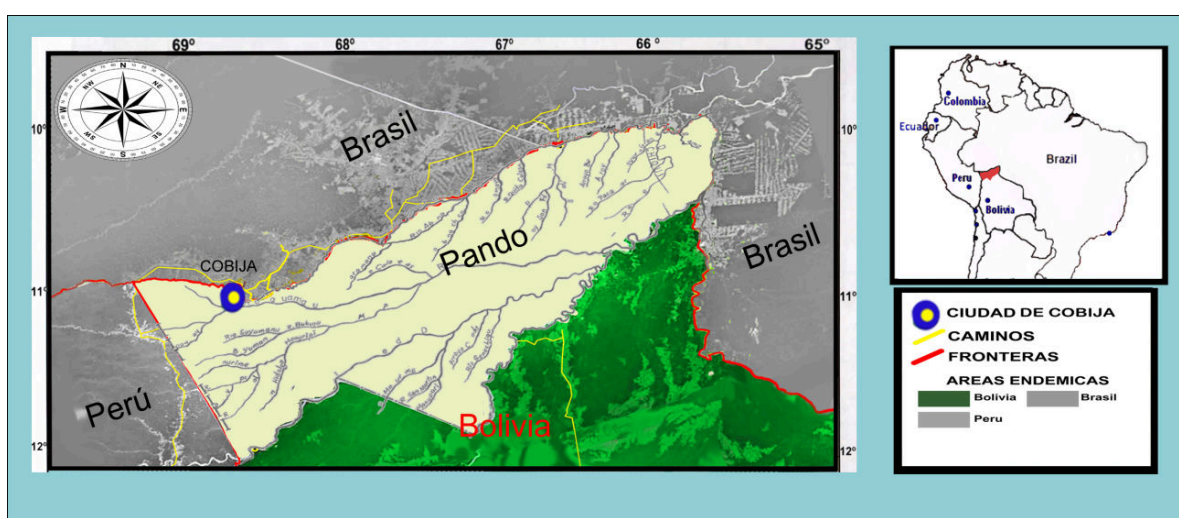
especies de Phlebotominae se han registrado hasta la fecha (BRAZIL et al., 2010). En este artículo, revisamos las investigaciones realizadas en Brasil (estados de Rondonia y Acre); Perú (departamento de Madre de Dios); y de Bolivia (departamento de Pando), para contribuir a la construcción de una imagen eco epidemiológica del departamento de Pando y de la región tri-nacional más endémica de América del Sur.

## 2. MATERIALES Y MÉTODO

La revisión y análisis de indicadores epidemiológicos, socioeconómicos e investigaciones de los países vecinos son citados en referencias.

### 2.1. ÁREA DE ESTUDIO

El departamento (primer nivel sub nacional) de Pando está ubicado en el norte de Bolivia, limita al norte y este con Brasil (Acre y Rondonia), al suroeste con La Paz y al sureste con Beni y al oeste con Perú (Madre de Dios). Se ubica entre la latitud  $11^{\circ}11'00''$  S y la longitud  $67^{\circ}11'00''$  O; y tiene una superficie de 63 827 km<sup>2</sup> (5,8% de la superficie nacional) (Figura 1). El clima es tropical; la temperatura media es de  $26,2^{\circ}$  C; la humedad relativa varía de 55 a 75% y las precipitaciones entre 1600 y 2750 mm. En consecuencia, hay una temporada de lluvias de noviembre a abril y una temporada seca de mayo a octubre (JIMÉNEZ et al., 2007).



**Figura 1.** Mapa del departamento de Pando; Frontera internacional con Brasil y Perú.  
Fuente: PEM-PSM (2020).

Los bosques de Pando están compuestos principalmente por las selvas tropicales del Amazonas y en menor medida por los bosques de la llanura aluvial del Amazonas (incluidos Várzea e Igapó) (IBISCH et al., 2003). El departamento, política y administrativamente, está dividido en 5 provincias y 15 municipios. La infraestructura vial es deficiente y está habilitada solo en el período seco; por lo tanto, las vías fluviales y aéreas son más utilizadas en el período lluvioso.

## 2.2. POBLACIÓN Y ECONOMÍA

El último Censo Nacional de Población y Vivienda, realizado en 2012 (INE., CNPV 2012), registró 110 436 habitantes en el departamento de Pando; Actualmente, la población se estima en 144099. Cobija, es la ciudad capital con más de 65 000 habitantes, en su mayoría mestizos y varias comunidades indígenas (Tacana, Cavineño, Esse-ejja, Yaminahua, Machineri), que viven en áreas de TIOC (Territorios Indígenas Originario Campesino) y comunidades ribereñas en asentamientos pequeños y medianos. Pando es el departamento menos poblado de Bolivia con una densidad de 1,7 habitantes / km<sup>2</sup>.

Actualmente el departamento tiene un Producto Interno Bruto (PIB) de US \$ 339 mil que corresponde al 0,91% del PIB nacional. El PIB per cápita en 2006 fue de US \$ 2.307, aumentando a US \$ 2.442 en 2017. Las principales actividades económicas de la población local son el comercio, la cosecha de Nuez del Brasil (*Bertolletia excelsa*) y el Asaí (*Euterpe oleracea*). Estas actividades involucran a 18.000 personas (población estable) y la migración al bosque de aproximadamente 6.500 familias que implica 35.000 personas, durante cinco meses (noviembre a marzo) para la recolección de castaña y los últimos tres meses del año para asaí (INE., CNPV, 2012). Los meses restantes se dedican a la agricultura de subsistencia, ganadería, explotación de maderas preciosas, aceite de palma, recolección de frutos silvestres como copoazú (*Theobroma grandiflorum*) y sinini (*Annona muricata*), caza y pesca de subsistencia.

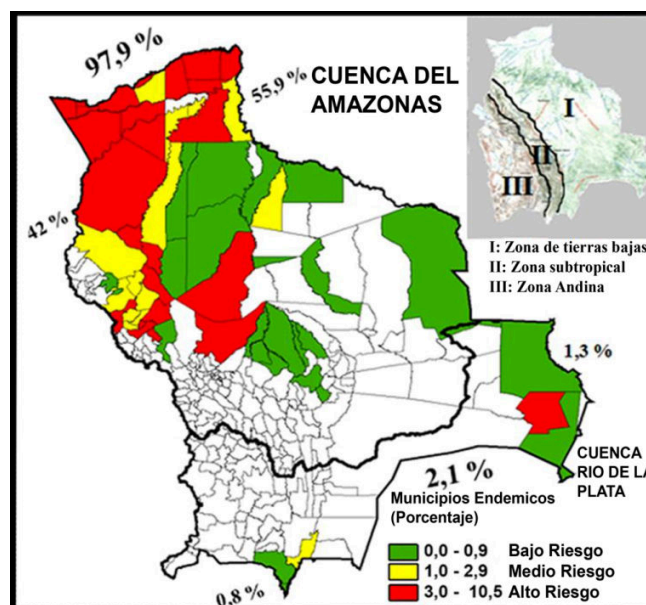
## 2.3. SISTEMA DE SALUD

Los servicios de salud pública se dividen en tres Gerencias de Red: 32 puestos de salud de primer nivel, 14 centros de salud de primer nivel (unidad básica operativa, puerta de entrada al sistema de salud) y un hospital de segundo nivel (hospital que brinda atención en cuatro especialidades: ginecología, pediatría, medicina interna y cirugía).

Se estima que el sistema de salud del departamento históricamente ha tenido un sub registro de casos de LCA, principalmente en áreas rurales de bosque; este supuesto se

fundamenta en la alta dispersión poblacional y la consecuente dificultad de acceso al sistema de salud por vía fluvial, que en nuestra experiencia obliga a los enfermos a acudir primero a la medicina empírica, luego a la comunidad por la experiencia de antiguos pacientes, y finalmente a los curanderos (medicina tradicional). Cuando el problema de salud del paciente no se resuelve, opta por acudir a un centro de salud (tarda entre uno y cinco días en llegar), o recurre a los servicios de salud del otro lado de la frontera internacional (Brasil o Perú). Hemos podido evidenciar que los centros de salud cuentan con servicios y recursos limitados; la persona enferma tarda entre 20 y 30 días en ser diagnosticada, por lo que deja de trabajar; a lo que se suma un tiempo de espera para el tratamiento de 60 días en promedio. Este largo proceso, además de empeorar la situación clínica y el éxito del tratamiento, genera un impacto significativo en la economía familiar (transporte, vivienda, alimentación y pérdida de productividad).

Los registros históricos en Bolivia (2007) indican que el 97,9% de los casos de LCA se notificaron en la cuenca del Amazonas y el 2,1% en la cuenca del Plata; el número total de pacientes registrados en el departamento era el 13,2% del total nacional, que sumado a los informes de los departamentos de La Paz y Beni, conformaban el 90% del registro nacional anual; el departamento tenía nueve municipios de alto riesgo, dos de riesgo medio y un municipio no tenía registro de casos (MOLLINEDO, 2007); esta situación aún persiste (MOLLINEDO et al., 2020) (Figura 2).



**Figura 2.** Mapa de Bolivia; estratificación de casos reportados como leishmaniasis por municipio, nivel de riesgo y cuencas hidrográficas; Fuente: Mollinedo S. Informe Anual 2007 - Programa Nacional de Control de la Leishmaniasis, Dirección Nacional de Epidemiología, Ministerio de Salud. La Paz - Bolivia

## 2.4. VARIABLES EPIDEMIOLÓGICAS

La sospecha clínico-epidemiológica de LCA para la derivación la realizan los auxiliares de salud, técnicos en malaria y médicos rurales que trabajan en el primer nivel de atención. Los pacientes son remitidos para pruebas (frotis) a uno de los cinco laboratorios en la capital Cobija o ciudades intermedias; a su vez, los municipios reciben ocasionalmente equipos de técnicos sanitarios itinerantes. Las definiciones para el llenado de los formularios epidemiológicos y de diagnóstico fueron publicadas en el Manual del Programa (MOLLINEDO et al., 2007). La información sobre los casos reportados de LCA, en residentes de los 15 municipios en los últimos 23 años (1996 a 2018), fue recolectada a través de los formularios de notificación (vigilancia pasiva), en la oficina departamental del Programa Nacional de Control de Leishmaniasis (PNLC).

## 2.5. CAPTURA E IDENTIFICACIÓN DE PHLEBOTOMINAE

Las capturas de insectos vectores se realizaron mediante dos técnicas principales: a) cebo humano protegido y b) trampas de luz CDC, colocadas en estaciones selváticas, en períodos de máxima actividad de los vectores o toda la noche. Las características de las capturas se describen en resultados.

Los insectos capturados fueron determinados taxonómicamente por los genitales según la clave taxonómica de Young y Duncan (1994), y la clasificación propuesta por Galati (2003). Cuando el aparato digestivo de las hembras disecadas estaban infectadas, los parásitos se aislaron empleando el método del cultivo *in vitro* y/o infección y amplificación en hámsteres; y crio conservados en nitrógeno líquido, para su bio-custodia en estudios de tipificación en el laboratorio de entomología (LE PONT, 2009).

# 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

## 3.1. RESULTADOS

El rescatar la escasa información en el departamento menos desarrollado de Bolivia, donde todavía encontramos las partes más remotas de América Latina, muestra una recapitulación de lo que ocurrió y la dinámica de lo que está ocurriendo con la eco epidemiología de la Leishmaniasis.



### 3.1. ESPECIES DE *LEISHMANIA*

En Bolivia, se han registrado seis especies de *Leishmania* responsables de la enfermedad en humanos: *L. (Viannia) braziliensis* Vianna, 1911; *L. (L.) amazonensis* Lainson & Shaw, 1972; *L. (V.) lainsoni* Silveira, 1987; *L. (V.) guyanensis* Floch, 1954; una variante local de *L. (L.)* Bilbao-Ramos, 2017; y *L. (L.) infantum chagasi* Cunha & Chagas, 1937; (causante de la forma visceral); también se ha reportado coinfección por dos especies en el mismo paciente con *L. (L.) infantum* y *L. (L.) amazonensis* (MOLLINEDO et al., 2020a). En el departamento de Pando se ha realizado muy pocas investigaciones, existiendo una sola referencia del aislamiento y tipificación de *L. (V.) braziliensis* hace más de 30 años (TORREZ et al. 1989), y la descripción de una forma clínica de *L. (L.) infantum* confirmada por parasitoscopia (MOLLINEDO et al., 2020b).

### 3.2. LEISHMANIASIS VISCERAL

En Bolivia, hasta 2014 solo se habían identificado tres departamentos endémicos (La Paz, Santa Cruz y Tarija); donde se notificaron 56 casos de Leishmaniasis Visceral (LV) clásica en menores de cinco años (1939 a 2018). El año 2020, el Sistema Nacional de Información y Vigilancia Epidemiológica en Salud (SNIS-VE), reportó por primera vez casos de LV en Pando (sexo ♂, 58 años, del municipio de Bella flor, tratado con Glucantime en Brasil) (MOLLINEDO et al., 2020b).

### 3.3. PHLEBOTOMINAE

Los registros nacionales de Phlebotominae están incompletos tanto a nivel local como nacional. En Pando hay registradas 20 especies: *Psychodopygus davisii* (Root, 1934); *Ps. carrerai* (Barretto, 1946); *Ps. hirsutus* (Mangabeira, 1942); *Ps. paraensis* (Costa Lima, 1941); *Ps. ayrozai* (Barretto & Coutinho, 1940); *Ps. chagasi* (Costa Lima, 1941); *Ps. amazonensis* (Root, 1934); *Ps. geniculatus* (Mangabeira, 1941); *Ps. clautrei* (Abonnenc, Leger & Fauran, 1979); *Ps. llanosmartinsi* (Fralia & Ward, 1980); *Ps. lainsoni* (Fraiha & Ward, 1964); *Ps. complexus* (Mangabeira, 1941); *Nyssomyia whitmani* (Antunes & Coutinho, 1939); *Ny. antunesi* (Coutinho, 1939); *Ny. umbratilis* (Ward & Fraiha, 1977); *Ny. shawi* (Fraiha, Ward & Ready, 1981); *Ny. richardwardi* (Ready & Fraiha, 1981); *Ny. yuilli* (Young & Porter, 1972); *Bichromomyia flaviscutellata* (Mangabeira, 1942); *Bi. inornata* (Martins, Falcão & Silva,

1965); (LE PONT, 1992); hasta el momento no se han realizado estudios para encontrar individuos con infección natural por *Leishmania* en la región. La mayoría de las especies descritas en la Amazonia también están presentes en el área del Alto Beni (500 a 1000 m); *Ny. shawi* y *Ps. carrerai* fueron las más abundantes; *Ps. carrerai* representó el 30% de las capturas; mientras que *Ps. complexus* y *Ps. chagasi*, cada uno representó el 15% de las colecciones en humanos; todas las especies registradas se recolectan a nivel del suelo, siendo agresivas de noche (LE PONT, 1992); otras capturas realizadas recientemente por personal técnico carecen de rigor técnico y científico, y debido a las incertidumbres en su historial, no las incluimos en esta revisión.

### 3.4. DATOS EPIDEMIOLÓGICOS

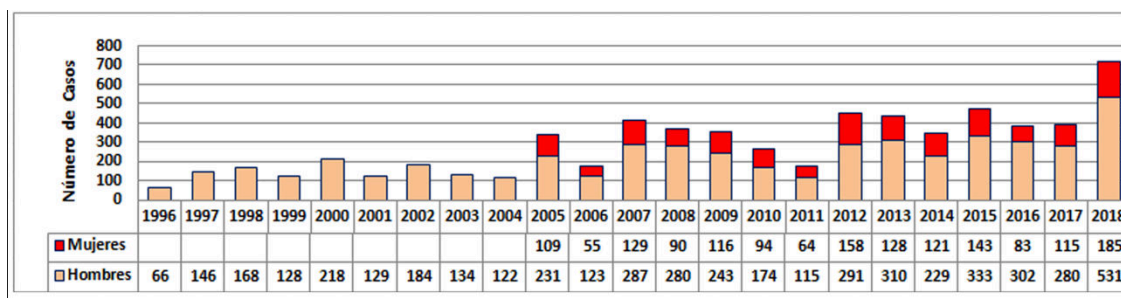
Una primera encuesta (1988), a lo largo del río Orthon a 970 trabajadores en la recolección de castaña (481 ♂ y 489 ♀) registró la presencia de 302 personas con lesiones o cicatrices compatibles con el LCA. De estos, el 87% tenía lesiones cicatrizadas únicas y el 4% tenían lesiones activas (diez con lesiones cutáneas y dos con lesiones mucosas). El 76% de las lesiones fueron en las piernas, debajo de la rodilla (cicatrices por infecciones por trabajar en la selva) y el 1,9% de los pacientes con lesiones cutáneas evolucionaron a formas mucosas desde que registraron una primera infección cutánea; estos datos sugieren una transmisión clásica asociada al trabajo en zonas selváticas, donde ambos sexos tienen tareas con igual exposición (TORREZ, et. al. 1989a; TORREZ, et. al. 1989b; LE PONT, 1992).

Posterior a esta primera encuesta, se realizaron registros de 6614 casos de LCA, de 1996 a 2018, y un caso de LV en 2020; en los últimos 10 años el promedio anual de registros fue de 401 pacientes por año (con un mínimo de 179 y un máximo de 716). En total, el 69,6% de los pacientes eran varones; sin embargo, los registros de casos femeninos de 2005 a 2018 varían de 21% a 35% por año. De 1996 a 2004 los registros no discriminan sexos (FIGURA 3).

Para un mejor análisis, seleccionamos los datos de 2006, 2012 y 2018 a fin de mostrar la variación de proporciones en relación a la población y casuística nacional. Si bien hay un predominio de formas cutáneas (90.2%), los coeficientes anuales de formas mucosas varían por año entre el 6% y el 15%, con tendencia a aumentar en los últimos años. El número de niños menores de 15 años con úlceras aumentó de 8.8% (2006) a

20.9% (2018), una situación similar también se observó en niños menores de cinco años que aumentó de 0.72% (2006), a 0.89%. (2012) y 2,37% en 2018 (FIGURA 4).

Los informes de Programa departamental de Leishmaniasis reportan que en los casos de LCA en los últimos 23 años el 66% de los pacientes provenían de áreas rurales con actividades de recolección de castaña y otras actividades en el bosque, el resto eran habitantes de poblados pequeños y medianos en el borde del bosque.



**Figura 3.** Número de casos registrados de leishmaniasis cutáneo americana por años y sexo en el departamento de Pando, Bolivia; Periodo 1986 - 2018. PEM-PSM (2020).

### 3.5. DIAGNÓSTICO

Los pacientes llegan con lesiones que frecuentemente tienen infecciones agregadas, el diagnóstico inicial en los centros de atención primaria se confirma exclusivamente por visualización directa de amastigotas en raspados dérmicos; pero esta prueba con alta especificidad y sensibilidad de baja a moderada depende de la formación/experiencia del personal de laboratorio, de la cronicidad de la lesión y de la presencia de infección añadida (MINISTERIO DE SALUD, 2007; MOLLINEDO, 2020). En casos con frotis repetidamente negativos, se envía suero a la ciudad de La Paz, para realizar serología (inmunofluorescencia indirecta). La reacción intradérmica de Montenegro, el cultivo y la Polymerase chain reaction (PCR) están limitados a proyectos de investigación.

En general, el laboratorio departamental y su precaria red de laboratorios, presentan limitaciones en disponibilidad y capacidad de resolución. Los repetidos intentos de implementación regional de otras técnicas han fracasado debido a la necesidad de una mejor infraestructura física, recursos humanos calificados y sostenibilidad financiera.

### 3.6. TRATAMIENTO

La terapia de primera elección para tratar el LCA en la región es el antimonio de meglumina (Glucantime®); para la leishmaniasis cutánea se utiliza por vía intramuscular a una dosis de 20 mg SbV/kg/día durante un período de 20 días, de forma ambulatoria; los pacientes con leishmaniasis mucocutánea reciben el mismo tratamiento farmacológico pero por vía intravenosa durante un período de 30 días. Alrededor del 5% de los pacientes presentan efectos secundarios (alergias, mialgias, artralgias, febrículas) que se controlan con medicación sintomática (NOTO, 2019).

En los casos de fracaso terapéutico (dos casos durante el manejo de 2019), se administró Anfotericina B (Fungizone), 1 mg/Kg/día con al menos 25 dosis, a nivel hospitalario. En otros departamentos se han utilizado y se están utilizando otras alternativas farmacológicas, con diferente grado de rigor de evaluación para tratamientos alternativos: isotianato de pentamidina, estibogluconato de sodio, miltefosina, itraconazol, antimoniales intralesionales (MOLLINEDO, 2007). Siguiendo las recomendaciones (OPS, 2013); se pretende evaluar la posible implementación de termoterapia y combinaciones de medicamentos.

### 3.7. PREVENCIÓN Y CONTROL

El Programa departamental de control de la Leishmaniasis de Pando contaba para el año 2019 con US \$ 1475 para todas sus actividades, uno de los presupuestos más bajos para llevar a cabo su plan operativo anual (POA), además del apoyo de 20 000 viales de Glucantime. La Malaria, es una otra enfermedad transmitida por vectores endémica en todo el departamento de Pando, por lo que se realizan controles químicos domésticos selectivos con bendiocarb (Carbamatos) en 14 de los 15 municipios. En 2016, las familias de Pando recibieron 11263 unidades de mosquiteros tratados con insecticida de larga duración (LLIN) de forma gratuita y se reemplazan cada dos años. No se realizó ningún estudio de impacto de estas intervenciones sobre las poblaciones de Phlebotominae o sobre la incidencia de leishmaniasis, aunque en las estadísticas generales no se ha observado disminución de la incidencia anual asociada a ellas.

### 3.8. CONOCIMIENTOS, ACTITUDES Y PRÁCTICAS (CAP) DE LA POBLACIÓN

Un estudio realizado en el municipio de Filadelfia (6106 habitantes) en seis localidades (Filadelfia, Chivé, Buyuyo, Soberanía, Luz de América y Empresinha), sobre Conocimientos, actitudes y prácticas (CAP) de leishmaniasis, mostró una población compuesta por: mestizos (53%), quechuas (18%), aymaras (13%), tacanas (7%), esse-ejja (5%), araonas (3%), yaminaguas (1%); del total de encuestados, 46% tenía educación primaria, 31% secundaria, 12% superior y 11% ninguna. El 63% de la población se dedicaba a la recolección de castañas, el 48% a la caza, pesca y tala, 15% al comercio, 13% a la recolección de asaí, palmito (*Mauritia minor*), copoazú y otros. El 33% tenía conocimientos sobre leishmaniasis (vía de transmisión, hábitat del vector, época de mayor actividad del vector y manifestación de lesión cutánea). El 55% tenía actitudes sobre la enfermedad (predisposición positiva para combatir la enfermedad, uso de medicamentos caseros antes de acudir al centro de salud y realizar el tratamiento) y el 34% tenía alguna práctica sobre la enfermedad (adopción de acciones preventivas). Finalmente, en promedio el 58% de las familias tenían uno o más perros como mascotas, el 8% de estos perros presentaban lesiones sugerentes de leishmaniasis (ALVAREZ, 2018). Un otro estudio en 50 pacientes rurales con LCA registró que la proporción de personas parasitadas por helmintos es mayor en pacientes con leishmaniasis clínica (74%), en comparación con individuos que no estaban con helmintiasis (26%); en los coinfectados con *Ascaris Linnaeus*, 1758, *Ancylostoma Dubini*, 1843 y *Trichuris Roederer* 1761, el tiempo de cicatrización de las lesiones de LCA era aproximadamente el doble en relación a los no infectados (SORUCO, 2014); la posible asociación de manifestación de infección por *Leishmania* e infección por helmintos fue ya registrada en la literatura (O'NEAL et al., 2007; AZEREDO et al., 2015). La revisión de registros y literatura departamental no refiere a ningún caso de coinfección por VIH-SIDA.

## 4. DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Las características demográficas, socioeconómicas y clínicas de los casos confirmados son similares en los estados vecinos de los tres países de esta región (SILVA-NUNES et al., 2008; SANTOS DA SILVA et al., 2009; OLIART-GUZMAN et al., 2013; TELES et al., 2016; KOHARA et al., 2017). Las tasas de incidencia de LCA por 100 000 habitantes

varían de: 928 casos en Madre de Dios-Perú (LUCERO, 2015); 115 casos en el período 2002-2004 en Rondonia-Brasil (SOARES et al., 2009), con una reducción a 77 del 2004 al 2014 (RESADORE et al., 2017) y 124 en el período 2007 al 2013. En Acre-Brasil la incidencia es de 141 en 2010 (GARCIA et al., 2017) y en Pando-Bolivia alcanza a 462 casos el 2019, estas tasas otorgan a esta frontera de tres países, una alta relevancia epidemiológica al ser las tasas más altas de América del Sur. Aproximadamente el 79,6% de las personas con enfermedad clínica eran hombres, (informes nacionales década de 1990 y primeros 10 años de este siglo), y alrededor del 20% eran mujeres, en la actualidad (2010 a 2014) este porcentaje ha aumentó a 35%, presumiblemente porque las mujeres están cada vez más involucradas en actividades laborales en el bosque: recolección de castañas (40% mujeres), explotación de recursos forestales, deforestación (promedio 2052 m<sup>2</sup>/persona/año, período 1990-2010) (DIARIO ECONOMIA, 2019).

Los resultados (Tabla 1) muestran un número creciente de niños menores de 15 años (20,9% en 2012) y menores de cinco años (2,37% en 2018), lo que respalda la hipótesis de transmisión peri doméstica y/o intra doméstica, corroborado por la presencia de flebotomias antropofílicas en ambientes domésticos incluso en interiores, en áreas rurales cercanas a ecotonos domésticos-silvestres o áreas de deforestación reciente (MOLLINEDO, Z., datos no publicados). Este riesgo interno se suma al generado por las prácticas laborales (recopilación castaña), que incluyen la movilización a sitios de riesgo del grupo familiar y por lo tanto implican exposición de todos sus miembros por igual de cualquier edad. Al respecto, cabe señalar: A) El aumento de actividades, migraciones y situaciones de exposición asociadas al riesgo de LCA no reflejado en las estadísticas de Pando, pero en escenarios similares en regiones vecinas de Brasil y Perú; B) El aumento progresivo de denuncias debido a la incorporación de centros de notificación al sistema de vigilancia en todo Bolivia desde 1982 hasta 2007, cuando su denuncia pasó a ser obligatoria por ley; C) Una disminución progresiva a partir de esa fecha en el número de casos reportados en Pando y en toda Bolivia, culminando con la menor incidencia en 2010-2011 seguida de una lenta recuperación, en un período de cambios políticos y programáticos y diferente disponibilidad de profesionales de salud y medicamentos, por lo que no se puede determinar si es una disminución real de casos o un artefacto de registro; D) Dificultad de acceso al sistema de salud con costos asociados al grupo familiar y desánimo de asistencia por falta de medicación, registro en el momento del tratamiento no diagnóstico, y búsqueda de diagnóstico y tratamiento en países vecinos.

Los casos mucocutáneos tienen tendencia a aumentar, registrándose un 5,5% en 2006 y un 9,63% en 2018, siendo una causa probable la falta de medicamentos (el PNCL proporciona 20 000 ampollas de las más de 40 000 requeridas para los 716 pacientes diagnosticados); otro factor podría ser el abandono del tratamiento por parte de los pacientes por el largo tiempo requerido para el diagnóstico y tratamiento, aumentando así la posibilidad de metástasis mucosas por una primo infección cutánea sin quimioterapia o con un esquema terapéutico incompleto, además del nutricional. El estado de las poblaciones migrantes también podría contribuir al aumento de la incidencia de las mucosas (MACHADO-COELHO et al., 2005). La mayoría de los casos humanos de LCA en la región parecen estar relacionados con infecciones por *L. (V.) braziliensis*, seguidas por *L. (V.) guyanensis* (AZEVEDO et al., 2008; ARAUJO-PEREIRA et al., 2014; TELES et al., 2016; MOREIRA et al., 2018); además de *Leishmania (V.) lainsoni* (AZEVEDO et al., 2008; ARAUJO-PEREIRA et al., 2014), y dos híbridos de *Leishmania (V.) naiffi* con *L. (V.) lainsoni* (AZEVEDO et al., 2008) y de *L. (V.) guyanensis* con *L. (L.) amazonensis* (TELES et al., 2015). En Brasil *Lu. longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912), el principal vector de *L. (L.) infantum*, habiéndose registrado en 24 de los 27 estados, excepto Acre, Amazonas y Santa Catarina; en 2013 se registró su presencia en Rondonia (OLIART-GUZMAN et al., 2013; TELES et al., 2015; ARAUJO-PEREIRA et al., 2018) y en 2017 en el área periurbana de Assis (estado de Acre en la zona fronteriza de los tres países Brasil-Bolivia-Perú) (BORGES et al., 2017). Este último registro adicionado al primer caso nativo de LV (2014) en Pando, sustentan la hipótesis de un proceso actual de dispersión de LV en Bolivia (MOLLINEDO et al., 2020a; MOLLINEDO et al., 2020b) o un marcado sub registro nacional; sin embargo consideramos que las condiciones epidemiológicas son de bajo riesgo para que la LV pueda volverse endémica en la región.

Hace veintisiete años, el número total de especies de Phlebotominae registradas en Pando-Bolivia alcanzó las 20 especies (LE PONT et al., 1992); estudios posteriores en las regiones fronterizas de Brasil y Perú registraron 114 especies en Rondonia (GARCIA et al., 2013), 92 en Acre (TELES et al., 2016) y 60 en Madre de Dios (ZORRILLA et al., 2017); creemos que la biodiversidad de la regiones mayor a la publicada y se requieren estudios sistemáticos de los diferentes paisajes y ambientes peri domésticos del departamento para estimar el riesgo de transmisión en ambientes antropogénicos modificados, incluidos los domésticos (ARISTIDES, 1999; TOJAL-SILVA et al., 2006; SHAW et al., 2007) (Tabla 2).

**Tabla 1.** Comparación de variables epidemiológicas del departamento de Pando y nacional, en periodos de seis años (2006, 2012, 2018).

VARIABLE	AÑOS		
	2006	2012	2018
Población total nacional	9,389,422	10,351,118	11,307,314
Poblacion departamento Pando	83,484	114,112	144,099
% poblacion Pando en relacion a poblacion nacional	0,88	1,1	1,27
Nº Casos LC a nivel nacional	3152	1856	4611
Nº casos LC en Pando	416	449	716
% de casos LC de Pando respecto al total nacional	13,19%	24,19%	15,52%
Tasa Incidencia x 10.000 habitantes	49,82	39,34	49,7
Número de masculino/femenino	302/114	291/158	531/185
% masculino/% femenino	72,5/27,4	64,8/35,2	74,16/25,84
Número de <15 años/ < 5 años	37/3	94/4	140/17
Número con LC/LMC	394/22	404/45	647/69
% casos mucosos	5,5	6,68	9,63
Nº casos LV	0	0	1

Fuente: PEM-PSM 2020.

Los registros publicados de diferentes autores de las especies de Phlebotominae más frecuentes en el área occidental tripartita de la región amazónica (Brasil, Perú y Bolivia) apuntan a *Ny. whitmani* y *Trichophoromyia auraensis* (Managabeira, 1942) como la especie con mayor número de registros (ocho veces), seguida de *Ps. davis*; (siete veces); *Ps. carrerai*; *Ny. antunesi* y *Ps. llanosmartinsi*, (cuatro veces) (Tabla 2).

En Acre-Brasil, se detectaron *Th. auraensis* y *Evandromyia saulensis* Floch & Abonnenc, 1944), con ADN de *L. (V.) braziliensis* y *Ps. ayrozai* (Barretto & Coutinho, 1977), con ADN de *L. (V.) guyanensis* (MOREIRA et al., 2018). En Madre de Dios-Perú, el ADN de *L. (V.) braziliensis* y *L. (V.) lainsoni* se encontró en *Th. auraensis* y *Ps. davis* y el ADN de *L. (V.) braziliensis* en *Ps. llanosmartinsi* (VALDIVIA et al., 2012; ZORRILLA et al., 2017), así como *Ny. whitmani* con ADN de *L. (V.) guyanensis* (ZORRILLA et al., 2017). En Rondonia *Th. ubiquitalis* (Mangabeira, 1942), fue positivo para DNA de *Leishmania* (RESADORE et al., 2017); *Ps. davis* fue positivo para *L (V) braziliensis* (GIL et al., 2003; OLIVEIRA et al., 2019; PEREIRA et al., 2019).



**Tabla 1.** Especies más frecuentes de Phebotomíneos, en el área trinacional, por autor (referencia), año, país (estado o departamento). PEM/PSM. 2020.

REF	Autor	Año	País / estado o departamento	N° total especies registradas	ESPECIES MAS FRECUENTES																	
					<i>Th. aurensis</i>	<i>Mg. migonei</i>	<i>Ny. snawi</i>	<i>Ps. carrerai</i>	<i>Ps. davisi</i>	<i>Ny. withmani</i>	<i>Ps. llanosmartinsi</i>	<i>P. hirsutus</i>	<i>Ny. antunesi</i>	<i>Th. ubiqualis</i>	<i>Ny. umbratilis</i>	<i>Pi. nevesi</i>	<i>Pa dendrophyla</i>	<i>Pr. choti</i>	<i>Pa. geniculata</i>	<i>Mi acanthopharinx</i>	<i>Ps. yucumensis</i>	<i>Ev. saulensis</i>
39	Aristides	1975	Perú-Puno	9	X	X																
3	Le Pont et al.	1988	Bolivia-Pando	20			X	X														
44	Gil et al	2003	Brasil-Rondonia	79				X	X	X		X										
32	Azevedo et al.	2008	Brasil-Acre	52	X				X	X		X										
23	Silva-Nunes et al.	2008	Brasil-Acre	14						X		X	X									
26	Gil et al	2009	Brasil-Rondonia	48				X	X	X	X			X	X	X						
42	Valdivia	2012	Perú-M.d.Dios	33	X			X	X	X	X					X						
37	Teles et al	2013a	Brasil-Rondonia	115					X	X							X	X				
33	Araujo-Pereira et al.	2014	Brasil-Acre	23	X					X												
34	Teles et al	2015	Brasil - trinacional	67	X				X							X				X		
25	Lucero	2015	Perú-M.de Dios	47	X		X	X			X											X
38	Zorilla et al	2017	Peru-Amaz	60						X										X		X
27	Resadore et al	2017	Brasil-Rondonia	45								X	X									
31	Moreira et al	2018	Brasil-Acre	43	X																X	
43	Pereira J et al	2019	Brasil-Rondonia	73	X				X			X	X									

Nota de Pie: *Th Trichophoromyia*, *Mg Migonemyia*, *Ps Psychodopygus* *Ny Nyssomyia*. *Pi Pintomyia*, *Pa Psathyromyia*, *Pr Pressatia*, *Mi Micropygomyia*, *Ev Evandromyia*.

Pando, como otras cinco regiones de Bolivia, tiene grandes dificultades en el control de esta parasitosis endémica, tanto en el diagnóstico preciso como en las largas esperas de los pacientes para obtener su tratamiento (promedio 2 meses); además, las pruebas auxiliares obligatorias para recibir medicación (electrocardiograma y laboratorio) no se realizan en la mayoría de los centros de salud rurales, por lo que el paciente debe acudir a los servicios de salud de la ciudad capital, únicas instituciones que brindan atención en condiciones seguras y con pruebas recomendadas por el PNCL.

La zona Amazónica estudiada, presenta un desafío regional por las condiciones favorables a la transmisión de LCA, debido a la continua modificación ambiental, pero también por la vulnerabilidad de las poblaciones por su condición socio-económica y laboral, además de las barreras de acceso a la salud. La similitud de escenarios eco epidemiológicos en la zona fronteriza Bolivia-Brasil-Perú (SILVA-NUNES et al. 2008; OLIART-GUZMAN et al., 2013; TELES et al., 2015; TELES et al., 2016), debería permitir desarrollar pautas comunes de vigilancia y control. Los lineamientos deben permitir la identificación de grupos y actividades de riesgo (asentamientos, deforestación, cultivos, etc.), detección y seguimiento de poblaciones con riesgo ocupacional y libre circulación fronteriza donde exista exposición a vectores. Este enfoque común multinacional también debe tener en cuenta la intensa modificación ambiental del área y los factores climáticos, y por lo tanto la necesidad de mejorar la oportunidad para el diagnóstico y la confirmación temprana, el seguimiento del

tratamiento a través de la frontera, la gestión de casos y las medidas para optimizar y corregir el sub-registro. Por lo tanto, se requieren estudios coordinados cooperativos para el seguimiento preciso de las personas en tránsito entre países, para generar recomendaciones específicas de prevención individual, e identificar y hacer cumplir la responsabilidad pública y privada sobre las modificaciones ambientales que aumentan el riesgo de LCA entre Bolivia (Pando), Brasil (Acre y Rondonia) y Perú (Madre de Dios).

## 5. AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a los pacientes y familiares que nos permitieron estudiar a sus seres queridos, al personal de SEDES Pando por su apoyo en la investigación.

## 6. REFERENCIAS

ÁLVAREZ, N. **Nivel de Conocimientos, Actitudes y Prácticas y su importancia sobre la enfermedad de Leishmaniasis en habitantes del Municipio de Filadelfia, Gestión 2017.** (Tesis) Maestría en Salud Pública Mención Epidemiología - Universidad Nacional Siglo XX, Dirección de post grado; Fundación excelencia profesional de formación. Bolivia, 2018.

ARAUJO-PEREIRA, T.; DE PITA-PEREIRA, D.; BARBOSA, R.; SILVA-GALDINO, T.; DE OLIVEIRA, M.; PEÇANHA, R.; et al. Molecular diagnosis of cutaneous leishmaniasis in an endemic area of Acre State in the Amazonian Region of Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 51, n. 3, p. 376-81, 2018.

ARAÚJO-PEREIRA, T.; FUZARI, A.A.; ANDRADE, J.D.; PITA-PEREIRA, D.; BRITTO, C.; BRAZIL, R.P. Sand fly fauna (Diptera: *Psychodidae*: Phlebotominae) in an area of leishmaniasis transmission in the municipality of Rio Branco, state of Acre, Brazil. **Parasit&Vectors**, v. 7, n. 7, p. e360, 2014.

ARÍSTIDES H. La leishmaniasis tegumentaria en el Alto Tambopata, Departamento de Puno, Perú. **RevPeruMedExp Salud Publica**, v. 15, n.1-2, p. 15-24, 1999.

AZEREDO-COUTINHO, R.B.; PIMENTEL, M.I.; ZANINI, G.M.; MADEIRA, M.F.; CATALDO, J.I.; SHUBACH, A. ET AL. Intestinal helminth coinfection is associated with mucosal lesions and poor response to therapy in American tegumentary leishmaniasis. **Acta Trop**, v. 154, p. 42-49, 2016.

AZEVEDO, A.C.R.; COSTA, S.M.; PINTO, M.C.G.; SOUZA, J.L.; CRUZ, H.C.; VIDAL, J.; et al. Studies on the sand fly fauna (Diptera: *Psychodidae*: Phlebotominae) from transmission areas of American Cutaneous Leishmaniasis in state of Acre, Brazil. **MemInst Oswaldo Cruz**, v. 103, n. 8, p. 760-767, 2008.

BORGES, D.A.; MOLINA, S.M.G.; PINTO, M.C.; GALATI, E.A.B.; CESARIO, M.; ORTIZ, D.G.S. First Record of *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) on the Trinational Frontier (Brazil–Peru–Bolivia) of South-Western Amazonia. **J MedEntomol**, v. 54, n. 5, p. 1425-1429, 2017.

BRAZIL, R.P.; LANÇA PASSOS, W.; GOMES, B.; TEMELJKOVITCH, M.; ANDRADE FILHO, J.D. Diptera, Psychodidae, Phlebotominae Rondani, 1840: Range extension and new records from lowland Bolivia. **CheckList**, v. 6, n. 4, p. 587-588, 2010.

DIARIO ECONOMÍA. Intensiva deforestación en Pando y Santa Cruz. La Paz, Bolivia: **El Diario**. Disponible en: <[https://www.eldiario.net/noticias/2018/2018\\_01/nt180109/economia.php?n=14&-intensiva-deforestacion-en-pando-y-santa-cruz](https://www.eldiario.net/noticias/2018/2018_01/nt180109/economia.php?n=14&-intensiva-deforestacion-en-pando-y-santa-cruz)>. Acceso en: 06/10/2021.

GARCIA, C.B.; ALMEIDA, S.; ZAGONEL-OLIVEIRA, M.; JOY, J.; DE OLIVEIRA, A.F.J.; ALVES, R., et al. Epidemiological aspects of American cutaneous leishmaniasis and phlebotomine sandfly population, in the municipality of Monte Negro, state of Rondônia, Brazil. **Rev Soc Bras Med.Trop**, v. 46, n. 1, p. 60-66, 2013.

GARCIA, C.B.; COSTA, F.A.; FERNANDES, J.; ARANHA, L.M. *Trichophoromyia auraensis* a putative vector. Brazil: **MemInst Oswaldo Cruz**, v. 112, n. 7, p. 517-51, 2017.

GIL, L.H.S.; BASANO, S.A.; SOUZA, A.A.; SILVA, M.G.S.; BARATA, I.; ISHIKAWA, E.A.; et al. Recent observations on the sand fly (Diptera: Psychodidae) fauna of the state of Rondônia, Western Amazônia, Brazil: the importance of *Psychodopygus davisii* as a vector of zoonotic cutaneous leishmaniasis. **MemInst Oswaldo Cruz**, v. 98, n. 6, p. 751-455, 2003.

IBISCH, P.L.; MÉRIDA, G. Biodiversidad: La riqueza de Bolivia. Estado de conocimiento y conservación. **Ministerio de Desarrollo Sostenible**. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia: Editorial FAN, 2003.

INSTITUTO NACIONAL DE ESTADÍSTICA. Noticias / **Censos**. [Fecha de consulta. 5 de enero de 2020]. Disponible en: <<http://censosbolivia.ine.gov.bo/webine/article/ine-concluy%C3%B3-procesamiento-de-datos-del-censo-2012-para-medir-no-s%C3%B3lo-cu%C3%A1ntos-somos-sino>>. Acceso en: 05/01/2020.

JIMÉNEZ, W.; PÉREZ, E.; LARREA, C.; SARIC, D.; RIBERA, A.M. Objetivos de Desarrollo del Milenio. Pando situación actual, evaluación y perspectivas, PNUD Proyecto BOL/50863. **Programa de Políticas y Gestión Pública Descentralizadas para el Logro de los Objetivos del Milenio**. La Paz, Bolivia: Agencia Internacional de Cooperación del Japón JICA. Weinberg S.R.L. Manufacturas e Imprenta, 2007.

KOHARA, L.A.; FERNANDES, A.; CHIARAVALLOTÍ-NETO, F. Spatial and temporal distribution of American cutaneous leishmaniasis in Acre state, **Brazil Infect Dis Poverty**, v. 6, n. 1, p. e99, 2017.

LE PONT, F.; DESJEUX, P.; TORRES, J.M.; FOURNET, A.; MOUCHET, J. **Leishmanioses et Phlebotomes en Bolivie**. La Paz, Bolivia: ORSTOM Editions-Les éditions INSERM, 1992.

LUCERO, D.F. **Factors Associated with Distribution of Leishmaniasis Disease and Vectors in Madre de Dios, Peru**. (Abstract of a thesis) Master of Science - Duke Global Health Institute in the Graduate School of Duke University. 2015.

MACHADO-COELHO, G.L.L.; CAIAFFA, W.T.; GENÁRO, O.; MAGALHÃES, P.A.; MAYRINK, W. Risk factors for mucosal manifestation of American cutaneous leishmaniasis. **Trans R Soc Trop Med Hyg**, v. 99, n. 1, p. 55-61, 2005.

BOLIVIA. Ministerio de Salud y Deportes. Unidad de Epidemiología, Programa Nacional de Control de las Leishmaniasis. **Guía operativa para el control en Bolivia**: 1° edición. La Paz, Bolivia: MSyD, 2007.

MOLLINEDO, J.S.; MOLLINEDO, Z.; GIRONDA, W.; MOLLINEDO, R.; MOLLINEDO, P.; SALOMON, O.D. Visceral Leishmaniasis in Bolivia. Brazil: Current Status. **Rev Soc Bras Med Trop**, v. 53, p. e20190421, 2020.

MOLLINEDO, J.S.; MOLLINEDO, Z.; MAGNE, M.; GIRONDA, W.J.; SALOMÓN, O.D. Leishmaniasis en Bolivia. Revisión y estado actual en Tarija, Bolivia - frontera con Argentina. Bogotá, Colombia: **Biomédica**, v. 40, n. supl.1, p. 45-61, 2020.

MOLLINEDO, S. CD interactivo de "Leishmaniasis en Bolivia", **Programa Nacional de Control de la Leishmaniasis**, Dirección Nacional de Epidemiología, Ministerio de Salud. USAID. La Paz - Bolivia, 2007.

MOLLINEDO, Z.; MOLLINEDO, S. Leishmaniasis en Bolivia. **Revista Médica**, v. 26, n. 1, p. 50-66, 2020.

MOREIRA DE AVILA, M.; FERNANDES, A.; FERREIRA DE SOUZA, C.; DIAS, P.; BIANCHI, E.A.; PEÇANHA, R. Ecology, feeding and natural infection by *Leishmania* spp. of phlebotomine sand flies in an area of high incidence of American tegumentary leishmaniasis in the municipality of Rio Branco, Acre, Brazil. **Parasit & Vectors**, v. 11, n. 1, p. e64, 2018.

O'NEAL, S.E.; GUIMARÃES, L.H.; MACHADO, P.R.; ALCÂNTARA, L.; MORGAN, D.J.; PASSONS, S.; ET AL. Influence of helminth infections on the clinical course of and immune response to *Leishmania braziliensis* cutaneous leishmaniasis. **J Infect Dis**, v. 195, n. 1, p. 142-148, 2007.

OLIART-GUZMÁN, H.; CAMARGO, A.; SILVA, S.A.; MUNIZ, A.; MATOS, B.; MORAES, T.; et al. Características epidemiológicas da leishmaniose tegumentar americana na fronteira amazônica: Estudo retrospectivo em Assis Brasil, Acre. **Rev Patol Trop**, v. 42, n. 2, p. 187-200, 2013.

OLIVEIRA, J.A.; BARBOSA, M.G.V.; SOARES, Z.; DA SILVA, N.; RODRIGUES, F.; ANDRADE DA SILVA, R.C.; et al. Socio environmental aspects of the Purus Region - Brazilian Amazon: Why relate them to the occurrence of American Tegumentary Leishmaniasis. **PLoS ONE**, v. 14, n. 2, p. e0211785, 2016.

ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD. **Leishmaniasis en las Américas**: recomendaciones para el tratamiento. Washington, D.C.: OPS, 2013.

PARDO-VALLE, N. La esputia en territorio boliviano. Tomo II. Sucre, Bolivia: **Revista del Instituto Médico de Sucre**, v. 1, p. 8-11, 1906.

PEREIRA JÚNIOR, A.M.; SOUZA, A.B.N.; CASTRO, T.S.; DA SILVA, M.; DE PAULO, P.F.; FERREIRA, G.E.; et al. Diversity, natural infection and blood meal sources of phlebotomine sandflies (Diptera, Psychodidae) in the western Brazilian Amazon. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 114, p. 1-9, 2019.

RESADORE, F.; PEREIRA JÚNIOR, A.M.; CARVALHO, L.P.C.; DOS SANTOS, A.P.A.; TELES, C.B.G.; MEDEIROS, J.F. Phlebotomine Sand Fly Composition (Diptera: Psychodidae) and Putative Vectors of American cutaneous Leishmaniasis in Porto Velho Municipality, Western Amazon, **Brazil J Med Entomol**, v. 54, n. 3, p. 798-803, 2017.

SAGARNAGA, E. Mis Notas de Viaje. **Recuerdos de la Campaña de Acre de 1903**. La Paz, Bolivia: Talleres gráficos la prensa de J.L. Calderón, 1909.

SANTOS DA SILVA, N.; DANTAS, V. Epidemiologia da leishmaniose tegumentar americana no Estado do Acre, Amazônia brasileira. **Cad. Saúde Pública**, v. 25, n. 6, p. 1325-1336, 2009.

SHAW, J.J.; DE FARIA, D.L.; BASANO, S.A.; CORBET, C.E.; RODRIGUEZ, C.J.; ISHIKAWA, E.A.; et al. The aetiological agents of American cutaneous leishmaniasis in the municipality of Monte Negro, Rondônia state, western Amazonia, Brazil. **Ann Trop Med Parasitol**, v. 101, n. 8, p. 681-688, 2007.

SHIMABUKURO, P.H.F.; DE ANDRADE, A.J.; GALATI, E.A.B. Checklist of American sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) genera, species and their distribution. **ZooKeys**, v. 660, p. 67-106, 2017.

SILVA-NUNES, M.; CAVASINI, C.E.; DA SILVA, N.S.; BIANCHI-GALATI, E.A. Epidemiologia da leishmaniose tegumentar e descrição das populações de flebotomíneos no município de Acrelândia, Acre, **Rev bras epidemiol**, v. 11, n. 2, p. 241-251, 2008.

SOARES, L.H.; DA SILVA, M.; VILLALOBOS, J.M.; ARANHA, L.M.; SHOZO, L.S.; FERNANDES, C.J.; et al. Species structure of sandfly (Diptera: Psychodidae) fauna in the Brazilian western Amazon. Rio de Janeiro: **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 104, n. 7, p. 955-959, 2009.

SORUCO, R.C. **Co-infección de Leishmaniasis Tegumentaria Americana y helmintos en comunidades rurales de la Amazonía, Pando-Bolivia 2013-2014**. (Tesis) Magister en Medicina Tropical y Salud Internacional - Universidad Mayor de San Andrés, Universidad de Barcelona, Vice rectorado, centro psicopedagógico y de investigación en educación superior. Bolivia, 2014.

TELES, C.B.; MEDEIROS, J.; DOS SANTOS, A.P.; DE FREITAS, L.A.; KATSURAGAWA, T.H.; CANTANHÊ, DE L.M.; et al. Molecular characterization of American cutaneous leishmaniasis in the tri-border area of Assis Brasil, Acre State, Brazil. **Rev Inst Med Trop**, v. 57, n. 4, p. 343-347, 2015.

TELES, C.B.; SANTOS, A.P.; FREITAS, R.A.; OLIVEIRA, A.F.; OGAWA, G.M.; RODRIGUES, M.S.; et al. Phlebotomine sandfly (Diptera: Psychodidae) diversity and their Leishmania DNA in a hot spot of American cutaneous leishmaniasis human cases along the Brazilian border with Peru and Bolivia. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 111, n. 7, p. 423-432, 2016.

TOJAL DA SILVA, A.C.; CUPOLILLO, E.; VOLPINI, A.C.; ALMEIDA, R.; SIERRA, G.A. Species diversity causing human cutaneous leishmaniasis in Rio Branco, state of Acre, Brazil. **Trop Med Int Health**, v. 11, n. 9, p. 1388-1398, 2006.

TORRES, J.M.; LE PONT, F.; MOUCHET, J.; DESJEUX, P.; RICHARD, A. Épidémiologie de la leishmaniose tégumentaire en Bolivie. 1 Description des zones d'étude et fréquence de la maladie. **Ann Soc Belge Med Trop**, v. 69, p. 297-306, 1989.

TORREZ, J.M.; PRATLONG, F.; LE PONT, F.; MOUCHET, J.; DESJEUX, P.; RIOUX, J.A. Leishmaniasis in Bolivia. V. Human strains of *Leishmania (V.) braziliensis* from the Department of Pando. Brazil: **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 84, p. e583, 1989.

VALDIVIA, H.O.; DE LOS SANTOS, M.B.; FERNÁNDEZ, R.; BALDEVIANO, G.C.; ZORRILLA, V.O.; VERA, H.; et al. Natural Leishmania infection of *Lutzomyia auraensis* in Madre de Dios, Peru, detected by a fluorescence resonance energy transfer-based real-time polymerase chain reaction. **Am J Trop Med Hyg**, v. 87, n. 3, p. 511-517, 2012.

ZORRILLA, V.; DE LOS SANTOS, M.B.; ESPADA, L.; SANTOS, R.D.P.; FERNANDEZ, R.; URQUIA, A.; et. al. Distribution and identification of sand flies naturally infected with *Leishmania* from the Southeastern Peruvian Amazon. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 11, n. 11, p. 1-14, 2017.

## LEISHMANIOSE TEGUMENTAR AMERICANA: UMA ABORDAGEM SOBRE O GÊNERO

**Amabily Janoca de Oliveira<sup>1</sup>, Augusto de Campos Mello<sup>1</sup>, Jefté Teixeira da Silva<sup>1</sup> e  
Cristiane de Oliveira Cardoso<sup>2</sup>**

1. Universidade Federal do Acre (UFAC), Rio Branco, Acre, Brasil;

2. Universidade Federal de Catalão (UFCat), Unidade Especial de Biotecnologia, Catalão, Goiás, Brasil.

### RESUMO

A Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA) é uma enfermidade amplamente distribuída nas Américas, cuja epidemiologia está diretamente relacionada à fatores ambientais e comportamentais que perpetuam tanto no ambiente silvestre como urbano. Na região Amazônica Ocidental a LTA é descrita como sendo uma zoonose de mamíferos silvestres, sendo o homem infectado ao entrar em contato com as áreas de floresta. O estudo realizado no município de Xapuri, estado do Acre, Brasil analisou 149 indivíduos; houve predomínio de jovens com leishmaniose e diferente de alguns estudos, os indivíduos do gênero feminino foram mais acometidos. Há uma necessidade de mais estudos para que se possa compreender a dinâmica de transmissão, bem como o porquê as mulheres têm sido mais acometidas.

**Palavras-chave:** Leishmaniose Tegumentar, Amazônia Ocidental e Epidemiologia.

### ABSTRACT

American Tegumentary Leishmaniasis (ATL) is a disease widely distributed in the Americas, whose epidemiology is directly related to environmental and behavioral factors that perpetuate both in the wild and urban. In the Western Amazon region, ATL is described as a zoonosis of wild mammals, with humans being infected when they come into contact with forest areas. The study was carried out in the city of Xapuri, state of Acre, with 149 individuals; there was a predominance of young people with leishmaniasis and, unlike some studies, female individuals were more affected. There is a need for more studies to understand the transmission dynamics and why women have been more affected.

**Keywords:** Tegumentary Leishmaniasis, Western Amazon and Epidemiology.

## 1. INTRODUÇÃO

Diante das diversidades que vivemos relacionadas à saúde é crucial pensar nos impactos ocasionados pelas doenças tropicais negligenciadas (DNT) na vida das pessoas,

principalmente aquelas que se encontram em situações de vulnerabilidade sejam homens, mulheres ou até mesmo crianças. A este respeito a autora Cerqueira (2020) descreve que, são várias as esferas que tem buscado desenvolver uma análise com lentes de gênero, e a cada dia passa a surgir a necessidade de mais estudos nesta área.

Neste contexto, encontra-se a teoria social do gênero que o define como sendo algo dinâmico, relacional, dependente de fatores históricos, culturais, sociais e socioeconômicos (BRITO et al., 2021). Nessa perspectiva, percebe-se que as políticas em saúde caminham no sentido de uma atenção integrada e a medicina passa a ser reconhecida por reconhecer o potencial da desigualdade de gênero e como a mesma pode determinar diferenças no processo de saúde, adoecimento e sofrimento (RIBEIRO et al., 2019).

A este respeito a literatura descreve que os países tropicais em desenvolvimento experimentam diversos desafios, dentre eles a ocorrência de infecções e doenças endêmicas, ausentes ou raras as quais são categorizadas pela Organização Mundial de Saúde (OMS) DTN (MACHADO et al., 2009). A denominação DNT é atribuída em função do perfil epidemiológico em países endêmicos (WHO, 2015). Este grupo de doenças afeta principalmente, mas não exclusivamente, populações pobres de regiões vulneráveis e miseráveis (DIAS et al., 2013). A lista das DTN varia de acordo com a instituição ou governo responsável pela elaboração. Até 2005, as lista das OMS, da *PLOS Neglected Tropical Diseases* e do Ministério da Saúde (MS) do Brasil destacavam como DNT seis doenças: dengue, doença de Chagas, leishmanioses, hanseníase, malária e tuberculose. Em 2008, foi adicionada à lista a esquistossomose (MOREL et al., 2009). Já em 2017, o Relatório Saúde Brasil considerou a doença de Chagas, esquistossomose mansoni, hanseníase, filariose linfática, leishmaniose tegumentar, leishmaniose visceral, oncocercose, raiva humana e, tracoma na lista brasileira de DTN's (ZICKER, 2019).

No Brasil, as DTN são consideradas como emergentes ou reemergentes (dengue, e leishmaniose), endêmicas sob controle (doença de Chagas (DC), filariose linfática, oncocercose e raiva), em processo de eliminação (esquistossomose), ou com perfil epidemiológico de relativa estabilidade (hanseníase, tracoma, cisticercose e geohelmintíases (GADELHA; CARVALHO; PEREIRA, 2012).

Uma análise utilizando dados extraídos do relatório *Global Burden Of Diseases* (2016) indicou que no Brasil no período entre 1990-2016, a estimativa para todas as DTN's reduziu em 45,7%, mesmo apresentando padrões distintos quanto a causa e região (MARINHO et al., 2018). Por outro lado, dengue, leishmaniose visceral e parasitoses, aumentaram expressivamente nas regiões Norte e Nordeste (MARTINS-MELO et al., 2018).



A malária é um grave problema de saúde pública no mundo e está presente em 91 países, sendo que a região africana foi responsável por (90%) dos casos globais, seguida pela região sudeste asiático (7%) e pela região do mediterrâneo oriental (2%) (WHO, 2015). No Brasil, a grande totalidade dos casos ocorre na região Amazônica e Nordeste (MENDIS et al., 2020). Estudo epidemiológico realizado por Gonçalves et al. (2020) verificou que, de 490 notificações de malária, sendo 377 casos do gênero feminino, demonstrando que apesar dos esforços do MS ainda se encontram casos notificados sem o total controle da cadeia de transmissão da doença.

Em concordância com as descrições anteriores, Maciel et al. (2011) identificaram em seu estudo que o alto índice de contaminação feminina por malária está relacionado à baixa renda, o que faz com que essa população resida em áreas alagadas com o mínimo de saneamento básico; à continua migração para áreas de transmissão de malária; as condições precárias das residências pois muitas vezes não possuem banheiros e dormitórios adequados; e à localização próxima aos ambientes naturais dos vetores responsáveis pela transmissão.

Já a dengue é uma doença endêmica em diversas regiões tropicais e subtropicais do mundo, colocando mais de 50% da população global em risco de infecções anuais e elevando o número de surtos de dengue (BRADY et al., 2012). No Brasil, no período de 2013 a 2015 a transmissão criptográfica atingiu o ponto de ser detectado por sistemas de vigilância, mesmo período em que houve o declínio do número de casos de Zika (FARIA et al., 2017). Em 2019 houve um aumento do número de casos em todo o mundo, com grandes surtos também relatados na Ásia (por exemplo, Paquistão e Bangladesh) e na África (por exemplo, Benin, Costa do Marfim, Senegal e Tanzânia) (MESSINA et al., 2016). Já no Brasil foi registrado um recorde do número de casos notificados 2,1 milhões de casos confirmados, com incidência de 321 casos por 100.000 habitantes (PEREZ et al., 2019). Estudo realizado por Silva e Menezes (2020) que buscou descrever a prevalência da dengue em uma Unidade Básica de Saúde (UBS) demonstrou que, no período de 2013 a 2019, de um total de 2795 pessoas analisadas, a prevalência de dengue foi 17,7 para cada 100 pessoas, atingindo mais o gênero feminino (63%).

Desde a introdução do vírus da dengue no Brasil, mulheres adultas jovens tem sido as mais atingidas pela doença, tal fato é justificado por se tratar: de uma doença infecciosa, estando a população com predomínio em áreas endêmicas, bem como por fatores de risco associados às características do hospedeiro (como a idade, os *status* imune e nutricional, a predisposição genética, a presença de infecções secundárias e doenças crônicas) (MOTA et

al., 2012). Outro motivo que torna as mulheres suscetíveis à dengue é o fato delas permanecerem mais tempo dentro de casa, uma vez que, o mosquito *Aedes aegypti* (LINNAEUS, 1972) (Diptera, Culicidae) possui características domiciliar (LOVISI, 2019).

A DC é um problema de saúde global, enquadrada dentro das enfermidades negligenciadas segundo a OMS (OLIVEIRA et al., 2021). Estima-se que no mundo cerca de 6 a 7 milhões de pessoas estejam infectadas (WHO, 2015). Já no Brasil, dados divulgados pelo MS demonstra que o cenário epidemiológico dessa doença mudou consideravelmente nos últimos 10 anos, como consequência das ações de controle, das transformações ambientais, sociais e econômicas. Atualmente, estima-se que 1,0 a 2,4% dos brasileiros estejam infectados pela DC, o que corresponde a aproximadamente 1,9 a 4,6 milhões de pessoas (DIAS et al., 2016). Em um estudo epidemiológico realizado por Oliveira et al. (2021) na região Nordeste do Brasil verificou que a população com maior contaminação por DC foi formada por mulheres adultas.

Estudo conduzido por Souza et al. (2021) demonstrou que mulheres são suscetíveis à doença devido ao fato de residirem em áreas rurais; com poucas condições sanitárias e, principalmente, pelo ambiente apresenta condições ambientais adequadas para a proliferação dos vetores.

A hanseníase é uma doença que ocasiona incapacidades físicas (RIBEIRO, 2018). Dados divulgados pela OMS descrevem que em 2018 foram registrados mais de 208 mil casos no mundo (SANTOS, 2017). O Brasil é responsável por mais de 92% dos casos, ficando somente atrás somente da Índia. De acordo com o resultado obtido no estudo desenvolvido por Santos et al., (2021), dos 1633 casos novos notificados em Rondonópolis (MT) houve predominância do gênero masculino (58%).

A alta incidência de hanseníase está relacionada a falha terapêutica já que é alto o índice de recidiva e abandono de tratamento por parte dos homens, o que pode ser justificado pelo fato deles serem chefe de família e terem de trabalhar para o sustento de sua família e até mesmo poder manter o tratamento. Outro fator associado à incidência de hanseníase com relação ao gênero masculino são os baixos níveis de renda e de escolaridade, uma vez que a maioria dos usuários em tratamento irregular são considerados pobre ou indigente e, encontrarem-se em estado de abandono por familiares (SOUZA et al., 2021).

Em 2015, a tuberculose foi a principal causa de morte por doença infecciosa no mundo (TADOLINI et al., 2020). No Brasil, no mesmo período, foram notificados 4.490 óbitos por tuberculose (2,2 óbitos/100.000 habitantes) (SILVA et al., 2021). Em 2019, no Brasil foram notificados 73.864 novos casos de tuberculose (Incidência de 35,0 casos/100.000

habitantes) (CORTEZ et al., 2021). Ainda sobre o perfil epidemiológico, os autores Oliveira et al., (2019) em seu estudo abordando a região Nordeste no período de 2008 a 2018 e obtiveram como resultado a maior incidência no gênero masculino, composto por jovens entre a faixa etária 30 a 39 anos.

É possível afirmar que a incidência de tuberculose no Brasil está centralizada em regiões urbanas, com grande concentração populacional. Fatores ambientais, econômicos, sociais e, demográficos são os principais para o aumento da doença nos estados brasileiros (SOUZA et al., 2021).

A esquistossomose é uma doença endêmica associada a baixas condições sanitárias e de saúde (SANTOS et al., 2019). Apresenta grande prevalência em regiões tropicais e subtropicais do mundo, o que a classifica como sendo um grave problema socioeconômico e de saúde pública, devido as altas taxas de morbidade relacionados à doença (SILVA, 2018). A esquistossomose é a segunda parasitose mais frequente no mundo, ficando apenas atrás da malária (ANDRADE FILHO et al., 2015), e afeta cerca de 200 milhões de pessoas no mundo, dos quais cerca de seis milhões ocorrem no Brasil, em particular na região Nordeste (OLIVEIRA, 2016). Estudo epidemiológico realizado por Barreto e Lobo (2021) evidenciou que no período de 2010 a 2017 foram notificados 10.431 casos, dos quais 54% eram do gênero masculino.

Por último e de muita importância para a região Norte, principalmente para o Acre está a Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA). Essa zoonose tem distribuição mundial e está relacionada a alterações que ocorrem na natureza e/ou, demográficas e representa um problema de saúde pública (COLAÇA, 2019). Somente em 1934, um patologista do Serviço de Febre Amarela encontrou o primeiro caso da leishmaniose no Brasil. Documentos históricos oficiais concernentes à LTA ganharam mais vigor institucional nos anos 1930 (BENCHIMOL et al., 2019).

Neste contexto, a literatura descreve a LTA como sendo uma enfermidade cosmopolita, amplamente distribuída nas Américas, cuja epidemiologia está diretamente relacionada à fatores ambientais e comportamentais que perpetuam sua manutenção tanto no ambiente silvestre como urbano (RIBEIRO et al., 2018). Constitui-se em parasitoses de grande importância em saúde pública, as mesmas são causadas por diferentes espécies de protozoários de ordem Kinetoplastida, pertencente à família Trypanosomatidae, do gênero *Leishmania* (ROSS, 1903), a qual pode acometer o ser humano apresentando diferentes formas clínicas: visceral, cutânea e mucocutânea. No Brasil foram identificadas mais de sete espécies, sendo seis do subgênero *Viannia* e uma do subgênero *Leishmania*. As três

principais espécies são a *L. amazonensis*; *L. (V) guyanensi*; *L. (V.) braziliensis* (BRASIL, 2019; MESA et al., 2020).

De acordo com dados divulgados pela OMS, a LTA está presente em mais de 88 países distribuídos pelos quatro continentes, a saber, Ásia, África, Europa e América, e estima-se que, aproximadamente, 350 milhões de pessoas vivam em áreas de risco, das quais, aproximadamente, 1,2 milhão de casos são registrados a cada ano para as formas cutâneas e cerca de 500.00 casos para a forma visceral (WHO, 2014).

A LTA ocorre principalmente em países em desenvolvimento, onde há uma relação entre fatores como ausência ou inadequação do saneamento básico, crescimento desordenado urbano e o desflorestamento, com a incidência dessas doenças (PEREIRA; ALVES-SOUZA; VALE, 2015). Dentre as regiões endêmicas com o maior número de casos destacam-se o Norte, Nordeste e Centro Oeste brasileiro (COLAÇA, 2019). A partir dos anos 80 houve um aumento do número de casos de LTA em todo o Brasil, com uma variação de 3.000 em 1980 a 35.748 em 1995. De 1995 a 2014 foram registrados em média 25.763 casos novos anuais (ANDRADE et al., 2015). As regiões Norte e Nordeste apresentam índices mais elevados da doença em relação às outras regiões.

Segundo Pelissari et al., (2011), foram notificados, durante o ano de 2009 23.399 novos casos de LTA no Brasil, sendo 94,1% casos novos e 4,6% recidivas. Com relação às manifestações clínicas, 93,7% dos casos apresentaram forma clínica cutânea e 6,2%, manifestação clínica mucosa. Do total de pacientes, em 2009, apenas 73,5% (17.203) evoluíram para cura, 16 pacientes foram a óbito devido a LTA, e 122 foram a óbito por outras causas, destacando que 21,2% não possuía informação sobre a evolução do caso.

Dados epidemiológicos evidenciam que nos últimos vinte anos, a LTA tem apresentado grande crescimento em todas as regiões do Brasil, tanto no número de casos como em disposição geográfica, observando-se surtos epidêmicos, na maioria das vezes relacionados ao processo predatório de ocupação das matas. Dentre as regiões brasileiras o Norte e o Centro-Oeste concentram o maior número de casos seguido das regiões Sudeste e Nordeste. No Sul, o estado do Paraná, concentra, até o momento, o maior número de casos registrados (LIMA JR, 2017).

Pereira et al. (2010) relatam que a Amazônia é conhecida mundialmente pela sua biodiversidade, devido a sua variedade de biomas, sua grande extensão que faz fronteira com nove países, com uma área total de 6,4 milhões de km<sup>2</sup>, sendo o Brasil detentor de 63% dessa área, a qual é uma das regiões que apresenta maior incidência de contaminação por LTA. Esta doença persiste endemicamente em áreas florestais. Além disso, costumes como

caça e agricultura colocam homens de meia-idade em maior risco de transmissão em assentamentos instáveis não endêmicos (DUTARI e LOAIZA, 2015). A região Amazônica é considerada endêmica para LTA devido aos níveis diferenciados de desmatamento e degradação ambiental, os quais ocorrem ao longo das últimas décadas em toda a extensão do chamado “arco do desmatamento”, que corresponde aos estados do Pará, Tocantins, Mato Grosso, Rondônia e Acre que hoje são marcados pela grande extensão da fronteira agrícola (OLIVEIRA et al., 2020). Tanto na região Norte como em todos os estados que fazem parte da chamada Amazônia legal o desmatamento é um grande fator de risco (VEIGA et al., 2019).

Este trabalho objetivou descrever os aspectos epidemiológicos da LTA em Xapuri, Acre uma área endêmica na Amazônia Ocidental, no ano de 2018 sob um olhar do gênero acometido por essa parasitose.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

### 2.1. ÁREA DE ESTUDO

A área de estudo foi o município de Xapuri, localizado no estado do Acre. O município está localizado a 188 km da capital Rio Branco. Está situada ao sul com Epitaciolândia, a leste com Capixaba, ao norte com o município de Rio Branco, a sudoeste com o município de Brasiléia e a oeste com Sena Madureira (ACRE, 2016). O município de Xapuri é conhecido mundialmente devido as lutas do seringalistas ocorridas em 1980, as quais tiveram como líder o seringalista Chico Mendes, que nos dias atuais nomeia a Reserva Extrativista Chico Mendes (ACRE, 2016). O município é dividido em distritos com nomes de seringais e assentamentos feitos recentemente, na zona rural/ramais.

### 2.2. TIPO DE ESTUDO

Trata-se de um estudo observacional descritivo.

### 2.3. COLETA DE DADOS

A coleta de dados foi realizada a partir de uma entrevista na abordagem do paciente, através da aplicação de um questionário contendo informações pessoais e clínicas do mesmo.

### 2.4. AMOSTRA

A amostra de estudo foi composta por uma amostra do tipo probalística aleatória simples que envolve a população residente no município de Xapuri – Acre, portadores de LTA durante o ano de 2018, com idade maior de 18 anos.

### 2.5. CRITÉRIOS DE INCLUSÃO

Os critérios de inclusão utilizados foram: indivíduos maiores de 18 anos, de ambos os gêneros, domiciliados no município de Xapuri diagnosticados com LTA até o ano de 2018, que assinado termo de consentimento livre e esclarecido, autorizando a sua participação na pesquisa.

Os diagnósticos positivos de LTA foram as variáveis primárias deste estudo, pois os pacientes em tratamento foram entrevistados aleatoriamente, e foram coletadas informações segundo as variáveis descritas abaixo:

- Gênero: categorizado em feminino e masculino;
- Faixa etária: a partir dos 18 anos;
- Apresentar lesões ativas e/ou cicatrizes de LTA.

### 2.6. CRITÉRIOS DE EXCLUSÃO

Os critérios de exclusão do estudo foram:

- Indivíduos cujo diagnóstico apresentavam dúvidas ou mesmo eram negativos para LTA
- Menores de 18 anos;

- Indígenas;
- Que não preencheram adequadamente os questionários.

## 2.7. PROCEDIMENTOS DE ANÁLISE DOS DADOS

Os dados coletados foram organizados e analisados através do pacote Office Excel da Microsoft Office.

Este estudo possui aprovação pelo comitê de ética em pesquisa CAAE:17421213.4.0000.5010

## 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados foram coletados através de um questionário contendo 27 questões de múltipla escolha, com uma amostra probalística e aleatória, composta por 235 indivíduos. Dos questionários respondidos por pacientes diagnosticados com LTA e que apresentavam lesões ativas e/ou cicatrizes, 18 foram excluídos por terem sido respondidos por menores de 18 anos. Além disso, 72 entrevistados não responderam os questionamentos corretamente, fazendo com que os dados não fossem contabilizados. Deste modo 145 indivíduos foram considerados aptos para participar da pesquisa (Tabela 1).

**Tabela 1.** Distribuição dos indivíduos portadores de lesões ativas e cicatrizes em uma região endêmica de LTA (Xapuri, Acre), no ano de 2018.

Grupo Etário	Recenseados nº	Gênero	
		Feminino	Masculino
18-20	15	7	8
21-30	28	23	5
31-40	34	22	12
41-50	19	13	6
51-60	22	12	10
61-70	17	7	10
71-80	5	3	2
81-100	5	2	3
<b>Total</b>	<b>145</b>	<b>89</b>	<b>56</b>

Os resultados obtidos demonstraram que na faixa etária entre 31-40 anos houve predomínio de pacientes acometidos com LTA; seguidos pela faixa etária entre 21-30; sendo a menor faixa etária entre 71-80 e 81-100 (Tabela 1). Com base nos resultados, foi possível estabelecer uma sequência decrescente de casos de LTA/grupo etário: 31-40>21-30>51-60>41-50>61-70>18-20>71-80 e 81-100 (Tabela 1).

Resultado semelhante foi encontrado por Félix et al.; (2011) ao buscar delinear o perfil social e econômico de portadores da LTA do município de Barbalha, região serrana no sul cearense, que demonstrou predominância de pacientes com LTA na população adulta jovem que engloba pessoas com idade entre 19 - 40 anos.

O autor Melchior (2016) ao avaliar a ocorrência de malária, LTA e dengue no estado do Acre concluiu que o LTA acomete adultos jovens com idade entre 20-40 anos que residem ou trabalham em atividade na zona rural. É sabido que Xapuri é um município onde predominam as atividades ligadas a agricultura, extrativismo e pecuária, o que aumentam os riscos de exposição ao vetor e de aquisição da doença.

A tabela 1 também apresenta os resultados encontrados de acordo com o gênero. Nesta buscou-se realizar um comparativo para verificar se há a prevalência em homens ou mulheres na população estudada. A amostra constituiu-se em uma busca ativa dos pacientes que comprovadamente estavam positivos para leishmaniose. Das 145 pessoas que participaram do estudo, 56 eram pertencentes ao gênero masculino e 89 feminino (Tabela 1).

Resultados diferentes foram encontrados por Oliart-Guzmán (2013) que ao descrever o perfil epidemiológico LTA em Assis Brasil-Are entre 2003 e 2010, encontrou a maior incidência em homens adultos jovens. Já no estudo de Neves (2018), o resultado similar foi encontrado, o qual descreve que houve maior acometimento da LTA no gênero feminino. Tal fato pode ser explicado devido ao processo de domicialização do vetor, como o consequência direta da mudança no meio ambiente provocada pelo homem - desmatamento -. Logo é possível supor que ações antrópicas tem modificado o padrão da transmissão da LTA (OLIART-GUZMAN, 2013).

Da mesma forma, Cruz (2016) ao buscar descrever as características clínicas e epidemiológicas dos casos de LTA e verificar a associação entre fatores predisponentes, observou que dentre os 377 casos confirmados de LTA cerca de 169 estavam relacionados a indivíduos do gênero feminino.

No entanto, estudo sobre o perfil epidemiológico da LTA realizado por Rocha et al. (2015) demonstrou resultados divergentes se comparado a este estudo, uma vez que os



autores referem-se que o percentual de homens acometidos pela LTA é maior, por se exporem com mais frequência ao ambiente extradomiciliar devido a atividades laborais, principalmente as realizadas em locais próximos a matas, o principal habitat do inseto vetor da LTA.

Dados semelhantes foram encontrados por Murback et al., (2011) ao avaliar descritiva e analiticamente as características clínicas, epidemiológicas e laboratoriais de uma série de casos de LTA, atendidos no Hospital Universitário Maria Aparecida Pedrossian/UFMS no período de 1998 a 2008, no qual detectou que 72,3% dos casos confirmados eram formados por pacientes do gênero masculino.

#### 4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O município de Xapuri, objeto de estudo, é um dos municípios responsáveis pela maior incidência e prevalência de LTA do Acre, o que realça a necessidade de identificar melhor a epidemiologia de transmissão bem como avaliar mais detalhadamente o papel do envolvimento do gênero.

#### 5. REFERÊNCIAS

ACRE. **Governo do Estado do Acre.** Disponível em: <<http://www.ac.gov.br/wps/portal/acre/Acre/estado-acre/municipios>>, Acessado em: 12/05/21.

ANDRADE FILHO, A. S.; et al. Neuroesquistossomose, **Revista Brasileira de Neurologia e Psiquiatria**, v. 19, n. 3, p.165-209, 2015.

BENCHIMOL, J. L.; et al. Leishmaniasis: historical configuration in Brazil with an emphasis on the visceral disease, from the 1930s to the 1960s. **Bol Mus Para Emílio Goeldi Cienc Hum**, v. 14, n. 2, p. 611-626, 2019.

BRADY, O. J.; et al. Refinando os limites espaciais globais da transmissão do vírus da dengue por consenso baseado em evidências. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 6, p. e1760, 2012.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Coordenação-Geral de Desenvolvimento da Epidemiologia em Serviços. **Guia de Vigilância em Saúde**: volume único. 3ª. ed. Brasília - DF, 2019.

BRITO, A. F.; et al. À espera: o ressurgimento do vírus da dengue após a epidemia de Zika no Brasil. **Nature Communications**, v. 12, n. 1, p. 19-26, 2021.

CERQUEIRA, C. **Desigualdades de gênero em tempos de pandemia**. Communitas Think Tank – Ideias. Disponível em <<http://www.communitas.pt/ideia/desigualdades-de-genero-em-tempos-de-pandemia>>. Acesso em: 22/06/2021.

COLAÇA, B. A. Epidemiological Profile of American Tegumentary Leishmaniasis from 2013 to 2017 in the city of Altamira, southwest of Pará, Brazil. **Pará Research Medical Journal**, v. 2, n. 14, p. 1-4, 2019.

CORTEZ, A. O.; MELO, A. C.; NEVES, L. O.; RESENDE, K. A.; CAMARGOS, P. Tuberculosis in Brazil: one country, multiple realities. **J Bras Pneumol**, v. 47, n. 2, p. e20200119, 2021.

CRUZ, G. S. **Leishmaniose tegumentar americana: aspectos clínicos, epidemiológicos e influência de fatores predisponentes**. (TCC) Graduação - Curso de Enfermagem, Instituto de Ciências da Saúde, Universidade da Integração Internacional da Lusofonia Afro-brasileira, Acarape, 2016.

DIAS, J. C. P.; RAMOS JR, A. N.; GONTIJO, E. D.; LUQUETTI, A.; SHIKANAI-YASUDA, M. A.; COURA, J. R.; et al., II Consenso Brasileiro em Doença de Chagas, 2015. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 25, n. 12, p. 7-86, 2016.

DIAS, L. C. ;et al. Doenças tropicais negligenciadas: Uma nova era de desafios e oportunidades. **Química Nova**, v. 36, n. 10, p. 1552-1556, 2013.

DUTARI, L. C.; LOAIZA, J. R. American Cutaneous Leishmaniasis in Panama: a historical review of entomological studies on anthropophilic Lutzomyia sand fly species. **BioMed Central**, v. 7, n. 218, p. 1-10, 2015.

FARIA, N. R.; et al. Estabelecimento e transmissão criptográfica do vírus Zika no Brasil e nas Américas. **Natureza**, v. 546, n. 18, p. 406–410, 2017.

FÉLIX, G. C.; et al. Perfil epidemiológico de pacientes com leishmaniose tegumentar americana no município de Barbalha, CE. **Revista de Psicologia**, v. 5, n. 14, p. 29-36, 2011.

GADELHA, P.; CARVALHO, J. N.; PEREIRA, T. R. **Saúde no Brasil em 2030: diretrizes para a prospecção estratégica do sistema de saúde brasileiro**. 2012. Disponível em: <<https://portal.fiocruz.br/livro/saude-no-brasil-em-2030-diretrizes-para-prospeccao-estrategica-do-sistema-de-saude-brasileiro>>. Acesso em: 20/06/2021.

GONÇALVES, C. W. B.; et al. Analysis of the Epidemiological Aspects of Malaria in Northeastern Brazil. **Revista Amazônia Science & Health**, v. 8, n. 2, p. 42-50, 2020.

LIMA, J. R. **Estudo prospectivo de pacientes com leishmaniose tegumentar Americana em Manaus (AM): fatores imunológicos envolvidos no curso terapêutico com antimonial pentavalente**. (Dissertação) Mestrado em Biologia Parasitária – Fundação Oswaldo Cruz, Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, RJ, 2017.

LOVISI, P. **Pesquisa aponta que mulheres são mais afetadas pelo vírus da dengue**. 2019. Disponível em <[https://www.em.com.br/app/noticia/gerais/2019/05/31/interna\\_gerais,1058348/pesquisa-aponta-que-mulheres-sao-mais-afetadas-pelo-virus-da-dengue.shtml](https://www.em.com.br/app/noticia/gerais/2019/05/31/interna_gerais,1058348/pesquisa-aponta-que-mulheres-sao-mais-afetadas-pelo-virus-da-dengue.shtml)> Acesso em: 24/06/2021.

MACHADO, C. M.; et al. Epidemiology of neglected tropical diseases in transplant recipients: review of the literature and experience of a Brazilian HSCT center. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 51, n. 6, p. 250-262, 2009.

MACIEL, F. O.; et al. Fatores de riscos associados à transmissão de malária humana, em áreas de ressacas, nos bairros Novo Horizonte e Zerão, Macapá, Amapá, Brasil. **Biota Amazônia**, v. 1, n. 1, p. 49-57, 2011.

MARINHO, F.; et al. Burden of disease in Brazil, 1990-2016: a systematic subnational analysis for the Global Burden of Disease Study 2016. **Lancet**, v. 392, n. 10149, p. 760–775, 2018.

MARTINS-MELO, F. R.; et al. The burden of Neglected Tropical Diseases in Brazil, 1990-2016: A subnational analysis from the Global Burden of Disease Study 2016. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 12, n. 6, p. e0006559, 2018.

MELCHIOR, L. A. K. **Análise temporal, espacial e espaço temporal da ocorrência da dengue, leishmaniose tegumentar americana e malária no estado do Acre.** (Tese) Doutorado em Ciências – Faculdade de Saúde Pública da USP, São Paulo, 2016.

MENDIS, K.; et al. The Neglected burden of Plasmodium vivax malaria. **American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 64, n. 1, p. 97-106, 2001.

MESA, L. E.; et al. Test accuracy of polymerase chain reaction methods against conventional diagnostic techniques for Cutaneous Leishmaniasis (CL) in patients with clinical or epidemiological suspicion of CL: Systematic review and meta-analysis. **PLoS Negl Trop Dis**, v.14, n. 1, p. e0007981, 2020.

MESSINA, J.P.; et al. Mapeamento da adequação ambiental global para o vírus Zika. **Elife**, v. 5, p. e15272, 2016.

MOREL, C. M.; et al. Co-authorship network analysis: A powerful tool for strategic planning of research, development and capacity building programs on neglected diseases. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 3, n. 8, p. e501, 2009.

MOTA, A. K. M.; et al. Maternal mortality and impact of dengue in Southeast Brazil: an ecological study, 2001-2005. **Cad Saúde Pública**, v. 28, n. 6, p. 1057-1066, 2012.

MURBACK, N. D. N.; et al. Leishmaniose tegumentar americana: estudo clínico, epidemiológico e laboratorial realizado no Hospital Universitário de Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil. **Anais Brasileiros de Dermatologias**, v. 86, n. 1, p. 55-63, 2011.

NEVES, R. K. A. **Percepção sobre a leishmaniose tegumentar americana e o uso de tratamentos alternativos em uma área endêmica na amazônia ocidental.** (Dissertação) Programa de Pós-Graduação em Ciências da Saúde na Amazônia Ocidental - Universidade Federal do Acre - UFAC, 2018

OLIART-GUZMÁN, H.; et al. Características epidemiológicas da leishmaniose tegumentar americana na fronteira amazônica: Estudo retrospectivo em Assis Brasil, Acre. **Revista Patologia Tropical**, v. 42, n. 2, p. 187-200, 2013.

OLIVEIRA, A. V. S.; et al. Epidemiological profile of tuberculosis in the northeast of Brazil: temporary series from 2008 to 2018. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 2, p. e108922129, 2020.

OLIVEIRA, G. G. **Investigação epidemiológica e geoespacial da Esquistossomose mansônica em área ocupada por trabalhadores rurais sem terra,** (Tese) Doutorado em Ciências da Saúde - Universidade Federal de Sergipe. Aracaju, 2016.

OLIVEIRA, R. A. C.; et al. American tegumentary leishmaniasis and its socio-environmental risk factors in the municipality of Tucuruí, Pará, Brazil: spatial and epidemiological analysis. **Revista Brasileira de Geografia Médica e da Saúde**, v. 16, n. 5, p. 386-396, 2020.

OLIVEIRA, S. F.; et al. Epidemiology of Acute Chagas Disease in Northeast Brazil. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 6, p. e10310615190, 2021.

OMS. Organização Mundial da Saúde. **Sexagésima sexta Assembleia Mundial da Saúde**: item 16.2 da agenda: doenças tropicais negligenciadas. Genebra: OMS; 2013.

PELLISSARI, D. M.; et al. Tratamento da Leishmaniose Visceral e Leishmaniose Tegumentar Americana no Brasil. **Epidemiologia Serviço Saúde**, Brasília, v. 20, n. 1, p. 107-110, 2011.

PEREIRA, M. D.; LOPES, J. D.; NEVES, M. G. C. Leishmaniose Visceral em Criança: um relato de caso sobre a recidiva da doença. **Comunicação em Ciências da Saúde**, v. 26, n. 3/4, p. 145-150, 2015.

PEREIRA, R. A.; ALVES-SOUZA, R. A.; VALE, J. S. O Processo de Transição Epidemiológica no Brasil: Uma Revisão de Literatura. **Revista Científica da Faculdade de Educação e Meio Ambiente**, n. 1, p. 99-108, 2015

PEREZ, F.; et al. O declínio da dengue nas Américas em 2017: discussão de múltiplas hipóteses. **Trop Med Int Saúde**, v. 24, n. 32, p. 442-453, 2019.

PIRES, M.; et al. The impact of leishmaniasis on mental health and psychosocial well-being: A systematic review. **Plos One**, v. 14, n. 10, p. e0223313, 2019.

RABELO, M. M. S.; et al. Leishmaniose Tegumentar Americana. **Anais da Mostra Científica da FARMÁCIA**, v. 4, n. 2, p. 97-108, 2017.

REVEIZ, L.; et al. Interventions for American cutaneous and mucocutaneous leishmaniasis: a systematic review update. **National Library of Medicine**, v. 29, n. 8, p. e61843, 2013.

RIBEIRO, D. H.; et al. Risk factors, control and prophylaxis of american cutaneous leishmaniasis in the municipality of Nobres – Mato Grosso. **Braz J Hea Rev**, v. 1, n. 1, p. 81-95, 2018.

RIBEIRO, M. D. A.; SILVA, J. C. A.; OLIVEIRA, S. B. Estudo epidemiológico da hanseníase no Brasil: reflexão sobre as metas de eliminação. **Rev Panam Salud Publica**, v. 42, n. 42, p. 1-10, 2018.

ROCHA, T. J. M.; et al. Aspectos epidemiológicos dos casos humanos confirmados de Leishmaniose Tegumentar Americana no Estado de Alagoas, Brasil. **Rev Pan-Amaz de Saúde**, v.6, n. 4, p. 49-54, 2015.

RODRIGUES, F. R.; et al. Analyzing the epidemiologic profile of visceral leishmaniasis cases in the state of Piauí from 2009 to 2018. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 11, p. e489119170, 2020

SANTOS, C. M. A.; et al. Comparativo e perfil dos infectados em esquistossomose no estado de Alagoas entre 2016 e 2017, **Pubvet**, v. 13, n. 8, p. 1-8, 2019.

SANTOS, D. A. S.; SPESSATTO, L. B.; MELO, L. S.; OLINDA, R. A.; LISBOA, H. C. F.; SILVA, M. S. Prevalência de casos de Hanseníase. **Rev Enferm UFPE online**, v. 11, n. supl. 10, p. 4045-4055, 2017;

- SANTOS, D. A. S.; et al. Fatores associados às incapacidades físicas de hanseníase: um estudo transversal. **Revista o Munda da Saúde**, v. 45, n. 8, p. 89-98, 2021.
- SILVA, J. E.; MENEZES, P. L. A dengue em uma unidade básica de saúde: estudo retrospectivo. In: Congresso Internacional de Produção Científica em Enfermagem. **ENFservic**, v. 1, n. 1, p. e39, 2020.
- SILVA, W. **Recurso Didático sobre a Esquistossomose Mansoní na Perspectiva da Paleoparasitologia**. (TCC) Graduação Licenciatura em Ciências Biológicas – Universidade Federal de Pernambuco, CAV. Vitória de Santo Antão, 2018.
- SOUZA, C. B.; et al. Óbitos por moléstias parasitárias negligenciadas no Brasil: doença de Chagas, esquistossomose, leishmaniose e dengue. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 1, p. 7718-7733, 2021.
- SOUZA, E. A.; et al. Programmatic vulnerability in leprosy control: gender-related patterns in Bahia State, Brazil. **Cad. Saúde Pública**, v. 34, n. 1, p. e00196216, 2018.
- TADOLINI, M.; CODECASA, L. R.; GARCÍA-GARCÍA, J. M.; BLANC, F. X.; BORISOV, S.; ALFFENAAR, J. W.; et al. Active tuberculosis, sequelae and COVID-19 coinfection: first cohort of 49 cases. **Eur Respir J**, v. 56, n. 1, p. 2001398, 2020.
- VEIGA, R.; et al. Modelagem Geoespacial e Temporal da Hanseníase entre 2001 e 2011 no Município de Bayeux, Paraíba. **Revista Brasileira de Geografia Médica e da Saúde**, v. 8, n. 1, p. 89–103, 2019.
- WHO. World Health Organization. **World Malaria Report 2016**. Geneva, 2015.
- WHO. World Health Organization. **Leishmaniasis: fact sheet**. Disponível em: <<http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs375/en/>> Acesso em: 07/08/2019.
- ZICKER, Fabio. **Doenças tropicais negligenciadas: Uma agenda inacabada**. – Rio de Janeiro: Fundação Oswaldo Cruz, 2019.

## LEISHMANIOSE TEGUMENTAR NO BRASIL: IDENTIFICAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DE *Leishmania (Leishmania) major*-like

Larissa Procópio Carvalho<sup>1</sup>, Soraia de Oliveira Silva<sup>1</sup>, Ramon Vieira Nunes<sup>1</sup> e Maria Norma Melo<sup>1</sup>

1. Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG), Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Parasitologia, Laboratório de Biologia de *Leishmania*, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.

### RESUMO

As leishmanioses compreendem um complexo de doenças infecto-parasitárias causadas por várias espécies do gênero *Leishmania* Ross, 1903 que colocam em risco cerca de 350 milhões de pessoas em mais de 98 países em regiões tropicais, subtropicais e temperadas do globo. A identificação e caracterização destes parasitos são de fundamental relevância para estudos eco-epidemiológicos, diagnóstico, tratamento, determinação de medidas profiláticas e de controle da doença. No Brasil, a Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA) tem se apresentado em franca expansão geográfica, determinada entre outros fatores, pelo acelerado processo de urbanização. Oito espécies de *Leishmania* já foram caracterizadas como causadoras da LTA no Brasil. Entre essas, uma espécie semelhante à *Leishmania major* do Velho Mundo, denominada *Leishmania major*-like. Embora essa espécie ainda não esteja completamente caracterizada, esta *Leishmania* tem sido comumente relatada em vários estudos de investigação epidemiológica realizados no Novo Mundo, incluindo o Brasil. **Palavras-chave:** Leishmaniose Tegumentar Americana, *Leishmania (Leishmania) major*, *Leishmania major*-like e Controle das leishmanioses.

### ABSTRACT

Leishmaniasis is a spectrum of diseases (cutaneous, mucocutaneous and visceral) caused by many species of the genus *Leishmania* Ross, 1903. Currently leishmaniasis is endemic 98 countries, with an estimated total of 350 million people are risk. The identification and classification of those parasites are essential for ecoepidemiological studies, treatment, and determination of prophylactic measures as well as the control of the disease. In Brazil, American Tegumentary Leishmaniasis (ATL) has been systematically spread throughout its territory due to the accelerate process of urbanization among other factors. Eight *Leishmania* species had already been identified as causing ATL in the country. Among these, there is a species which is like to *Leishmania major* of the Old World named *Leishmania major*-like. Although this leishmaniasis has not been completely characterized it has been frequently mentioned in many epidemiological studies carried out in the New World including Brazil.

**Keywords:** American Tegumentary Leishmaniasis, *Leishmania (Leishmania) major*, *Leishmania major*-like and Leishmaniasis control.

## 1. INTRODUÇÃO

### 1.1. LEISHMANIOSES: UM COMPLEXO DE DOENÇAS

As doenças causadas por parasitos representam um grave problema de saúde pública nos países em desenvolvimento e países pobres do mundo. Dentre os inúmeros parasitos de importância médica, destaca-se o protozoário *Leishmania* Ross, 1903, que é agente de um amplo espectro de doenças, coletivamente referidas como leishmanioses (WHO, 2021).

As leishmanioses constituem um grupo de doenças causadas por parasitos da ordem Kinetoplastida e família Trypanosomatidae, pertencentes ao gênero *Leishmania* (ROSS, 1903). São, geralmente, zoonoses que acometem milhões de pessoas em todo o mundo, afetando populações de mais de 98 países. A doença é endêmica em quatro continentes, com prevalência em áreas de clima temperado e tropical. A estimativa anual de incidência da doença no mundo é de, aproximadamente, 1,5 a 2 milhões de casos, com mais de 350 milhões de pessoas expostas ao risco de infecção (TORRES-GUERRERO et al., 2017).

No Novo Mundo, a leishmaniose no homem se apresenta basicamente sob duas formas clínicas: a Leishmaniose Visceral (LV) e a Leishmaniose Tegumentar Americana (LTA). A importância das leishmanioses neste continente não reside somente na sua alta incidência e ampla distribuição geográfica, mas também na possibilidade de assumir formas graves, com altas taxas de mortalidade nos casos de LV não tratados e alta morbidade nos casos de LTA que, muitas vezes, podem levar a lesões destrutivas e desfigurantes (BRASIL, 2017).

No Brasil, as leishmanioses ocorrem em quase todos os estados, com aumento da incidência de LTA e LV em todas as regiões geográficas do país. Provavelmente, devido a sua baixa taxa de mortalidade, a LTA não tem recebido tanta atenção das autoridades públicas como a LV, que apresenta taxa de mortalidade bem mais elevada, apesar de estarem incluídas entre as dez grandes endemias a serem estudadas com prioridade, pela Organização Mundial de Saúde (WHO, 2021).

Nos últimos anos, as estatísticas oficiais do país apontaram para um aumento progressivo no número de casos de leishmanioses, com surtos descritos nas regiões Nordeste, Norte, Centro-Oeste, Sudeste e Sul, configurando ampla endemicidade com nítida expansão geográfica, resultado de uma urbanização acelerada, alterações no meio ambiente, mudanças no *status* imune das populações, processos migratórios e falhas no

diagnóstico e tratamento, que constituem os principais fatores de risco responsáveis pela emergência, reemergência e aumento na distribuição geográfica da doença (HARHAY et al., 2012).

## 1.2. TAXONOMIA E CICLO DE VIDA DE *Leishmania* spp.

A taxonomia de *Leishmania* é complexa. Desde a descrição do gênero (ROSS, 1903), o número de espécies tem aumentado significativamente e novos esquemas de classificação têm sido propostos. Inicialmente, a taxonomia de *Leishmania* baseou-se em critérios clínicos, biológicos, geográficos e epidemiológicos. Lainson e Shaw (1987) propuseram a divisão do gênero *Leishmania* em dois subgêneros - *Leishmania* e *Viannia*, considerando dentre outros fatores, o local de desenvolvimento nos insetos vetores. Mais tarde, dados imunológicos, bioquímicos e moleculares foram acrescentados para identificação de diferentes isolados de *Leishmania*. Mais de 50 espécies de *Leishmania* foram identificadas em todo o mundo e pelo menos, 17 delas (Tabela 1) são patogênicas para o homem (AKHOUNDI et al., 2016; ANVERSA et al., 2018).

**Tabela 1.** Espécies de *Leishmania* que causam leishmaniose no homem.

Subgênero	Espécies	Velho/Novo Mundo	Doença clínica	Distribuição
Leishmania	<i>L. amazonensis</i> (sin. de <i>L. garnhami</i> )	NM	LCL, LCD, LMC.	América do Sul (Brasil, Bolívia e Venezuela).
	<i>L. donovani</i> (sin <i>L. archibaldi</i> )	VM	LV, LDPC	África Central, Sul da Ásia, Oriente Médio, Índia e China.
	<i>L. infantum</i> (sin. de <i>L. chagasi</i> )	VM, NM	LV, LC	Norte da África, Países do Mediterrâneo (Europa e Norte da África), Sudeste da Europa, Oriente Médio, Ásia Central, América do Norte (México), América Central e América do Sul (México, Venezuela, Brasil, Bolívia).
	<i>L. major</i>	VM	LCL	África do Norte e Central Oriente Médio, Europa Mediterrânea e Subcontinente Indiano- Ásia Central.
	<i>L. major</i> -like	NM	LCL	América do norte (México) e América do sul (Brasil, Equador Paraguai, Peru, Uruguai, Venezuela).



	<i>L. mexicana</i> (sin. <i>L. pifanoi</i> )	NM	LCL, LCD	EUA, Equador, Venezuela, Peru.
	<i>L. tropica</i> (sin. de <i>L. killicki</i> )	VM	LC, LV	África Central, África do Norte, Oriente Médio, Ásia Central e Índia.
	<i>L. venezuelensis</i>	NM	LCL	Norte da América do Sul e Venezuela.
Viannia	<i>L. braziliensis</i>	NM	LCL, LMC	Bacia Amazônica Ocidental e América do Sul (Brasil, Bolívia, Guatemala, Peru, Venezuela).
	<i>L. guyanensis</i>	NM	LCL, LMC	Norte da América do Sul, Guiana Francesa, Suriname, Brasil e Bolívia.
	<i>L. lainsoni</i>	NM	LCL	Brasil, Bolívia e Peru.
	<i>L. lindenbergi</i>	NM	LCL	Brasil
	<i>L. naiffi</i>	NM	LCL	Brasil e Guiana Francesa.
	<i>L. panamensis</i>	NM	LCL, LMC	América Central e América do Sul (Brasil, Colômbia, Panamá, Venezuela).
	<i>L. peruviana</i>	NM	LCL, LMC	Peru e Bolívia.
	<i>L. shawi</i>	NM	LCL	Brasil
Mundinia	<i>L. martiniquensis</i>	NM, VM	LCL, LV	Martinica e Tailândia.

Abreviações: Leishmaniose Cutânea Localizada (LCL), Leishmaniose Cutânea Difusa (LCD), Leishmaniose Mucocutânea (LMC), Leishmaniose Dérmica Pós-Calazar (LDPC), Leishmaniose Visceral (LV), Novo Mundo (NV) e Velho Mundo (VM). Adaptado e modificado de Akhouni et al. (2016).

Os ciclos de transmissão da leishmaniose variam de acordo com a região geográfica, envolvendo uma grande diversidade de espécies de *Leishmania*, vetores (hospedeiros invertebrados - flebotomíneos) e reservatórios (hospedeiros vertebrados) (AKHOUNDI et al., 2016).

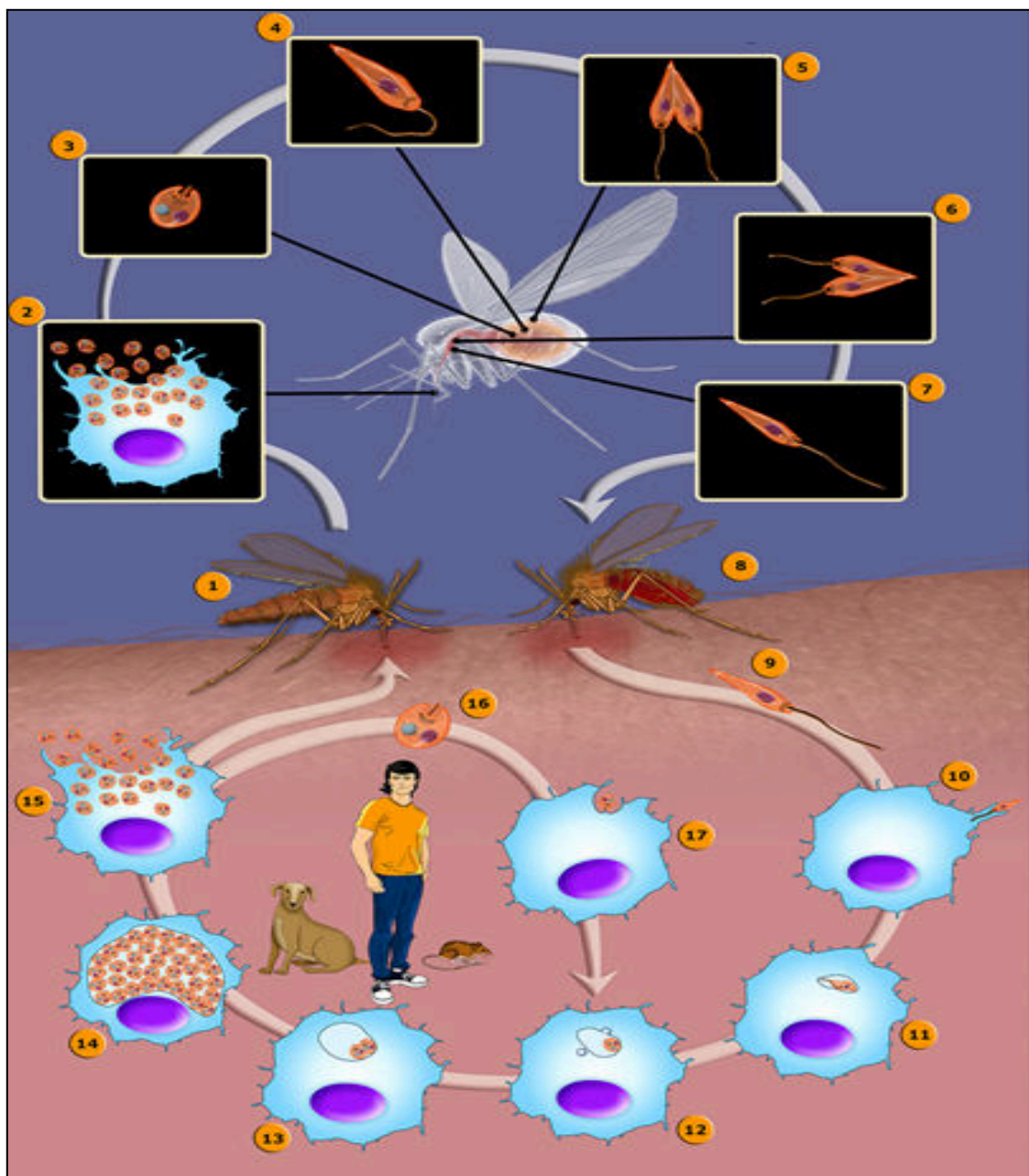
*Leishmania* tem um ciclo de vida complexo que envolve principalmente dois estágios de desenvolvimento: promastigotas, a forma proliferativa encontrada no lúmen da fêmea de flebotomíneo e amastigotas, a forma proliferativa encontrada dentro de vários tipos de células hospedeiras de mamíferos. Entre os hospedeiros mamíferos encontra-se grande variedade de espécies de roedores, edentados (tatu, tamanduá e preguiça), marsupiais (gambás), canídeos e primatas (LAINSON; SHAW, 1988). A infecção começa quando um flebotomíneo infectado com *Leishmania* pica um hospedeiro. Após a ingestão de sangue, promastigotas metacíclicas são liberadas e entram na pele do hospedeiro via regurgitação (TURCO; DESCOTEAUX, 1992). Uma simples picada libera muitas substâncias que induzem infiltração rápida de neutrófilos e recrutamento substancial dos macrófagos na pele. Os parasitos alcançam a pele do mamífero e inicialmente invadem neutrófilos, que rapidamente são recrutados para o local da picada, juntamente com macrófagos. No entanto, outros tipos de células, como células de Langerhans e fibroblastos, também podem ser infectadas

(PETERS et al., 2008). As células do sistema mononuclear desempenham funções de reconhecimento e adesão, o que é seguido por sinalização e invasão (HANDMAN; BULLEN, 2002). Acredita-se que os neutrófilos desempenhem um papel importante, agindo como um "cavalo de Tróia" (PETERS et al., 2008), enquanto os macrófagos são importantes para o estabelecimento final e aumento da infecção. O parasito se liga à superfície da célula hospedeira por meio do flagelo ou do corpo celular. Essa adesão envolve o reconhecimento de moléculas expostas na superfície do parasito, como os lipofosfoglicanos (LPGs) (TURCO; DESCOTEAUX, 1992) e a glicoproteína *gp63* (RUSSEL; WILHELM, 1986). Essas moléculas se ligam a diferentes receptores encontrados na superfície dos macrófagos, incluindo receptores de complemento (CR1 e CR3), receptores de manose (MRs) e receptores de fibronectina (FnRs) (UENO; WILSON, 2012).

O processo de internalização via fagocitose começa com a formação de pseudópodes. Assim, o parasito se liga a superfície do macrófago e é então internalizado em um vacúolo, conhecido como vacúolo parasitóforo (VP). No VP, as promastigotas metacíclicas se transformam em amastigotas; isso é seguido por fusão dos lisossomos da célula hospedeira com o VP. Algumas amastigotas se ligam à membrana do vacúolo, enquanto outros permanecem livres no vacúolo e começam a proliferar, dividindo várias vezes. Após intensa multiplicação, a membrana do macrófago se rompe, liberando assim amastigotas no tecido. Essas amastigotas podem invadir novos macrófagos ou serem ingeridas por uma fêmea de flebotomíneo durante o repasto sanguíneo (DESCOTEAUX; TURCO, 1999).

A infecção do hospedeiro invertebrado começa quando uma fêmea de flebotomíneo pica um mamífero infectado durante o repasto sanguíneo. A fêmea usa seu aparelho bucal para furar a pele, dilacerando capilares e formando uma poça hemorrágica. A partir disso, ingere sangue contendo macrófagos infectados com amastigotas. O sangue é digerido no trato digestório do inseto. As formas amastigotas ingeridas com o sangue são agrupadas e envolvidas por uma matriz (matriz peritrófica - MP). Em seguida as amastigotas, transformam-se em uma forma replicativa chamada de promastigotas procíclicas. Posteriormente, a porção anterior da MP se rompe, e os parasitos são liberados no epitélio do intestino médio do inseto. As formas promastigotas se dividem por fissão binária e se ligam a microvilosidades do epitélio do intestino médio (SECUNDINO, 2005). Esta adesão ocorre predominantemente em toda a região do flagelo e envolve a participação de LPGs presentes na superfície das promastigotas (PIMENTA et al., 1992). Quando os parasitos se desprendem do epitélio, as promastigotas migram em direção à válvula estomodeal localizada no intestino médio anterior, onde se concentram e reiniciam a divisão celular.

Estas são responsáveis pela produção e secreção de um gel, que atua como um tampão, obstruindo o intestino médio e a faringe. Durante a produção do gel, os parasitos começam a transformar-se em formas promastigotas metacíclicas infectantes (Figura 1). Este processo de diferenciação é denominado metaciclogênese. Parasitos causam danos à válvula estomodeal, interferindo em sua função e facilitando um refluxo dos parasitos da região torácica e intestino médio (TEIXEIRA et al., 2013).



**Figura 1.** Ciclo biológico de *Leishmania* no hospedeiro vertebrado e invertebrado.  
 Fonte: Teixeira et al. (2013).

### 1.3. DIAGNÓSTICO

O diagnóstico da leishmaniose envolve a associação de aspectos clínicos, epidemiológicos e laboratoriais, uma vez que a aplicação e a sensibilidade de cada método podem variar de acordo com a forma clínica, tempo de evolução da doença e com as diferentes espécies de *Leishmania* envolvidas (PISCOPO; MALLIA, 2007). As técnicas que permitem a demonstração de parasitos no microscópio óptico constituem o “padrão ouro” no diagnóstico da doença, devido à sua alta especificidade. Na leishmaniose tegumentar (LT), a investigação do parasito pode ser realizada por escarificação, biópsia, impressão e aspiração de punção, geralmente realizadas na borda da lesão. São técnicas rápidas e baratas, embora com sensibilidade limitada, principalmente em lesões crônicas. O cultivo “*in vitro*” e o inóculo de material obtido de amostras clínicas em animais de laboratório podem melhorar a positividade do resultado e a segurança do diagnóstico. No entanto, esses métodos raramente são utilizados na prática clínica, pois além da complexidade e do alto custo, o crescimento dos parasitos pode levar semanas ou meses (VON STEBUT, 2015).

A reação em cadeia da polimerase (PCR) tem mostrado resultados promissores no diagnóstico das leishmanioses. Além de apresentar alta sensibilidade, a PCR pode ser realizada a partir de diferentes amostras clínicas e dependendo do alvo escolhido, a reação pode apresentar alta sensibilidade e especificidade e possibilitar a definição da espécie. Apesar de ser amplamente utilizada para fins de pesquisa, não é frequentemente utilizada na rotina de diagnóstico, pois além do alto custo, a técnica exige padronização, infraestrutura laboratorial e rigor técnico (KEVRIC et al., 2015).

Técnicas sorológicas, como imunofluorescência indireta (IFAT), aglutinação direta (DAT) e ensaio enzimático imunossorbente (ELISA) padronizadas para a detecção de anticorpos anti-*Leishmania*, são ferramentas importantes para o diagnóstico de casos de LV. Estes são geralmente associados a uma resposta humoral proeminente. No entanto, eles não são comumente usados nos casos de LT, devido a taxas variáveis de sensibilidade, especificidade e níveis reduzidos de anticorpos (KEVRIC et al., 2015).

### 1.4. TRATAMENTO

O tratamento bem-sucedido das leishmanioses envolve vários fatores, por exemplo, (1) fatores do hospedeiro, como genética, resposta imune e apresentação clínica da doença; (2) recursos de tratamento, como qualidade do medicamento, dosagem, duração e

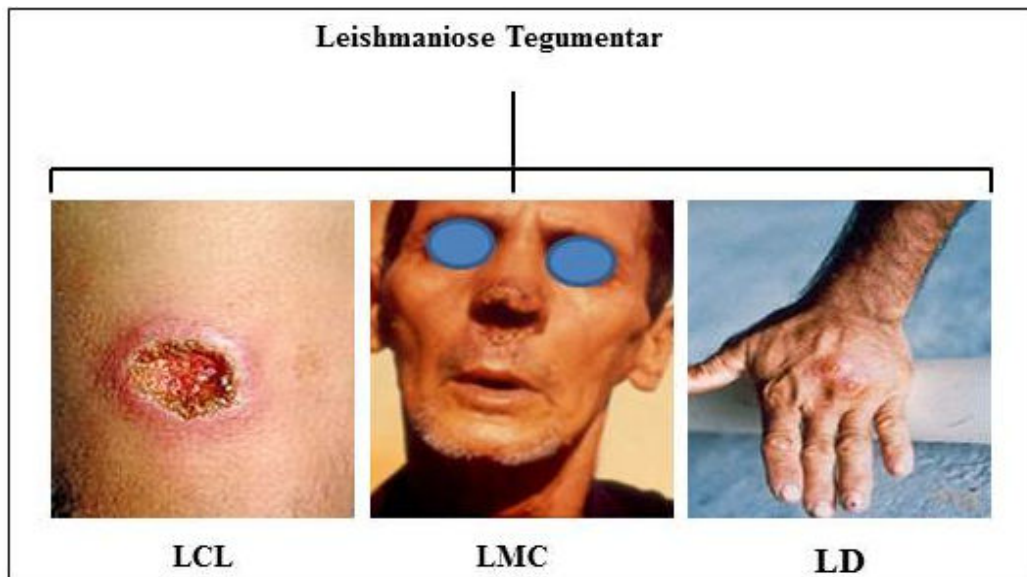
conclusão da terapia; e (3) características do parasito, como sensibilidade intrínseca da espécie e falta de resistência ao medicamento (SUNDAR, 2016). Os medicamentos de primeira escolha no tratamento de todas as formas clínicas da leishmaniose são antimoniais pentavalentes ( $Sb^V$ ), Estibogluconato de sódio (Pentostan®) e Antimoniato de meglucamina (Glucantime®), sendo este último comercializado e distribuído exclusivamente pelo Ministério da Saúde no Brasil (BRASIL, 2017). Apesar dos antimoniais pentavalentes mostrarem uma eficácia de aproximadamente 90% na maioria dos casos, esses medicamentos são bastante tóxicos levando a vários efeitos colaterais. Além disso, as diferentes espécies de *Leishmania* apresentam níveis distintos de sensibilidade à droga (ZERPA et al., 2018). Desta forma o emprego de estratégias terapêuticas espécie-específicas é importante para sucesso do tratamento.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. LEISHMANIOSE TEGUMENTAR

A LT é amplamente distribuída no mundo e cerca de um terço dos casos ocorrem em cada uma das três regiões epidemiológicas: nas Américas, na bacia do Mediterrâneo e Ásia Oriental - do Oriente Médio à Ásia Central (ALVAR et al., 2012). É a forma mais comum de leishmaniose e causa lesões na pele, principalmente úlceras em partes do corpo expostas, deixando cicatrizes ao longo da vida e incapacidade ou estigmas graves (BRASIL, 2017).

A multiplicidade de espécies do parasito, a grande variedade de reservatórios/homem e vetores, que podem modular o nível da resposta imune, propicia a existência de várias modalidades clínico-epidemiológicas da doença (Figura 2). As principais formas clínicas descritas são: a forma cutânea isolada, a forma mucosa tardia, a forma com lesões cutâneas e mucosas, ocorrendo simultaneamente e as formas cutânea disseminada e difusa; podendo ocorrer outras formas raras (MARZOCHI; MARZOCHI, 1994; SILVEIRA et al., 2005)



**Figura 2.** Manifestações clínicas da Leishmaniose Tegumentar. Cutânea localizada (LCL), mucocutânea (LMC) e cutânea disseminada (LD).

Fonte: Fotos cedidas pela autora Maria Norma Melo

Em 2019, 12 países relataram mais de 5.000 casos de LT: Afeganistão, Argélia, Brasil, Colômbia, República Islâmica do Irã, Iraque, Líbia, Marrocos, Paquistão, Peru, República Árabe da Síria e Tunísia, que juntos respondem por 91% de incidência global de LT relatada (WHO, 2021).

Fatores abióticos, como as variáveis de temperatura, cobertura do solo e precipitação combinados com a vegetação são importantes fatores de distribuição da LT no Velho e Novo Mundo. No Velho Mundo, a presença da LT está mais associada a áreas urbanas e periurbanas da Bacia do Mediterrâneo, do leste ao noroeste da Índia, com alguns focos na China Central e em uma pequena faixa na África Ocidental. No Novo Mundo, a LT ocorre principalmente na bacia amazônica e em outras áreas da floresta tropical. Fora de seus principais focos, a doença está associada estritamente às áreas urbanas e periurbanas, resultando em uma distribuição focal (PIGOTT et al., 2014).

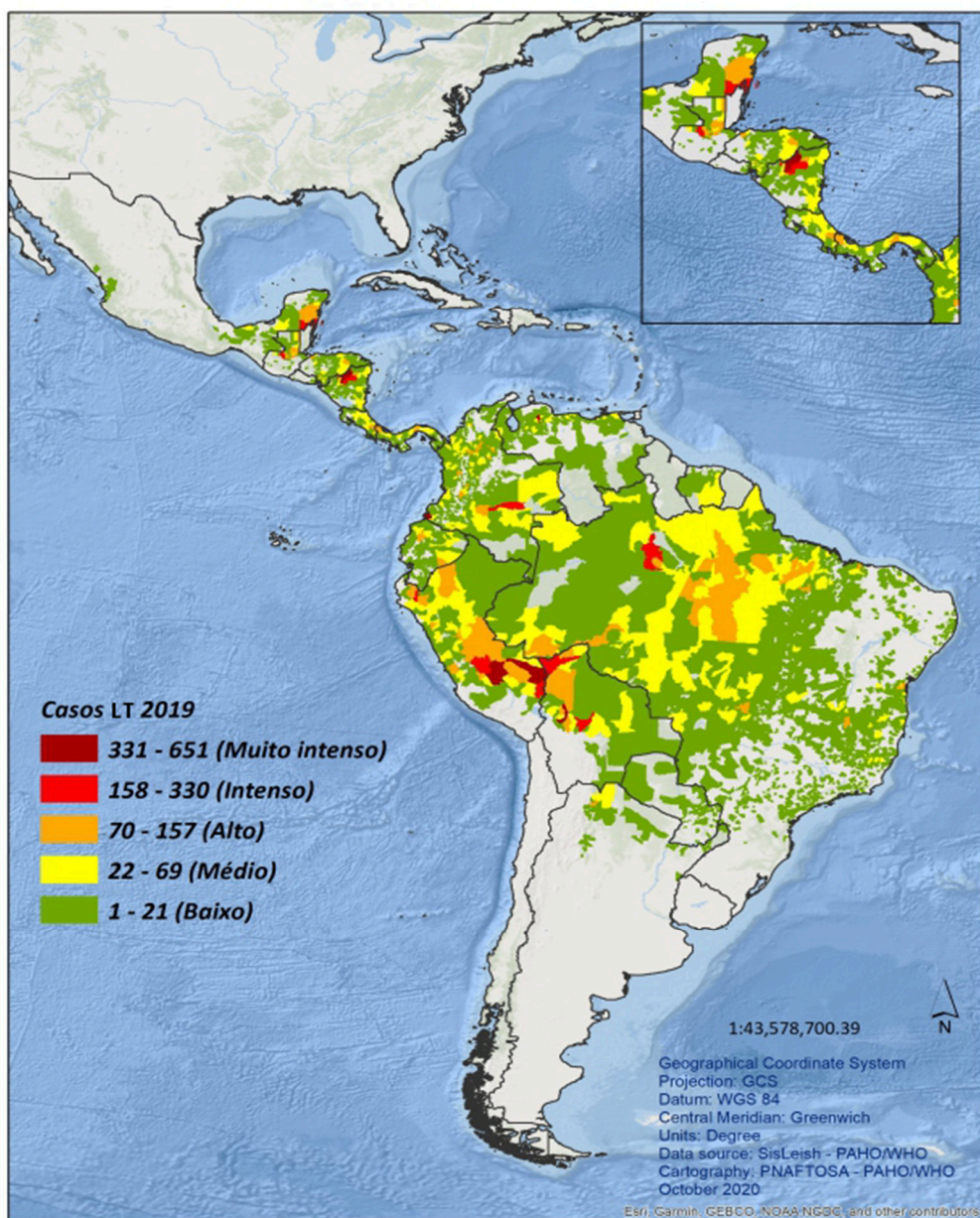
## 2.2. LEISHMANIOSE TEGUMENTAR AMERICANA

Relatos de ocorrência da LTA nas Américas datam desde o século I d.C., sendo notificada do sul dos Estados Unidos até o Norte da Argentina (PAHO, 2020). A LTA é causada por espécies de *Leishmania* dos complexos *L. braziliensis* e *L. mexicana*. *Leishmania (V.) braziliensis* é a responsável pela maior parte dos casos de LTA na América

do Sul (Brasil, Peru e Colômbia), com nítida expansão da doença em todo o continente Latino-Americano. Considerando as espécies pertencentes aos dois subgêneros de *Leishmania* que causam leishmaniose tegumentar no Novo Mundo, Momen et al. (1993), utilizando cepas de referência do subgênero *Viannia*, em comparação com outras espécies do Velho e Novo Mundo, constataram que espécies isoladas no Novo Mundo pertencentes a este subgênero constituem parasitos autóctones e correspondem a um grupo monofilético, em contraste com os parasitos do subgênero *Leishmania*, que parecem ser polifiléticos. A taxonomia destes parasitos ainda é controversa. A classificação mais aceita pode ser encontrada em Lainson e Shaw (1987), acrescida pelas espécies descritas posteriormente por Lainson et al. (1989) e Silveira et al. (2002). Dentre as espécies causadoras de LTA, 12 são encontradas no Novo Mundo causando a doença no homem (Tabela 1).

Entre 2001 a 2019, 1.028.054 casos de LTA foram notificados pela Organização Pan-Americana de Saúde (PAHO, 2020), com uma média de 54.108 casos por ano. Em 2019, os países com maior número de casos notificados foram Brasil, Colômbia, Peru, Nicarágua e Bolívia respectivamente, que somados representam 77% dos casos na Região (PAHO, 2020). A Figura 3 mostra a ocorrência de LT nas Américas em 2019.

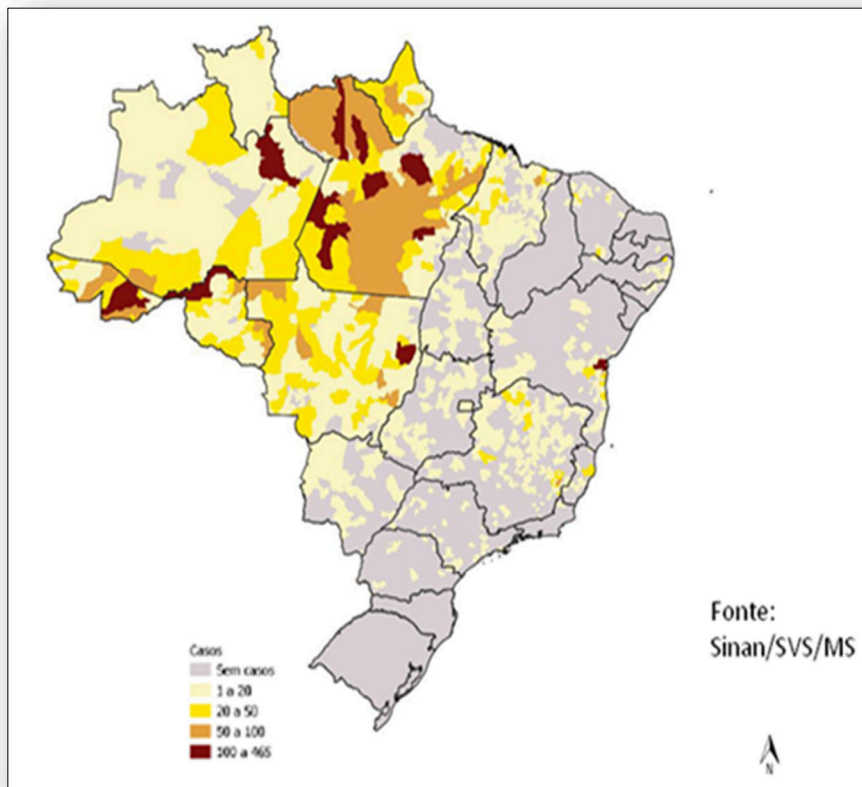
No Brasil a LTA é considerada uma zoonose, mantida na natureza pelos animais sinantrópicos, com a participação secundária de animais domésticos e acidentalmente o homem. Atualmente, apresenta-se em franco crescimento e expansão geográfica (Figura 4), observando-se a coexistência de um duplo perfil epidemiológico, expresso pela manutenção de casos oriundos dos focos antigos ou de áreas próximas a eles e pelo aparecimento de surtos epidêmicos associados a fatores como, o acelerado processo de expansão das fronteiras agrícolas, áreas de garimpo, construção de estradas, bem como, o processo de crescimento dos centros urbanos (QUARESMA et al., 2011; RANGEL et al., 2014). Esses fatores contribuem para que a LTA seja uma das endemias de maior importância em saúde pública no Brasil, podendo causar reflexos nos campos social e econômico.



**Figura 3.** Casos de Leishmaniose Tegumentar, Região das Américas em 2019.  
 Fonte: PAHO (2020).

A LTA consiste numa das afecções dermatológicas que merece atenção, não só pela frequência, mas principalmente pelas dificuldades terapêuticas, deformidades e sequelas que pode acarretar. As manifestações clínicas da infecção dependem, dentre outros fatores, da espécie do parasito e da resposta imune do hospedeiro. Podem variar desde uma forma inaparente ou subclínica, a um amplo espectro de manifestações envolvendo a pele e mucosas, com lesões sujeitas a diferentes graus de severidade (TORRES-GUERRERO et al., 2017).





**Figura 4.** Áreas de ocorrência da Leishmaniose Tegumentar no Brasil, 2017.  
Fonte: SINAN/SVS/MS (2019)

Oito espécies de *Leishmania* são reconhecidas como agentes etiológicos de LTA no território brasileiro (Tabela 1), sendo que para a espécie *L. (L.) major*-like os vetores e hospedeiros permanecem desconhecidos.

### 2.3. *Leishmania (Leishmania) major*

Embora não pertença às espécies do Novo Mundo, *L. major* será apresentada devido ao registro de ocorrência de *L. major*-like no Brasil e em outros países da América Latina. *L. major* é uma importante espécie de *Leishmania* causadora de LT no homem no Velho Mundo e encontra-se distribuída desde a África Subsaariana ao Sul do subcontinente Indiano - Ásia Central. Nesses continentes, focos endêmicos estáveis de leishmaniose tegumentar são bem caracterizados, como zoonose e antroponose, causados por *L. major* e *L. tropica* (ELFARI et al., 2005; AL-JAWABREH et al., 2008). Dependendo da região, essas espécies são transmitidas por *Phlebotomus papatasi* (Scopoli, 1786) e *P. duboscqi* Neveu-Lemaire, 1906, envolvendo diferentes espécies de roedores silvestres como reservatórios. O reservatório primário é um grande gerbil (*Rhombomys opimus*) com quatro subespécies, que

normalmente apresentam um alto índice de infecção (ANDERSON et al., 2011; SALAM et al., 2014).

#### 2.4. *Leishmania (Leishmania) major*-like

O primeiro relato de ocorrência de *L. major*-like em países do continente americano foi realizado por Momen et al., (1985). Durante esse estudo envolvendo diversos isolados do gênero *Leishmania* provenientes de diferentes regiões do Brasil, foi observado que certos isolados do parasito apresentavam diferentes padrões fenotípicos, quando se analisavam zimodemas, esquizodemas e reatividade de anticorpos monoclonais, em comparação com as espécies que causavam LT no Novo Mundo (MOMEN et al., 1985). Contudo, nesse mesmo estudo foi possível observar através de análises de eletroforese de enzimas e reatividade de anticorpos, que esses isolados eram semelhantes às cepas de referência de *L. major* presentes no Velho Mundo. Com isso, os autores caracterizaram esses isolados como *L. major*-like. No entanto, a análise do perfil de restrição do kDNA foi diferente daquele observado em todas as espécies de referência utilizadas, inclusive de *L. major*. Estes dados levaram os autores a propor a existência de um tipo de *Leishmania* ainda não caracterizada no Brasil, com perfil semelhante ao de *L. major* e, além disso, sugeriram que esta espécie poderia ter sido introduzida no país por imigrantes ou animais (roedores ou cães), uma vez que os isolados avaliados foram obtidos de pacientes que relataram nunca ter viajado para fora do país (MOMEN et al., 1985).

Além do Brasil, a *L. major*-like também foi encontrada em outros países do continente americano. No Equador, foram observados dois isolados de pacientes com perfis isoenzimáticos e reatividade a anticorpos similares a *L. major* (HASHIGUSHI et al., 1991). Outro estudo realizado no Paraguai, também identificou *L. major*-like utilizando as mesmas técnicas. Dois destes isolados apresentaram diferentes perfis de zimodemas das espécies de referência, tanto do Velho, como do Novo Mundo, porém os perfis foram idênticos ao de um isolado de *L. major*-like de uma paciente do Equador (YAMASAKI et al., 1994). No Peru, também foram identificadas amostras muito semelhantes a *L. major* (SHAW, 1994). Em um estudo que avaliou a função do citocromo *b* como fator para determinar relações filogenéticas entre as espécies de *Leishmania*, demonstrou-se uma homologia de 99,9% dos genes de isolados de *L. major*-like do Equador com a cepa 5ASKH do Sudão utilizada como referência de *L. major* (LUYO-ACERO et al., 2004).

Segundo Calvopina et al., (2004), isolados de *Leishmania* com perfil genotípico parecido com o de *L. major* observados no Brasil, Paraguai, México e Venezuela sugerem que algumas dessas populações possam ter sido importadas de países do Velho Mundo. Em recente revisão sobre o perfil das leishmanioses no Equador, Hashiguchi et al., (2016) ressaltaram a *L. major*-like como uma das oito espécies de *Leishmania* caracterizadas no país, mas que ainda não foram identificados possíveis vetores e reservatórios.

Outro estudo utilizando os isolados BH49 e BH121 de *L. major*-like do Brasil, mostraram que apenas o isolado BH49 foi capaz de infectar camundongos, enquanto o isolado BH121 conseguiu infectar apenas células *in vitro*. Além disso, observou-se que o curso da infecção por BH49 foi diferente da cepa *L. major* utilizada como referência (Friedlin), sendo encontrados menos parasitos nas lesões dos camundongos. Porém, após 10 semanas de infecção, ainda foi possível encontrar parasitos nas lesões causadas por BH49, o que não ocorreu na infecção com a cepa Friedlin (SILVA et al., 2009). Também foi observado que o isolado BH121 foi capaz de infectar *Lutzomyia longipalpis* em condições de laboratório, mas não há estudos suficientes e capazes de incriminar essa espécie com vetor (DA SILVA et al., 1991).

Wu et al. (2015) compararam os isolados BH49 e BH121 utilizando a técnica de *suppression subtractive hybridization* (SSH), que combina hibridizações de cDNA com amplificação por PCR. Nessa pesquisa foram identificados alguns genes que estavam com expressão aumentada no isolado infectivo (BH49), como a  $\alpha$ -hemolysin, uma proteína tóxica que age na membrana celular aumentando a permeabilidade das células, podendo levar a perda de proteínas citoplasmáticas essenciais para o funcionamento celular. Além disso, as formas promastigotas do parasito usam a  $\alpha$ -hemolysin para destruir eritrócitos presentes no intestino médio dos flebotomíneos (CHACRAVARTY et al., 1994), sendo considerado um fator de virulência. *Coenzyme Q* já foi observada participando na translocação de elétrons e prótons na cadeia respiratória do parasito, entretanto, nenhum papel na virulência já foi associado com essa enzima (RASSAM et al., 1988). *Phosphoglycan  $\beta$ -1,3-galactosyltransferase 3* é importante na transferência de  $\beta$ -1,3-galactoses para os LPGs de *L. major*, que são os glicoconjugados mais abundantes da superfície de promastigotas, também considerados um fator de virulência (ASSIS et al., 2012).

Guimarães et al., (2018) abordaram a diferença de infectividade dos isolados BH49 e BH121 nos vetores *P. papatasi* (VM) e *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) (NM) e relacionaram com uma possível diferença na glicobiologia desses isolados de *L. major*-like. Foi possível observar nesse estudo que o isolado BH49, assim como a cepa de *Leishmania*

*major* (Friedlin) de referência apresentaram resíduos de  $\beta$ -galactosil nos LPGs, enquanto o isolado BH121 apresentou baixa ou nenhuma galactosilação nos seus LPGs, mostrando desse modo, variações intraespecíficas nos glicoconjugados de *L. major*-like. Esse estudo também verificou se a diferença na galactosilação dos LPGs influenciava a infecção do vetor. Foi observado que tanto BH49 quanto BH121 foram capazes de infectar e realizar metaciclogênese nos vetores *P. papatasi* (VM) e *L. longipalpis* (NM), com infecção foi mais baixa para o isolado BH121. As diferenças observadas na infecção dos flebotomíneos foram atribuídas, entre outros fatores, às variações nos resíduos de galactose nos LPGs destes isolados.

Almeida (2019) analisou o sequenciamento genômico dos isolados de *L. major*-like BH49, BH121 e BH129 e concluiu por análises filogenéticas, que são *L. major* importadas do Velho Mundo e introduzidas no Novo Mundo em eventos diferentes. No entanto, ainda existem muitas incertezas a respeito da origem e introdução desses parasitos muito semelhantes a *L. major*, nas Américas.

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Como outras doenças transmitidas por vetores, a LTA tem sua prevenção bastante difícil e constitui um desafio para a saúde pública por envolver interações complexas de ordem biológica, geográfica, ecológica, social, cultural e econômica, numa grande interação entre a saúde humana, animal e ambiental. O conhecimento das espécies que causam a doença numa dada região, sua variação natural e a estrutura genética de populações são de enorme importância para as estratégias de vigilância, prevenção e controle. No Brasil, a LTA é uma doença com diversidade de agentes, de reservatórios e de vetores, com diferentes padrões de transmissão e um conhecimento ainda limitado sobre muitos de seus aspectos. Oito espécies do gênero *Leishmania* já foram caracterizadas como causadoras da doença, incluindo *L. major*-like, espécie cujos estudos já realizados, quando tomados no seu conjunto, revelam que essa espécie é semelhante a *L. major* do Velho Mundo. Especialmente no caso da leishmaniose tegumentar, a identificação exata das espécies de *Leishmania* é de grande importância para o diagnóstico, prognóstico da doença, vigilância epidemiológica e a escolha do tratamento e em áreas endêmicas, e *L. major*-like deve ser investigada para que

informações fundamentais para o conhecimento dessa espécie e para acrescentar informações sobre o quadro eco-epidemiológico da LTA no país.

#### 4. REFERÊNCIAS

- AKHOUNDI, M.; DOWNING, T.; VOTÝPKA, J. *et al.* infections: Molecular targets and diagnosis. **Mol Aspects Med**, v. 57, p. 1-29, 2017.
- AL-JAWABREH, A.; DIEZMANN, S.; MULLER, M.; *et al.* Identification of geographically distributed sub-populations of *Leishmania (Leishmania) major* by microsatellite analysis. **BMC Evol Biol**, v. 8, p. e183, 2008.
- ALMEIDA, L.V. **Análise de isolados de *Leishmania major*-like por abordagens de genômica comparativa.** (Dissertação) Mestrado em Parasitologia - **Universidade Federal de Minas Gerais**, 2019.
- ALVAR, J.; VELEZ, I. D.; BERN, C.; *et al.* Leishmaniasis worldwide and global estimates of its incidence. **PLoS One**, v. 7, n. 5, p. e35671, 2012.
- ANDERSON, J. M.; SAMAKE, S.; JARAMILLO-GUTIERREZ, G.; *et al.* Seasonality and prevalence of *Leishmania major* infection in *Phlebotomus duboscqi* Neveu-Lemaire from two neighboring villages in central Mali. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 5, n. 5, p. e1139, 2011.
- ANVERSA, L.; TIBURCIO, M. G. S.; RICHINI-PEREIRA, V. B.; RAMIREZ, L. E. Human leishmaniasis in Brazil. **Revista da Associação Médica**, v. 64, n. 3, p. 281-289. 2018.
- ASSIS, R. R.; IBRAIM, I.C.; NORONHA, F.S.*et al.* Glycoinositolphospholipids from *Leishmania braziliensis* and *L. infantum*: modulation of innate immune system and variations in carbohydrate structure. **PLoS Negl Trop Dis**. v. 6, n. 2, p. e1543, 2012.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Manual de vigilância e controle da leishmaniose tegumentar.** 1ª ed. – Brasília: Ministério da Saúde, 2017.
- CALVOPINA, M.; ARMIJOS, R. X.; HASHIGUCHI, Y. Epidemiology of Leishmaniasis in Ecuador: Current status of knowledge — A review. **Mem Inst Osw Cruz**, v. 99, n. 7, p. 663-672, 2004.
- CHAKRAVARTY, R.; SHARMA, M.C.; GUPTA, A.K. *et al.* *Leishmania donovani*: hemolytic activity of promastigotes. **Exp Parasitol**, v. 78, n.3, p. 253-8, 1994.
- DA SILVA A.L.; WILLIAMS, P.; MELO, M.N.; *et al.* Distinctions between promastigotes of *Leishmania* species developing in the digestive tract of laboratory reared *Lutzomyia longipalpis*. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 86, n. 11, p. 67-71,. 1991.
- DESCOTEAUX, A.; TURCO, S.J. Glycoconjugates in *Leishmania* infectivity. **Biochim Biophys Acta**, v. 1455, n. 2-3, p. 341-352, 1999.

- ELFARI, M.; SCHNUR, L.F.; STRELKOV, A. M. *et al.* Genetic and biological diversity among populations of *Leishmania major* from Central Asia, the Middle East and Africa. **Microbes Infect**, v. 7, n. 1, p. 93-103, 2005.
- GUIMARÃES, A. C.; NOGUEIRA, P.M.; SILVA, S.O. *et al.* Lower galactosylation levels of the Lipophosphoglycan from *Leishmania (Leishmania) major*-like strains affect interaction with *Phlebotomus papatasi* and *Lutzomyia longipalpis*. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 113, n. 5, p. e170333, 2018.
- HANDMAN, E.; BULLEN, D.V. Interaction of *Leishmania* with the host macrophage. **Trends Parasitol**, v. 18, n. 8, p. 332-334, 2002.
- HARHAY, M.O.; OLLIARO, P.L.; COSTA, D.L. AND COSTA, C.H.N. Urban parasitology: visceral leishmaniasis in Brazil. **Trends Parasitol**, v. 27, n. 9, p. 403-409, 2011.
- HASHIGUCHI, Y.; GOMEZ, E. A.; CORONEL, V. V.; MIMORI, T. *et al.* Andean Leishmaniasis in Ecuador caused by infection with *Leishmania mexicana* and *L. major*-like parasites. **Am J Trop Med Hyg**, v. 44, n.2, p. 205-217, 1991.
- KEVRIC, I.; CAPPEL, M.A.; KEELING, J.H. New world and old world *Leishmania* infections: A practical review. **Dermatol Clin**, v. 33, n. 3, p. 579-93, 2015.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J. **Evolution, classification and geographical distribution**. In: PETERS, W.; KILLICK-KENDRICK, R. The Leishmaniasis in Biology and Medicine. New York: Academic Press, 1987.
- LAINSON, R.; SHAW, J.J. New world Leishmaniasis – The Neotropical *Leishmania* species. In: TOPLEY, W. W. C.; WILSON, G. S. **Microbiology and Microbial Infections**. 9<sup>o</sup> ed. London: Edit. Feg Cox, 1988.
- LUYU-ACERO, G. E.; UEZATO, H.; OSHIRO, M. *et al.* Sequence variation of the cytochrome b gene of various human infecting members of the genus *Leishmania* and their phylogeny. **Parasitology**, v. 128, p. 483-91, 2004.
- MARZOCHI, M.C.; MARZOCHI, K.B.; CARVALHO, R.W. Visceral leishmaniasis in Rio de Janeiro. **Parasitol Today**, v. 10, n. 1, p. 37-40, 1994.
- MOMEN, H.; GRIMALDI, J.R.; PACHECO, R.S. *et al.* Brazilian *Leishmania* stocks phenotypically similar to *Leishmania major*. **Am. J. Trop. Med. Hyg**, v. 34, n. 6, p. 1076-1084, 1985.
- MOMEN, H.; PACHECO, R.S.; CUPOLILLO, E.; GRIMALDI, JÚNIOR, G. Molecular evidence for the importation of Old World *Leishmania* into the Americas. **Biol Res**, v. 26, n. 1-2, p. 249-55. 1993.
- PAHO. Pan American Health Organization. Epidemiological report of the Americas **Report Leishmaniasis**, n. 9, 2020.
- PETERS, N. C.; EGEN, J. G.; SECUNDINO, N. *et al.* *In vivo* imaging reveals an essential role for neutrophils in leishmaniasis transmitted by sand flies. **Science**, v. 322, n. 5908, p. 1634, 2008.
- PIGOTT, D.M.; BHATT, S.; GOLDING, N. *et al.* Global distribution maps of the leishmaniasis. **Elife**, v. 3, p. e02851, 2014.

- PIMENTA, P.F.; TURCO, S.J.; MCCONVILLE, M.J.; LAWYER, P.G.; PERKINS, P.V.; *et al.* Stage-specific adhesion of *Leishmania* promastigotes to the sandfly midgut. **Science**, v. 256, p. 1812-1815, 1992.
- PISCOPO, T.V.; MALLIA, A.ZZOPARDI, C. Leishmaniasis. **Postgrad Med J**, v. 83, n. 976, p. 649-57, 2006.
- QUARESMA, P.F.; RÊGO, F.D.; BOTELHO, H.A.; *et al.* Wild, synanthropic and domestic hosts of *Leishmania* in an endemic area of cutaneous leishmaniasis in Minas Gerais State, Brazil. **Trans R Soc Trop Med Hyg**, v. 105, p. 579-585, 2011.
- RANGEL, E.; COSTA, S.M.; CARVALHO, B.M. **Environmental Changes and the Geographic Spreading of American Cutaneous Leishmaniasis in Brazil**. In: CLABORN, D. M. Leishmaniasis - Trends in Epidemiology, Diagnosis and Treatment. **IntechOpen**, 2014.
- RASSAM, M. B.; SHANSHAL, M.; GARGEES, G. S. Isolation and identification of coenzyme Q from *Leishmania donovani*. **Mol Biochem Parasitol**, v. 29, n. 1, p. 61-64, 1988.
- SALAM, N.; AL-SHAQHA, W.M.; AZZI, A. Leishmaniasis in the Middle East: incidence and epidemiology. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 8, n. 10, p. e32082001, 2014.
- SECUNDINO, N. F.; EGER-MANGRICH, I.; BRAGA, E. M.; *et al.* Lutzomyia longipalpis peritrophic matrix: formation, structure, and chemical composition. **J Med Entomol**, v. 42, n. 6, p. 928-38, 2005.
- SHAW, J. J. The meeting of two worlds: Eco-epidemiology and molecules. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 89, n. suppl I, p. 7, 1994.
- SILVA, S. O.; WU, A. A.; EVANS, D. A.; *et al.* *Leishmania* sp. isolated from human cases of cutaneous leishmaniasis in Brazil characterized as *Leishmania major*-like. **Acta Trop**, v. 112, p. 239-48, 2009.
- SILVEIRA, F. T. *Leishmania (Viannia) shawi* sp. n., a parasite of monkeys, sloths and procyonids in Amazonian Brazil. **Ann. Parasitol. Hum. Comp**, v. 64, n. 3, p. 200-207, 1989.
- SILVEIRA, F.T.; LAINSON, R.; CORBETT, C.E. Further observations on clinical, histopathological, and immunological features of borderline disseminated cutaneous leishmaniasis caused by *Leishmania (Leishmania) amazonensis*. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 5, p. 525-34, 2005.
- SUNDAR, S.; SINGH, A. Recent developments and future prospects in the treatment of visceral leishmaniasis. **Ther Adv Infect Dis**, v. 3, n. 3-4, p. 98-109, 2016.
- TEIXEIRA, D.E.; BENCHIMOL, M.; RORIGUES, J.C. *et al.* The cell biology of *Leishmania*: how to teach using animations. **PLoS Pathog**, v. 9, n. 10, p. e1003594, 2013.
- TORRES-GUERRERO, E.; QUINTANILLA-CEDILLO, M.R.; RUIZ-ESMENJAUD, J. AND ARENAS, R. Leishmaniasis: a review. **F1000 Research**, v. 6, p. 750, 2017.
- TURCO, S.J.; DESCOTEAUX, A. The lipophosphoglycan of *Leishmania* parasites. **Annu Rev Microbiol**, v. 46, p. 65-94, 1992.
- UENO, N.; WILSON, M.E. Receptor-mediated phagocytosis of *Leishmania*: implications for intracellular survival. **Trends Parasitol**, v. 28, n. 8, p. 335-44, 2012.

- VON, S.; TEBUT, E. Leishmaniosis. **J Dtsch Dermatol Ges**, v. 13, n. 3, p. 191-200, 2015.
- WORLD HEALTH ORGANIZATION. Neglected tropical diseases. **Leishmaniasis**, Geneve: WHO, 2020.
- WORLD HEALTH ORGANIZATION. Neglected tropical diseases. **Leishmaniasis**, Geneve: WHO, 2021.
- WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Neglected tropical diseases**. Geneve: WHO, 2017.
- WU, Â. C.; FREITAS, M. A.; SILVA, S. de. O.; et al. Genetic differences between two *Leishmania major*-like strains revealed by suppression subtractive hybridization. **Mol Biochem Parasitol**, v. 203, n. 1–2, p. 34–38, 2015.
- YAMASAKI, H.; AGATSUMA, T.; PAVON, B.; et al. *Leishmania major*-like parasite, a pathogenic agent of cutaneous Leishmaniasis in Paraguay. **Am J Trop Med Hyg**, v. 51, n. 6, p. 749-757, 1994.
- ZERPA, O.; PADRÓN-NIEVES, M.; PONTE-SUCRE, A. **American Tegumentary Leishmaniasis**. In: PONTE-SUCRE, A.; PADRÓN-NIEVES, M. Drug Resistance in *Leishmania* Parasites. Springer, Cham, 2018.



## ALTERAÇÕES AMBIENTAIS E ARTRÓPODES VETORES: UMA PERSPECTIVA ECOSSOCIAL

Wellington Junior da Silva<sup>1</sup>, Andrey José de Andrade<sup>2</sup> e Tarcísio de Freitas Milagres<sup>1</sup>

1. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil;

2. Universidade Federal do Paraná, Curitiba, Paraná, Brasil.

### RESUMO

O (re) surgimento de muitas doenças transmitidas por vetores tem sido associado a alterações ambientais, já que estas interferem na dinâmica de transmissão de diversos patógenos. De forma geral, os estudos parecem ignorar a multidimensionalidade dos fatores que moldam os padrões de doenças infecciosas, sem levar em consideração abordagens ecossociais (ou multiníveis), deixando de compreender o processo de produção das doenças em diferentes cenários. A América do Sul é o local com o maior índice de desigualdade social do mundo. Assim entender como as alterações ambientais e as condições sociais que, sistematicamente, colocam alguns grupos em desvantagem em relação à saúde, se entrelaçam, é fundamental para a compreensão do processo saúde-doença de uma maneira mais abrangente.

**Palavras-chave:** Doenças infecciosas, Ações antrópicas e Pobreza.

### ABSTRACT

The (re) emergence of many vector-borne diseases has been associated with environmental changes as they alter the transmission dynamics of several pathogens. In general, many studies seem to ignore the multidimensionality of the factors that shape the patterns of infectious diseases, without taking into account the ecosocial approaches (or multilevel), failing to include the disease production process in different scenarios. The South America is the place with the highest rate of social inequality in the world. So, understand how environmental changes and how social conditions that systematically put some groups at a disadvantage in relation to health are intertwined, it is essential for us to understand the health-disease process in a broader way.

**Keywords:** Infectious diseases, Anthropic actions and Poverty.

## 1. INTRODUÇÃO

Patógenos transmitidos por artrópodes causam um grande impacto na saúde pública, sendo responsáveis por, pelo menos, 17% da carga global de doenças infecciosas onde

metade da população mundial está sob risco de infecção, principalmente aquelas que vivem em regiões tropicais e subtropicais (WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2014). Todos os anos, cerca de 200 milhões de pessoas são infectadas por esses microrganismos, como: a) protozoários do gênero *Plasmodium* Marchiafava & Celli, 1885 (Apicomplexa), *Trypanosoma* Gruby, 1843 (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) e *Leishmania* Ross, 1903 (Kinetoplastida, Trypanosomatidae); b) os vírus da Dengue, Zika e Chikungunya e; c) helmintos, como a *Wuchereria bancrofti* Cobbold, 1877 (Nematoda, Filarioidea) (BERN; MAGUIRE; ALVAR, 2008; THE malERA CONSULTATIVE GROUP ON VECTOR CONTROL, 2011; ZENDENRYK et al., 2011). As modificações ambientais, que envolvem mudanças climáticas naturais, por exemplo, alterações na radiação solar e oscilações oceânicas (OLIVEIRA et al., 2017) ou resultantes de ações humanas, como desmatamento, construção de barragens, rodovias e mineração, podem ocasionar a emergência e/ou reemergência de doenças infecciosas que são causadas por esses patógenos, em decorrência da modificação das interações entre estes e seus hospedeiros (vertebrados e/ou invertebrados) (BEGON et al., 1990; SHRAGAI et al., 2017). Nesse contexto, diversos grupos de pesquisa têm estudado os efeitos das alterações ambientais sobre a biodiversidade e a influência desse cenário nos diferentes ciclos de transmissão (BUSKIRK; OSTFELD, 1995; LOREAU et al., 2001; VILELA et al., 2011; FRANCO FILHO et al., 2019; MEDEIROS; VASCONCELOS, 2019; LOWE et al., 2020). Contudo, existem muitas lacunas sobre o tema (KEESING; HOLT; OSTFELD, 2006), sendo necessário conhecer ainda mais sobre o funcionamento dos processos ecológicos envolvidos na dinâmica das interações entre o ambiente, parasitos e hospedeiros (DA COSTA; CORDEIRO; RANGEL, 2018).

Torna-se complexo determinar como o tipo de alteração do ambiente afetará a taxa de disseminação de doenças infecciosas em uma área específica, principalmente devido à variação de vulnerabilidade das populações expostas e as complicadas relações entre transmissão de patógenos e a modificação de habitats (WALSH; MOLYNEUX; BIRLEY, 1993). A biodiversidade, por exemplo, pode afetar a ocorrência de doenças em virtude do aumento ou diminuição do contato e transmissão de patógenos entre as espécies. Nesse contexto, um caso muito utilizado para ilustrar esse fenômeno é a relação da biodiversidade com a doença de Lyme, uma infecção que envolve a participação de animais vertebrados, incluindo humanos, e carrapatos da espécie *Ixodes scapularis* Say 1821 (Acari, Ixodidae). Nos Estados Unidos, pesquisadores observaram que o aumento da diversidade de espécies de vertebrados proporcionou um “efeito diluição” na transmissão e a consequente diminuição de humanos infectados pela bactéria *Borrelia burgdorferi* Johnson et al. 1984 (OSTFELD;

KEESING, 2000). Contudo, é necessário levar em consideração que, embora a biodiversidade tenha tomado grande atenção destes, as modificações de habitat associadas aos distúrbios ambientais poderiam ter alterado os padrões de transmissão, quando comparado àquele aumento na diversidade. Isso pode acontecer quando o aumento ou diminuição do número de uma espécie específica de hospedeiro ou vetor, em vez da biodiversidade em si, impulsiona a dispersão de patógenos (KILPATRICK, et al., 2017).

De qualquer forma, é importante ressaltar que quando grandes alterações ocorrem, artrópodes vetores e animais silvestres se adaptam rapidamente ou morrem. Se as modificações ambientais forem negativas para a sobrevivência do patógeno, este tende a diminuir ou desaparecer. Por outro lado, se as modificações forem positivas, o patógeno se espalha e pode infectar humanos, causando o transbordamento zoonótico (*spillover*), evento no qual um patógeno salta de um animal para o seu primeiro hospedeiro humano. Se o patógeno já infectava humanos, podem ser observadas epidemias limitadas ou explosivas, dependendo da distribuição e abundância de seus vetores (VASCONCELOS et al., 2001; CUPERTINO et al., 2020). A exemplo, a construção de uma barragem com ausência de manejo ambiental adequado em Tucuruí, município do estado do Pará, Brasil (região amazônica brasileira), que provocou uma série de consequências, incluindo o aumento da incidência de vírus conhecidos, bem como o surgimento de novos (DÉGALIER et al., 1989).

Sabe-se que mudanças significativas no ambiente, como o desflorestamento, ocorrem principalmente em países de baixa renda que contêm florestas tropicais (LAMBIN; METFROIDT, 2011), incluindo o Brasil e, nesse cenário, os danos ambientais estão correlacionados com a presença de doenças zoonóticas (PATZ et al., 2008; MURRAY; DASZAK, 2013). A expansão simultânea da agricultura e da urbanização modificou significativamente a estrutura e o funcionamento dos ecossistemas, assim como os padrões de distribuição de espécies e da biodiversidade (CHRISTIAN et al., 2009; GIBBS; MACKAY; CURRIE, 2009). Além dos desflorestamentos, mudanças no uso da terra, urbanização, mudanças na produção de alimentos e intensificação da pecuária são eventos que têm sido cada vez mais ligados à emergência e/ou reemergência de patógenos transmitidos por insetos vetores (RIBEIRO; ANTUNES, 2009; SANGENIS et al., 2016; ALI et al., 2017).

Países de clima temperado não estão isentos dessas ameaças. As predições para a distribuição de vetores, principalmente mosquitos, devido ao aquecimento global não são animadoras (GASCON; BERN; PINAZO, 2010; GARZA et al., 2014). Além disso, o aumento das viagens, da migração e do comércio global está expandindo as fronteiras originais desses vetores e dos patógenos por eles transmitidos (TABBAA; SEIMENIS, 2013). O risco

de propagação geográfica de doenças de transmissão vetorial pode ser aumentado com a globalização e as mudanças climáticas (GUBLER et al., 2001; HALES et al., 2002; EASTIN et al., 2014; LIU-HELMERSSON et al., 2016), com destaque para a temperatura e precipitação, fundamentais para o ciclo vital de artrópodes vetores (GUBLER et al., 2001; RODRIGUES et al., 2015). Esses fatores abióticos, por exemplo, podem interferir de forma positiva para a sobrevivência, taxa de picadas e reprodução de culicídeos (mosquitos), aumentando, inclusive, a probabilidade de transmissão vetorial dos agentes etiológicos causadores de dengue e malária (GUBLER et al., 2001; VASSEUR et al., 2014).

Também é importante ressaltar que ao se considerar esse cenário, principalmente no contexto da América do Sul, a região Amazônica se destaca por albergar diversos tipos de patógenos, principalmente vírus, onde essa mesma diversidade pode ser observada para artrópodes e vertebrados dentro de diferentes condições ecológicas. Sabe-se que grande parte desses vírus são patogênicos para os humanos, provocando agravos como febre, hemorragia, encefalite, podendo levar ao risco de óbito. Destacam-se aqui os da dengue, febre amarela, Mayaro e do Oropouche de extrema relevância para a saúde pública (VASCONCELOS; DEGALLIER; PINHEIRO, 1992; VASCONCELOS et al., 2001).

A biodiversidade nessa região está cada vez mais ameaçada devido ao enfraquecimento das políticas de combate ao desmatamento, principalmente no Brasil que detém a maior área de floresta amazônica (67,98%) que abrange também, Bolívia, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Guiana, Peru, Suriname e Venezuela (ARAGÓN, 2018). No entanto, o desmatamento afeta todo o planeta, tendo em vista que além da regulação das temperaturas regionais, a Amazônia tem um papel proeminente na regulação climática global, podendo, inclusive, promover condições que atuam como importantes catalisadoras para a emergência de doenças infecciosas. As ações antrópicas são, ao menos em parte, responsáveis pelo fenômeno do aquecimento global, sendo que o desmatamento da floresta amazônica estaria diretamente ligado às mudanças climáticas (KHANNA et al., 2017). Ainda assim, mais de 20% da cobertura florestal original da Amazônia no Brasil já foi desmatada e as políticas, leis, fundos e ações práticas que se direcionavam para a conservação e preservação estão sendo desmanteladas (CARVALHO et al., 2019; FERRANTE; FEARNSIDE, 2019; INPE, 2019), o que obviamente já está causando graves consequências. Como dito, a fauna amazônica hospeda uma enorme diversidade de patógenos bem conhecidos, bem como muitos outros novos patógenos potenciais ou até desconhecidos (FRANCO FILHO et al., 2019; MEDEIROS; VASCONCELOS, 2019), indicando que o

possível surgimento e/ou ressurgimento de novas infecções é uma ameaça constante à saúde humana.

Diante do exposto, o presente capítulo propõe explanar a multidimensionalidade dos possíveis fatores que moldam os padrões de algumas doenças infecciosas transmitidas por vetores, associando-as com as alterações ambientais e aspectos ecossociais para que seja possível a visualização do processo saúde-doença com devida amplitude.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. MOSQUITOS E ARBOVIROSES

Os mosquitos *Aedes aegypti* (LINNAEUS, 1762) (Diptera, Culicidae) e *A. albopictus* (SKUSE, 1894) (Diptera, Culicidae) são importantes exemplos de espécies vetoras que proliferam e ampliam sua distribuição pelo globo em consequência do desmatamento e do aumento da temperatura média. Essas alterações podem contribuir para a transmissão de vários arbovírus, como Chikungunya (CHIKV), Dengue (DENV), Zika (ZIKV), febre amarela, Oropouche, Mayaro, “West Nile”, entre outros (HALES et al., 2002; LIMA-CAMARA, 2016; BURKETT-CADENA; VITTOR, 2018; SAKKAS et al., 2018; TESLA et al., 2018; KRAEMER et al., 2019; RAO et al., 2019). Lembrando que a mudança de temperatura pode ainda influenciar na transmissão viral, diminuindo o período de incubação extrínseca e alterando a taxa de infecção no próprio vetor (XIAO et al, 2014). Assim as mudanças climáticas podem agravar ainda mais a situação epidemiológica dos arbovírus. Além disso, pouco se compreende sobre a sinergia epidemiológica entre surtos de DENV, CHIKV e ZIKV que resultam na coinfeção de humanos. Apesar do impacto potencial na saúde pública, nosso conhecimento ainda é incipiente sobre ocorrência e as consequências de tais coinfeções (VOGELS et al., 2019).

Ao se analisar a história de epidemias de arbovírus, nota-se que o compartilhamento de uma concomitante circulação de vírus está relacionado com a mudança na ecologia global da transmissão pelos vetores *Aedes* spp., com intensificação da transmissão em determinados locais em tempos semelhantes (ALI et al., 2017). A interação de alguns fatores relacionados com as ações humanas como, por exemplo, políticas sociais, uso da terra, clima, pobreza, urbanização e movimento humano estão diretamente ligados a essa mudança global na ecologia de vetores, com influência na abundância e distribuição dos

mosquitos, bem como em proporcionar o contato entre vetor, arbovírus e hospedeiro (ALI et al., 2017). A urbanização e o desmatamento diminuem a cobertura florestal, proporcionando maior densidade populacional de *A. aegypti* e, conseqüentemente, aumentando o risco de transmissão de ZIKV (ALI et al., 2017). Além disso, em locais onde já é estabelecido o ciclo silvestre de transmissão de doenças infecciosas, a atividade humana pode propiciar a infecção de pessoas que, dessa forma, se torna possível o início de propagação de um ciclo urbano (LLOYD-SMITH et al., 2009) através da mobilidade desses indivíduos para as cidades.

Como o *A. aegypti* já está muito bem adaptado ao ambiente doméstico e, levando em consideração o crescimento demográfico e à migração de pessoas junto com condições climáticas e ambientais, se torna possível a sua introdução e manutenção do ciclo de vida, com disseminação dos arbovírus que esse mosquito consegue transmitir (DONALÍSIO; GLASSER, 2002). Por exemplo, o estudo de Carneiro et al. (2017) objetivou relacionar impactos ambientais com a incidência de casos de dengue em uma região altamente urbanizada, repleta de complexos industriais, mas, também, com uma grande quantidade de reservas ambientais com espaços verdes, onde se encontravam os reservatórios de água que abasteciam a região. Essas características são bastante atrativas para os municípios, fazendo com que inúmeras pessoas migrem para esses locais em busca de emprego e melhoria das condições de vida. Contudo, o aglomerado industrial gera partículas inaláveis e causam impactos ambientais, o que afeta as condições climáticas. Os autores concluíram que as maiores taxas de incidência de dengue foram observadas nos municípios mais industrializados, porém não identificaram se os casos eram autóctones ou importados. No entanto, houve associação estatística entre umidade e as partículas inaláveis com os casos notificados de dengue, mostrando que a presença de poluentes atmosféricos interfere de alguma forma no ciclo de vida do mosquito (CARNEIRO et al., 2017).

Algumas investigações destacam exemplos de interações entre mudanças sociais com mudanças ambientais e o surgimento e disseminação de patógenos. Por exemplo, as políticas sociais e econômicas interferem na vida de pessoas que vivem em áreas sem acesso adequado à infraestrutura, água potável e saneamento básico, o que aumenta o risco de exposição a doenças transmitidas por vetores (ALI et al., 2017). Desastres naturais, como os terremotos ocorridos em 2016 no Equador, levaram à contaminação da água e destruição da infraestrutura, assim as pessoas tinham que armazenar água e viver ao ar livre (MIS, 2016), aumentando seu contato com *A. aegypti* infectados com ZIKV (ALI et al., 2017). No Brasil é nítida a presença de grandes disparidades socioeconômicas. Uma parte significativa

da população reside em locais que não contam com infraestrutura adequada, como as periferias de grandes cidades (IBGE, 2011), vivendo sem acesso ao saneamento básico e gestão de resíduos sólidos, por exemplo (ALI et al., 2017). Tais locais se destacam por armazenarem água em recipientes domésticos, aumentando muito a presença de criadouros de mosquitos (MARCONDES; XIMENES, 2016). Em regiões com poucos recursos socioeconômicos os arbovírus são um evidente problema de saúde e ainda constituem parte da manutenção da pobreza em países tropicais (LABEAUD, 2008). As condições precárias de vida e moradia são importantes fatores relacionados com a ocorrência de arboviroses (SANDERS et al., 1999), já que o ciclo de vida de mosquitos vetores, principalmente o *A. aegypti*, principal espécie de mosquito vetor de inúmeras arboviroses, é propiciado por ambientes que permeiam moradias precárias urbanas (LIFSON, 1996; FRIEL et al., 2004; MORRISON et al., 2008; BURKY, 2020). Em suma, a transmissão de inúmeras doenças infecciosas pode ser condicionada pela pobreza, por afetar também a educação e cuidados com a saúde, perpetuando um ciclo de adoecimento (ALI et al., 2017).

## 2.2. MOSQUITOS VETORES NA REGIÃO AMAZÔNICA

Os vetores *A. aegypti* e o *A. albopictus* vêm se expandindo latitudinalmente e na região amazônica em decorrência do poder de adaptação ao ambiente doméstico e das mudanças climáticas (LOWE et al., 2020). Um dos reservatórios mais ricos em arbovírus no mundo é a Amazônia brasileira (DÉGALLIER et al., 1992), onde são mantidos em um ciclo silvestre na floresta com hospedeiros vertebrados e insetos vetores. A aproximação dos humanos com esse ecossistema aumenta o risco de emergência e/ou reemergência de novas zoonoses. Essa aproximação ocorre em decorrência de várias atividades como a construção de novas rodovias e barragens, desmatamento, mineração, entre outras (VASCONCELOS et al., 2001; ELLWANGER et al., 2020). O ressurgimento da malária na Venezuela, por exemplo, se deu através da entrada de trabalhadores não imunes em minerações ilegais (GRILLET et al., 2021).

Continuando a falar da Amazônia brasileira, criadouros ideais para *A. aegypti* cresceram através da construção de assentamentos com ausência de infraestrutura básica como serviços de coleta de lixo e água encanada (CASTRO et al., 2019). A construção de estradas para facilitar a conexão rural-urbana no Acre gerou mudanças na cobertura e uso da terra, além de ter possibilitado a urbanização não planejada e o aumento da mobilidade humana com transporte passivo de vetores e patógenos, fatores esses que foram

correlacionados com o surgimento da dengue nesses locais (LANA et al., 2017). Além dos problemas mencionados, a associação do desmatamento e do assentamento humano pode aumentar as mudanças climáticas em decorrência de eventos extremos, como os incêndios, as enchentes e as secas que ocorreram nos últimos 20 anos (MARENGO; ESPINOZA, 2016), os quais também estão correlacionados com outros eventos ainda mais intensos, por exemplo, destaca-se as alterações de temperatura e precipitação na bacia amazônica decorrentes do El Niño e La Niña (CAI et al., 2014).

Na região amazônica, o comportamento de algumas espécies de *Anopheles* Meigen, 1818 (Diptera, Culicidae) pode ser alterado por mudanças ambientais provocadas por atitudes humanas que conseqüentemente provoca alterações nos padrões endêmicos da malária nessa região (Reis et al., 2018). O desmatamento favoreceu o crescimento populacional do mosquito *An. (Nyssorhynchus) darlingi* Root, 1926, principal vetor da malária humana na Amazônia brasileira, e houve associação com o aumento da prevalência desta doença nos últimos anos (VITTOR et al., 2006). Por exemplo, Mâncio Lima, município localizado no Acre, é uma das cidades que apresenta maior número de casos de malária (Reis et al., 2018), sendo a manutenção da transmissão da doença atribuída à grande quantidade de viveiros de peixes com manejo inadequado e pela paisagem alagada, os quais são locais que servem como criadouros para os mosquitos vetores, como *An. (N.) darlingi* (REIS et al., 2015). Ainda, o trabalho de Reis et al. (2018) evidenciou a presença de diversos vetores secundários, como o *An. (N.) albitarsis* Galvão & Damasceno, 1942 na área urbana de Mâncio Lima próximo a residências e aos viveiros de peixes sem o manejo adequado.

### 2.3. FLEBOTOMÍNEOS E LEISHMANIOSES

Vários países das Américas, inclusive o Brasil, vêm sofrendo com os impactos ambientais provocados pela ação humana, acarretando em mudanças no perfil epidemiológico das leishmanioses (VILELA et al., 2011). Essas doenças infecciosas são um problema de saúde pública no Brasil, pois são zoonoses inseridas em um cenário epidemiológico relacionado ao manejo da biodiversidade com o uso da terra, com relação direta ao contexto ambiental em que o ciclo de transmissão acontece (DA FONSECA et al., 2014).

A circulação de flebotomíneos tem extrapolado limites geográficos em decorrência da mudança dos fatores de exposição humana, como a expansão demográfica e urbanização, promovendo, assim, maior aproximação do ser humano com o ciclo natural de transmissão.



Um exemplo é a expansão da leishmaniose visceral na região Centro-Oeste e Sudeste e, mais recentemente, na região Sul do Brasil, associada à construção de gasodutos e alteração ambiental (PASQUALI et al., 2019). A progressiva degradação ambiental da região amazônica favorece o desenvolvimento dos vetores como *Nyssomyia whitmani* (Atunes & Coutinho, 1939) (Diptera, Phlebotominae) e aumenta o risco de infecção de espécies de *Leishmania* causadoras de leishmaniose cutânea (RANGEL et al., 2014; CARVALHO et al., 2015). Além disso, ressalta-se que vem ocorrendo uma maior aproximação de áreas urbanas às regiões florestais, o que aumenta as chances de interferência na dinâmica de transmissão de patógenos (LAINSON; RANGEL, 2005; WORLD HEALTH ORGANIZATION, 2010; BRASIL, 2017). Alterações ambientais favorecem a dispersão de animais silvestres e dos flebotomíneos como *Ny. whitmani* e *Bichromomyia flaviscutellata* (Mangabeira, 1942) (FALQUETO, 1997) em áreas de atividades mineradoras, assentamentos populacionais e construções de usinas hidrelétricas, possibilitando o estabelecimento de novos ciclos de transmissão próximos a residências e, conseqüentemente, a ocorrência de novos casos humanos de leishmanioses (RANGEL; LAINSON, 2009; BRASIL, 2017). Além disso, a entrada humana para desmatamento em regiões de floresta expõe os humanos a picadas dos insetos vetores (DESJEUX, 2004).

As desigualdades socioeconômicas e fatores ambientais podem determinar a ocorrência desta doença, por exemplo, um estudo realizado na Costa Rica evidenciou uma correlação entre a densidade e diversidade flebotomíneos com a condição socioeconômica da população e mudanças ambientais associadas ao desmatamento e ao uso da terra (CHAVES et al., 2008). No estado de Tocantins, Brasil, com o surgimento de novas moradias e profundas mudanças na vegetação, impactos ambientais significativos foram observados em decorrência da construção da Usina Hidrelétrica Lajeado (VILELA et al., 2011). Além disso, o investimento em mão de obra é comum com a construção de usinas hidrelétricas e assim há uma tendência de migração para essa área, ocasionando o aumento do número de pessoas em área de risco e facilitando a transmissão do patógeno. Levando em consideração o ciclo das leishmanioses, essas mudanças podem facilitar o contato vetor-hospedeiro nesse ambiente peridomiciliar que, na maioria das vezes, é feito em forma de assentamentos não planejados em meio a atividades de desmatamento e outros impactos ambientais (VILELA et al., 2011).

## 2.4 TRIATOMÍNEOS E DOENÇA DE CHAGAS

Os triatomíneos são insetos hematófagos, amplamente conhecidos por serem vetores do agente etiológico da doença de Chagas, o protozoário *T. cruzi* (Chagas, 1909) (LENT; WYGODZINSKY, 1979). A transmissão dessa doença infecciosa está restrita às Américas, onde se estima que cerca de 4-5 milhões de pessoas estejam infectadas (GBD, 2018). Das copas das árvores até tocas subterrâneas podem ser encontrados os triatomíneos, pois são insetos com habitats amplamente diversos, desde as florestas tropicais até em desertos (LENT; WYGODZINSKY, 1979; BARRETT, 1991; NOIREAU; DUJARDIN, 2010). Aqui destacamos que as espécies mais conhecidas como vetores do *T. cruzi* possuem preferência para locais construídos pelo ser humano, onde a hematofagia é feita no domicílio e/ou peridomicílio, seja em pessoas ou em animais domésticos, sendo esses insetos classificados como sinantrópicos (WYGODZINSKY, 1979; BARRETT, 1991; LENT; NOIREAU; DUJARDIN, 2010). A distribuição de triatomíneos geralmente está associada com variáveis climáticas e à cobertura do solo (GURGEL-GONÇALVES et al., 2012; MEDONE et al., 2015), sendo o desmatamento em áreas rurais, um fator significativo para a dispersão de triatomíneos (GORLA, 2002). Além disso, o aumento da interação entre as espécies vetoras do *T. cruzi* e os reservatórios, como, por exemplo, entre *Rhodnius pallescens* Barber, 1932 (Hemiptera, Triatominae) e *Didelphis marsupialis* Linnaeus, 1758 (Didelphimorphia, Didelphidae), pode ocorrer em decorrência da perda da biodiversidade relacionada ao desmatamento, como foi observado em decorrência de atividades para crescimento da agropecuária no Panamá (GOTTDENKER et al., 2011, 2012).

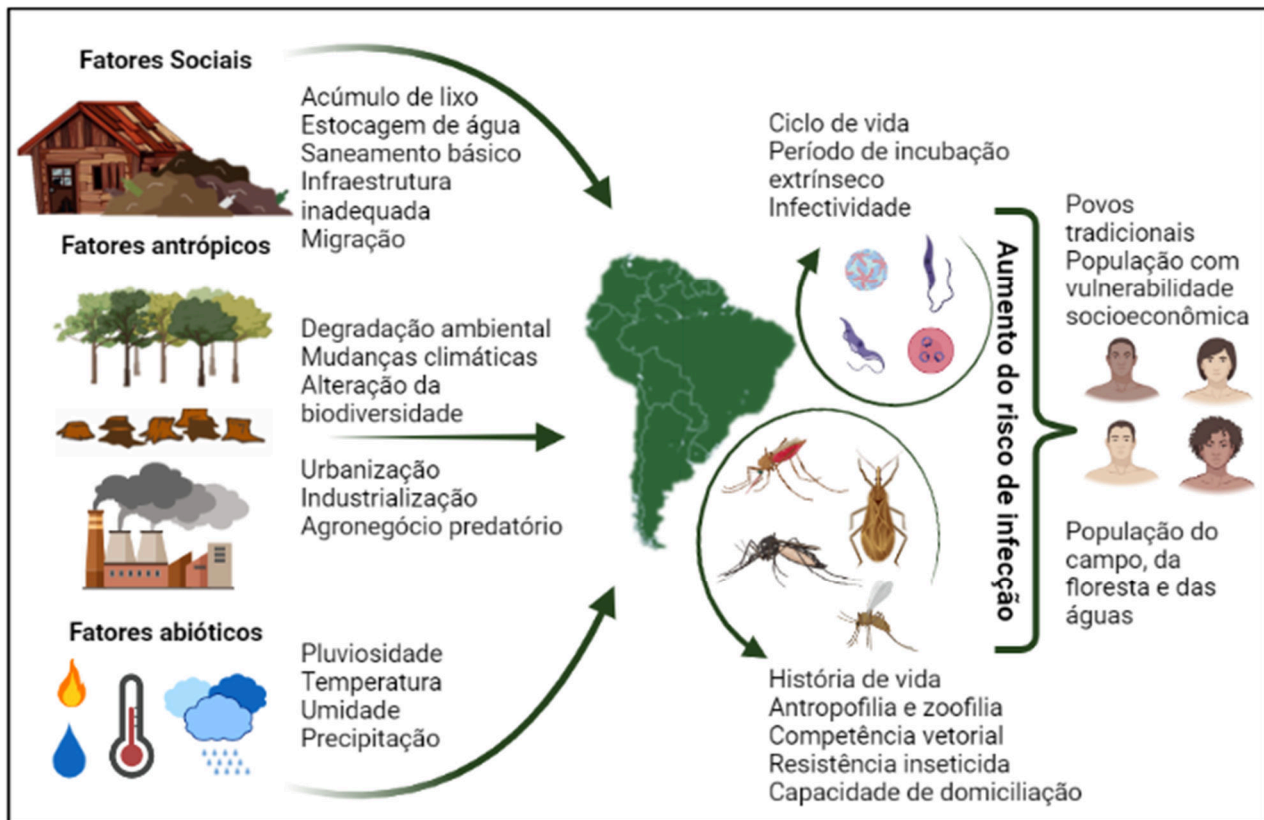
No nordeste brasileiro, mais especificamente na região da caatinga, a espécie *Triatoma brasiliensis* Neiva, 1911 se destaca como um importante vetor da doença de Chagas (LENT; WYGODZINSKY, 1979; BARRETT, 1991; COSTA et al., 2003) e, nota-se a adaptação e resistência dessa espécie que consegue sobreviver em ambientes muito secos e com elevadas temperaturas (COSTA et al., 2014; CATALÁ; BEZERRA; DIOTAIUTI, 2015). No entanto, infestações em habitações humanas são frequentemente relatadas (LENT; WYGODZINSKY, 1979; BARRETT, 1991; COSTA et al., 2003). Ribeiro e colaboradores (2019) observaram que *T. brasiliensis* é um triatomíneo que explora habitats tanto selvagens quanto artificiais na Caatinga semiárida, podendo, assim, suportar climas extremos, e destacam que a presença de habitações humanas precárias continuará servindo como criadouros dos vetores, sendo consideradas como locais de manutenção do ciclo da doença de Chagas nesta região do Brasil.

## 2.5. PERSPECTIVA ECOSSOCIAL

Embora as doenças transmitidas por vetores possam causar grandes epidemias que afetam a produtividade econômica de uma maneira geral, elas também causam consequências “ocultas” nas comunidades locais, perpetuando a pobreza e a exclusão social (BARDOSH et al., 2017). Ao se pensar em mudanças ambientais e patógenos transmitidos por vetores, é fundamental destacar que as consequências desse desequilíbrio acometem populações de forma desigual, onde a pobreza aumenta a susceptibilidade a esses patógenos de diversas maneiras. Cabe destacar que, o conceito de pobreza ou vulnerabilidade social não é facilmente mensurável e traduzível em contextos, pelo contrário, é complexo, dinâmico e não possui um significado único e consolidado, podendo ser utilizado de diversas formas, com significados distintos e diferentes implicações (PROWSE, 2003), o que traz a necessidade de um olhar mais contextualizado. Diferentes grupos sociais são vulneráveis de diferentes maneiras, influenciados, por exemplo, pelo local de residência, etnia e classe social.

Quem vive em situação de vulnerabilidade social e próximo aos ambientes modificados, como as comunidades indígenas, ribeirinhas e periurbanas, sofrem mais com as consequências dessas alterações. Por exemplo, em comparação ao ano de 2019, em 2020 houve um aumento de 64% nas taxas de desmatamento florestal, gerando cada vez mais degradação ambiental e perda de ecossistemas valiosos, além do aumento de fatores de risco para a saúde das comunidades indígenas (LOWE et al., 2020).

O desmatamento e a urbanização informal estão ligados à fragmentação de habitats e essa situação ecológica induz a migração da vida selvagem para habitats alternativos, que podem incluir ambientes urbanizados e de-urbanizados. A de-urbanização, caracterizada pela negligência, abandono e decadência urbana, pode resultar em condições ambientais mais favoráveis para surtos de doenças (BAIPING et al., 2004), sendo as disparidades socioeconômicas fatores que exacerbam no risco de se adquirir as mesmas. A exemplo, algumas doenças transmitidas por mosquitos” como a dengue, tem maior incidência em populações socioeconomicamente vulneráveis (HARRINGAN et al., 2010; ROTHENBURGER et al., 2017). Ainda, os fatores socioeconômicos podem influenciar a distribuição do próprio vetor (DE AZEVEDO et al., 2018) também aumentando o risco de infecção. Assim, comunidades vulneráveis podem ser novamente impactadas pelo efeito adicional de um aumento da carga de doenças resultante da de-urbanização (Figura 1).



**Figura 1.** Diferentes fatores que levam a alterações ambientais e, conseqüentemente, influenciam na dinâmica de transmissão de microrganismos e potencializam o aparecimento de novos patógenos potenciais (*spillover*).

### 3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Reflexão crítica e ações de controle são necessárias quanto à retomada de um modelo de desenvolvimento predatório altamente agressivo aos ecossistemas, capaz de exacerbar riscos de reemergência ou surgimento de doenças. É imperativo considerar a Amazônia e outros biomas brasileiros que estão sofrendo uma intensificação dos impactos devido ao desmatamento, incêndios florestais, mineração, monocultura extensiva, pecuária, perda de biodiversidade, pois entre as causas desses impactos estão atividades ilícitas, instabilidades, violência, corrupção. Esses fatores são responsáveis pelo aumento do risco de antigas e novas doenças se espalharem pelos ecossistemas, disseminando-se com sucesso entre os humanos (HIRSCHFELD, 2020).

A complexidade das dinâmicas de transmissão de doenças infecciosas, em especial, as transmitidas por vetores, exige abordagens funcionais aos desafios sociais e ambientais,

o que significa ouvir várias vozes na tomada de decisão, para que estas se traduzam verdadeiramente no interesse coletivo (GIATTI, 2019). Assim, mais abordagens democráticas do conhecimento devem ser adotadas para romper com políticas de omissão e exclusão (GIATTI et al., 2021).

Fica evidente a necessidade de uma agenda permanente de pesquisa e vigilância para doenças infecciosas que englobe determinantes sociais, ambientais, econômicos e políticos, fortalecendo abordagens interdisciplinares para o manejo dos desafios da saúde (PARKES et al., 2005; HANCOCK, 2015). Para mitigar os efeitos das alterações ambientais e a emergência de doenças infecciosas é necessária a participação de diferentes esferas da sociedade, incluindo agências governamentais, universidades, instituições de pesquisa, organizações não governamentais, escolas e comunidades locais. Uma perspectiva *One Health* deve ser aplicada, principalmente para identificar os fatores que contribuem para o surgimento e transmissão de doenças infecciosas, adotando ações integradas. Controlar o desmatamento significa preservar a biodiversidade e proteger a saúde humana (ELWANGER et al., 2020). Lidar com a complexidade socioecológica inerente ao risco do surgimento de doenças infecciosas requer uma co-construção de conhecimento científico, entre abordagens ecossociais e governança, que se traduza em arranjos mais sofisticados funcionais na tomada de decisões (GIATTI et al., 2021).

#### 4. REFERÊNCIAS

- ALI, S.; GUGLIEMINI, O.; HARBER, S.; HARRISON, A.; HOULE, L.; IVORY, J.; et al. Environmental and Social Change Drive the Explosive Emergence of Zika Virus in the Americas. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 11, n. 2, p. 1–16, 2017.
- ARAGÓN, L. E. A Dimensão Internacional da Amazônia: Um Aporte para sua Interpretação/The international dimension of the Amazon: a contribution for its interpretation. **Revista Nera**, v. 21, n. 42, p. 14–33, 2018.
- BARRETT, T. V. **Advances in triatomine bug ecology in relation to Chagas disease**. In: HARRIS, K. H. (Ed.). *Advances in disease vector research*. New York: Springer-V, 1991.
- BEGON, M.; HARPER, J.; TOWNSEND, C. **Ecology: Individuals, Populations and Communities**. UK: Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1990.
- BERN, C.; MAGUIRE, J. H.; ALVAR, J. Complexities of assessing the disease burden attributable to leishmaniasis. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 2, n. 10, 2008.
- BRASIL. Ministério da Saúde. **Manual De Vigilância Da Leishmaniose Tegumentar**. 2017.
- BURKETT-CADENA, N. D.; VITTOR, A. Y. Deforestation and vector-borne disease: Forest

conversion favors important mosquito vectors of human pathogens. **Basic and Applied Ecology**, v. 26, p. 101–110, 2018.

BUSKIRK, J. VAN; OSTFELD, R. S. Controlling Lyme Disease by Modifying the Density and Species Composition of Tick Hosts. **Ecological Applications**, v. 5, n. 4, p. 1133–1140, 1995.

CAI, W.; BORLACE, S.; LENGAINNE, M.; VAN RENSCH, P.; COLLINS, M.; VECCHI, G.; et al. Increasing frequency of extreme El Niño events due to greenhouse warming. **Nature Climate Change**, v. 4, p. 111–116, 2014.

CARNEIRO, M. A. F.; ALVES, B. C. A.; GEHRKE, F. S.; DOMINGUES, J. N.; SÁ, N.; PAIXÃO, S. et al. Environmental factors can influence dengue reported cases. **Rev Assoc Med Bras**, v. 63, n. 11, p. 957–961, 2017.

CARVALHO, B. M.; RANGEL, E. F.; READY, P. D.; VALE, M. M. Ecological niche modelling predicts southward expansion of *Lutzomyia (Nyssomyia) flaviscutellata* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae), vector of *Leishmania (Leishmania) amazonensis* in South America, under climate change. **PLoS ONE**, v. 10, n. 11, p. 1–21, 2015.

CARVALHO, W. D.; MUSTIN, K.; HILÁRIO, R. R.; VASCONCELOS, I.M.; EILERS, V.; FEARNSIDE, P. M. Deforestation control in the Brazilian Amazon: A conservation struggle being lost as agreements and regulations are subverted and bypassed. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 17, n. 3, p. 122–130, 2019.

CASTRO, M. C.; BAEZA, A.; CODEÇO, C. T.; CUCUNUBÁ, Z. M.; DAL'ASTA, A.P.; DE LEO, G. A.; et al. Development , environmental degradation , and disease spread in the Brazilian Amazon. **PLoS Biology**, v. 17, n. 11, p. 4–11, 2019.

CATALÁ, S.; BEZERRA, C. M.; DIOTAIUTI, L. Thermal preferences and limits of *Triatoma brasiliensis* in its natural environment - Field observations while host searching. **Memórias do Instituto Oswaldo cruz**, v. 110, p. 793–796, 2015.

CHAVES, L. F.; COHEN, J. M.; PASCUAL, M.; WILSON, M. L. Social exclusion modifies climate and deforestation impacts on a vector-borne disease. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 2, n. 2, p. 1–8, 2008.

CHRISTIAN, K.; ISABELLE, L. V.; FRÉDÉRIC, J.; VINCENT, D. More species, fewer specialists: 100 years of changes in community composition in an island biogeographical study. **Diversity and Distributions**, v. 15, n. 4, p. 641–648, 2009.

COSTA, J.; ALMEIDA, C. E.; DOTSON, E. M.; LINS, A.; VINHAES, M.; SILVEIRA, A. C.; et al. The Epidemiologic Importance of *Triatoma brasiliensis* as a Chagas Disease Vector in Brazil: a Revision of Domiciliary Captures during 1993-1999. **Memórias do Instituto Oswaldo cruz**, v. 98, p. 443–449, 2003.

COSTA, J.; DORNAK, L. L.; ALMEIDA, C. E.; PETERSON, A. T. Distributional potential of the *Triatoma brasiliensis* species complex at present and under scenarios of future climate conditions. **Parasites and Vectors**, v. 7, n. 238, p. 1–10, 2014.

CUPERTINO, M.; RESENDE, M.; MAYER, N.; CARVALHO, L.; SIQUEIRA-BATISTA, R. Emerging and re-emerging human infectious diseases: A systematic review of the role of wild animals with a focus on public health impact. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v. 13, n. 3, p. 99–106, 2020.

DA COSTA, S. M.; CORDEIRO, J. L. P.; RANGEL, E. F. Environmental suitability for

*Lutzomyia* (*Nyssomyia*) *whitmani* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) and the occurrence of American cutaneous leishmaniasis in Brazil. **Parasites and Vectors**, v. 11, n. 1, p. 1–10, 2018.

DA FONSECA, E. S.; DANDREA, L. A. Z.; TANIGUCHI, H. H.; HIRAMOTO, R. M.; TOLEZANO, J. E.; GUIMARÃES, R. B. Spatial epidemiology of american cutaneous leishmaniasis in a municipality of west são paulo state, Brazil. **Journal of Vector Borne Diseases**, v. 51, n. 4, p. 271–275, 2014.

DE AZEVEDO, T. S.; BOURKE, B. P.; PIOVEZAN, R.; SALLUM, M. A. M. The influence of urban heat Islands and socioeconomic factors on the spatial distribution of *Aedes aegypti* larval habitats. **Geospatial Health**, v. 13, n. 1, p. 179–187, 2018.

DÉGALLIER, N.; ROSA, A. P. D.; VASCONCELOS, P.; HERVÉ, J.; FILHO, G. C. S.; ROSA, J. F.; et al. Modifications of arbovirus transmission in relation to construction of dams in Brazilian Amazonia. **Journal of the Brazilian Association for the Advancement of Science**, v. 44, p. 9–13, 1992.

DONALÍSIO, M. R.; GLASSER, C. M. Vigilância Entomológica e Controle de Vetores do Dengue. **Rev Bras Epidemiol**, v. 5, n. 3, p. 259–272, 2002.

EASTIN, M. D.; DELMELLE, E.; CASAS, I.; WEXLER, J.; SELF, C. Intra- and Interseasonal Autoregressive Prediction of Dengue Outbreaks Using Local Weather and Regional Climate for a Tropical Environment in Colombia. **Am J Trop Med Hyg**, v. 91, n. 3, p. 598–610, 2014.

ELLWANGER, J. H.; KULMANN-LEAL, B.; KAMINSKI, V. L.; VALVERDE-VILLEGAS, J. M.; VEIGA, A. B.; SPILKI, F. R.; et al. Beyond diversity loss and climate change: Impacts of Amazon deforestation on infectious diseases and public health. **An Acad Bras Cienc**, v. 92, p. 1–33, 2020.

FALQUETO, A. Especificidade alimentar de flebotomíneos em duas áreas endêmicas de leishmaniose tegumentar no Estado do Espírito Santo, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 30, n. 6, p. 531–532, 1997.

FERRANTE, L.; FEARNSIDE, P. M. Brazil's new president and "ruralists" threaten Amazonia's environment, traditional peoples and the global climate. **Environmental Conservation**, p. 1–3, 2019.

FRANCO FILHO, L. C.; BARATA, R. R.; CARDOSO, J. F.; MASSAFRA, J. M. V.; LEMOS, P. S.; CASSEB, L. M. N.; et al. Metagenomic Analysis of Samples from Three Bat Species Collected in the Amazon Rain Forest. **Microbiology Resource Announcements**, v. 8, n. 2, p. 10–12, 2019.

GARZA, M.; FERIA ARROYO, T. P.; CASILLAS, E. A.; SANCHEZ-CORDERO, V.; RIVALDI, C. L.; SARKAR, S. Projected Future Distributions of Vectors of *Trypanosoma cruzi* in North America under Climate Change Scenarios. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 8, n. 5, 2014.

GASCON, J.; BERN, C.; PINAZO, M. J. Chagas disease in Spain, the United States and other non-endemic countries. **Acta Tropica**, v. 115, n. 1–2, p. 22–27, 2010.

GBD. Global, regional, and national incidence, prevalence, and years lived with disability for 354 diseases and injuries for 195 countries and territories, 1990 - 2017: a systematic analysis for the Global Burden of Disease Study 2017. **The Lancet**, v. 392, p. 1789–1858, 2018.

GIATTI, L. L. **Participatory research in the Post-Normal Age: Unsustainability and uncertainties to rethink Paulo Freire's pedagogy of the oppressed.** Springer ed., 2019.

GIATTI, L. L. RIBEIRO, R. A.; NAVA, A. F. D.; GUTBERLET, JUTTA. Emerging complexities and rising omission: Contrasts among socio-ecological contexts of infectious diseases, research and policy in Brazil. **Genetics and Molecular Biology**, v. 44, n. 1, p. 1–9, 2021.

GIBBS, K. E.; MACKEY, R. L.; CURRIE, D. J. Human land use, agriculture, pesticides and losses of imperiled species. **Diversity and Distributions**, v. 15, n. 2, p. 242–253, 2009.

GORLA, D. E. Variables ambientales registradas por sensores remotos como indicadores de la distribución geográfica de *Triatoma infestans* ( Heteroptera : Reduviidae ). **Ecología Austral**, v. 12, p. 117–127, 2002.

GOTTDENKER, N. L. CHAVES, L. F.; CALZADA, J. E.; SALDANÑA, A.; CARROLL, C. R. Host Life History Strategy , Species Diversity , and Habitat Influence *Trypanosoma cruzi* Vector Infection in Changing Landscapes. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 6, n. 11, p. 5–7, 2012.

GOTTDENKER, N. L.; CALZADA, J. E.; SALDANÑA, A.; CARROLL, C. R. Association of Anthropogenic Land Use Change and Increased Abundance of the Chagas Disease Vector *Rhodnius pallescens* in a Rural Landscape of Panama. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 84, n. 1, p. 70–77, 2011.

GRILLET, M. E.; MORENO, J. E.; HERNÁNDEZ-VILLENA, J. V.; VINCENTI-GONZÁLEZ, M. F.; NOYA, O.; TAMI, A.; et al. Malaria in Southern Venezuela: The hottest hotspot in Latin America. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 15, n. 1, p. 1–18, 2021.

GUBLER, D. J.; REITER, P.; EBI, K. L.; YAP, W.; NASCI, R.; PATZ, J. A. Climate Variability and Change in the United States : Potential Impacts on Vector- and Rodent-Borne Diseases. **Environmental Health Perspectives**, v. 109, p. 223–233, 2001.

GURGEL-GONÇALVES, R.; GALVÃO, C.; COSTA, J.; PETERSON, A. T. Geographic Distribution of Chagas Disease Vectors in Brazil Based on Ecological Niche Modeling. **Journal of Tropical Medicine**, v. 2012, p. e705326, 2012.

HALES, S.; WET, N.; MAINDONALD, J.; WOODWARD, A. Potential effect of population and climate changes on global distribution of dengue fever : an empirical model. **Lancet**, v. 360, p. 830–834, 2002.

HANCOCK, T. Population health promotion 2.0: An eco-social approach to public health in the Anthropocene. **Canadian Journal of Public Health**, v. 106, n. 4, p. e252–e255, 2015.

HIRSCHFELD, K. Microbial insurgency: Theorizing global health in the Anthropocene. **Anthropocene Review**, v. 7, n. 1, p. 3–18, 2020.

IBGE. **2010 Census: 11.4 million Brazilians (6.0%) live in subnormal agglomerates.** Disponível em: <<https://censo2010.ibge.gov.br/en/noticias-censo.html?view=noticia&id=1&idnoticia=2057&busca=1&t=2010-census-11-4-million-brazilians-6-0-live-in-subnormal-agglomerates>>. Acesso em: 07/07/2021.

INPE. **Projeto PRODES: Monitoramento da Floresta Amazônica Brasileira por Satélite.** Disponível em: <<http://www.obt.inpe.br/prodes/>>. Acesso em: 10/06/2021.

JONES, K. E.; PATEL, N. G.; LEVY, M. A.; STOREYGARD, A.; BALK, D.; GITTLEMAN, J.



- L.; et al. Global trends in emerging infectious diseases. **Nature**, v. 451, p. 990–994, 2008.
- KEESING, F.; BELDEN, L. K.; DASZAK, P.; DOBSON, A.; HARVELL, C. D.; HOLT, R. D.; et al. Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. **Nature**, v. 468, p. 7–12, 2010.
- KEESING, F.; BRUNNER, J.; DUERR, S.; KILLILEA, M.; LOGIUDICE, K.; SCHMIDT, K.; et al. Hosts as ecological traps for the vector of Lyme disease Hosts as ecological traps for the vector of Lyme disease. **Proc R Soc B Biol Sci**, v. 276, p. 3911–3919, 2009.
- KEESING, F.; HOLT, R. D.; OSTFELD, R. S. Effects of species diversity on disease risk. **Ecology Letters**, v. 9, n. 4, p. 485–498, 2006.
- KHANNA, J.; MEDVIGY, D.; FUEGLISTALER, S.; WALKO, R. Regional dry-season climate changes due to three decades of Amazonian deforestation. **Nature Climate Change**, v. 7, n. 3, p. 200–204, 2017.
- KILPATRICK, A. M.; SALKELD, D. J.; TITCOMB, G.; HAHN, M. B. Conservation of biodiversity as a strategy for improving human health and well-being. **Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 372, n. 1722, p. e20160131, 2017.
- KRAEMER, M. U. G.; REINER, R. C.; BRADY, O. J.; MESSINA, J. P.; GILBERT, M.; PIGOTT, D. M.; et al. Past and future spread of the arbovirus vectors *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. **Nature Microbiology**, v. 4, n. 5, p. 854–863, 2019.
- LAINSON, R.; RANGEL, B. F. *Lutzomyia longipalpis* and the eco-epidemiology of American visceral leishmaniasis, with particular reference to Brazil - A review. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 8, p. 811–827, 2005.
- LAMBIN, E. F.; MEYFROIDT, P. Global land use change, economic globalization, and the looming land scarcity. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 108, n. 9, p. 3465–3472, 2011.
- LANA, R. M.; GOMES, M. F. C.; LIMA, T. F. M.; HONÓRIO, N. A.; CODEÇO, C. T. The introduction of dengue follows transportation infrastructure changes in the state of Acre, Brazil: A network-based analysis. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 11, n. 11, p. 1–27, 2017.
- LENT, H.; WYGODZINSKY, P. W. Revision of the Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) and their significance as vectors of Chagas' disease. **Bull Am Mus Nat Hist.**, v. 163, p. 123–520, 1979.
- LIMA-CAMARA, T. N. Emerging arboviruses and public health challenges in Brazil. **Revista de saude publica**, v. 50, p. 1–7, 2016.
- LIU-HELMERSSON, J.; QUAM, M.; WILDER-SMITH, A.; STENLUND, H.; EBI, K. Climate Change and Aedes Vectors: 21st Century Projections for Dengue Transmission in Europe. **EBioMedicine**, v. 7, p. 267–277, 2016.
- LLOYD-SMITH, J. O.; GEORGE, D.; PEPIN, K. M.; PITZER, V. E.; PULLIAM, J. R.C.; DOBSON, A. P.; et al. Epidemic dynamics at the human-animal interface. **Science**, v. 326, n. 5958, p. 1362–1367, 2009.
- LOREAU, M.; NAEEM, S.; INCHAUSTI, P.; BENGTSSON, J.; GRIME, J. P.; HECTOR, A.; et

- al. Ecology: Biodiversity and ecosystem functioning: Current knowledge and future challenges. **Science**, v. 294, n. 5543, p. 804–808, 2001.
- LOWE, R.; HODGKIN, D.; LEE, S.; LANA, R. M.; CODEÇO, C. T.; CASTRO, M. C. et al. Emerging arboviruses in the urbanized Amazon rainforest. **Bmj**, v. 371, p. 1–5, 2020.
- MARCONDES, C. B.; XIMENES, M. DE F. F. DE M. Zika virus in Brazil and the danger of infestation by *Aedes* (*Stegomyia*) mosquitoes. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 49, n. 1, p. 4–10, 2016.
- MARENGO, J. A.; ESPINOZA, J. C. Extreme seasonal droughts and floods in Amazonia: causes, trends and impacts. **Int. J. Climatol.** **3**, v. 1050, p. 1033–1050, 2016.
- MEDEIROS, D. B. A.; VASCONCELOS, P. F. C. Is the brazilian diverse environment is a crib for the emergence and maintenance of exotic arboviruses? **Anais da Academia Brasileira de Ciencias**, v. 91, p. 1–6, 2019.
- MEDONE, P.; CECCARELLI, S.; PARHAM, P. E.; RABINOVICH, J. E. The impact of climate change on the geographical distribution of two vectors of Chagas disease: implications for the force of infection. **Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci**, v. 370, n. 1665, p. e20130560 2015.
- MIS, M. **Zika, dengue fever pose “immediate threat” in quake-hit Ecuador-charity.** Disponível em: <<https://www.reuters.com/article/us-ecuador-quake-disease-idUSKCN0XI1MJ>>. Acesso em: 07/06/2021.
- MURRAY, K. A.; DASZAK, P. Human ecology in pathogenic landscapes: Two hypotheses on how land use change drives viral emergence. **Current Opinion in Virology**, v. 3, n. 1, p. 79–83, 2013.
- NOIREAU, F.; DUJARDIN, J. **Biology of Triatominae.** In: TELLERIA, J.; TIBAYRENC, M. (Eds.). American trypanosomiasis: Chagas disease one hundred years of research. Burlington: Elsevier, 2010.
- OLIVEIRA, M. J.; CARNEIRO, C. D. R.; VECCHIA, F. A. S.; BAPTISTA, G. M. M.. Ciclos climáticos e causas naturais das mudanças do clima. **Terrae Didactica**, v. 13, n. 3, p. 149–184, 2017.
- OSTFELD, R. S.; KEESING, F. Biodiversity and disease risk: The case of Lyme disease. **Conservation Biology**, v. 14, n. 3, p. 722–728, 2000.
- PARKES, M. W.; BIENEN, L.; BREILH, J.; HSU, L. N.; MCDONALD, M.; PATZ, J. A.; et al. All hands on deck: Transdisciplinary approaches to emerging infectious disease. **EcoHealth**, v. 2, n. 4, p. 258–272, 2005.
- PASQUALI, A.K.S.; BAGGIO, R.A.; BOEGER, W.A.; GONZÁLEZ-BRITEZ, N.; GUEDES, D.C.; CHAVES, E.C.; et al. Dispersion of *Leishmania* (*Leishmania*) *infantum* in central-southern Brazil: Evidence from an integrative approach. **PLoS Negl Trop Dis**, v. 29, n. 13, p. e0007639, 2019.
- PATZ, J. A.; OLSON, S. H.; UEJIO, C. K.; GIBBS, H. K.. Disease Emergence from Global Climate and Land Use Change. **Medical Clinics of North America**, v. 92, n. 6, p. 1473–1491, 2008.
- RANGEL, E. F.; COSTA, S. M. DA; CARVALHO, B. M. **Environmental Changes and the**

**Geographic Spreading of American Cutaneous Leishmaniasis in Brazil.** In: CLABORN, D. *Leishmaniasis - Trends in Epidemiology, Diagnosis and Treatment*, IntechOpen, 2014.

RANGEL, E. F.; LAINSON, R. Proven and putative vectors of American cutaneous leishmaniasis in Brazil: Aspects of their biology and vectorial competence. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, n. 7, p. 937–954, 2009.

RAO, V. B.; MANEESHA, K.; SRAVYA, P.;FRANCHITO, S. H.; DASARI, H.; GAN, M. A. Future increase in extreme El Nino events under greenhouse warming increases Zika virus incidence in South America. **npj Climate and Atmospheric Science**, v. 2, n. 1, p. 2–8, 2019.

REIS, I. C.; CODEÇO, C. T.; CÂMARA, D. C. P.; CARVAJAL, J. J.; PEREIRA, G. R.; KEPPELER, E. C.; et al. Diversity of *Anopheles spp.* (Diptera : Culicidae) in an Amazonian Urban Area. **Neotrop Entomol**, v. 47, p. 412–417, 2018.

REIS, I. C.; HONÓRIO, N. A.; BARROS, F. S.M; BARCELLOS, C.; KITRON, U.; CAMARA, D. C. P.; et al. Epidemic and Endemic Malaria Transmission Related to Fish Farming Ponds in the Amazon Frontier. **PLoS ONE**, v. 10, n. 9, 2015.

RIBEIRO, A. C.; SARQUIS, O.; LIMA, M. M.; ABAD-FRANCH, F. Enduring extreme climate : Effects of severe drought on *Triatoma brasiliensis* populations in wild and man-made habitats of the Caatinga. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 13, n. 10, p. 1–20, 2019.

RIBEIRO, M.; ANTUNES, C. M. D. F. Febre amarela: Estudo de um surto. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, n. 5, p. 523–531, 2009.

RODRIGUES, M. M.; RITA, G.; MONTEIRO, A.; LEANDRO, L.; SERPA, N.; ARDUINO, M. B.; et al. Density of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* and its association with number of residents and meteorological variables in the home environment of dengue endemic area , São Paulo , Brazil. **Parasites and Vectors**, v. 8, n. 115, p. 1–9, 2015.

ROTHENBURGER, J. L.; HIMSWORTH, C. H.; NEMETH, N. M.; PEARL, D. L.; JARDINE, C. M. Environmental Factors and Zoonotic Pathogen Ecology in Urban Exploiter Species. **EcoHealth**, v. 14, n. 3, p. 630–641, 2017.

SAKKAS, H.; BOZIDIS, P.;FRANKS, A.; PAPADOPOULOU, C. Oropouche fever: A review. **Viruses**, v. 10, n. 4, p. 1–16, 2018.

SANGENIS, L. H. C.; NIELEBOCK, M. A. P.; SANTOS, C. S.; DA SILVA, M. C. C.; BENTO, G. M. R. Transmissão da doença de Chagas por consumo de carne de caça: Revisão sistemática. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v. 19, n. 4, p. 803–811, 2016.

SHRAGAI, T.; TESLA, B.; MURDOCK, C.; HARRINGTON, L.C. Zika and chikungunya: mosquito-borne viruses in a changing world. **Annals of th New York Academy of Sciences**, v. 1399, n. 1, p. 61-77, 2017.

TABBAA, D.; SEIMENIS, A. Population displacements as a risk factor for the emergence of epidemics. **Veterinaria italiana**, v. 49, n. 1, p. 19–23, 2013.

TESLA, B.; DEMAPOVSKY, L. R.; MORDECAI, E. A.; RYAN, S. J.; BONDS, M. H.; NGONGHALA, C. N.; et al. Temperature drives Zika virus transmission: Evidence from empirical and mathematical models. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 285, n. 1884, 2018.

THE malERA CONSULTATIVE GROUP ON VECTOR CONTROL. A research agenda for

malaria eradication: Vector control. **PLoS Medicine**, v. 8, n. 1, p. 1–8, 2011.

VASCONCELOS, P. F. C.; DEGALLIER, N.; PINHEIRO, F. Clinical and ecoepidemiological situation of human arboviruses in Brazilian Amazonia. **Ciênc cult**, v. 44, n. 2/3, p. 117–24, 1992.

VASCONCELOS, P. F. C.; ROSA, A. P. A. T.; RODRIGUES, S. G.; ROSA, E. S. T.; DÉGALLIER, N.; ROSA, J. F. S. T. Inadequate management of natural ecosystem in the Brazilian Amazon region results in the emergence and reemergence of arboviruses. **Cad Saúde Pública**, v. 17, p. 155–164, 2001.

VASSEUR, D. A.; DELONG, J. P.; GILBERT, B.; GREIG, H. S.; HARLEY, C. D. G.; MCCANN, K. S. et al. Increased temperature variation poses a greater risk to species than climate warming. **Proc. R. Soc. Lond. B Biol. Sci.**, v. 281, p. e20132612, 2014.

VILELA, M. L.; AZEVEDO, C. G.; CARVALHO, B. M.; RANGEL, E. F. Phlebotomine fauna (Diptera: Psychodidae) and putative vectors of leishmaniasis in impacted area by Hydroelectric Plant, State of Tocantins, Brazil. **PLoS ONE**, v. 6, n. 12, p. 1–7, 2011.

VITTOR, A. Y.; GILMAN, R. H.; TIELSCH, J.; GLASS, G.; SHIELDS, T.; LOZANO, W. S. et al. The effect of deforestation on the human-biting rate of *Anopheles darlingi*, the primary vector of falciparum malaria in the Peruvian Amazon. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 74, n. 1, p. 3–11, 2006.

VOGELS, C. B. F.; RÜCKERT, C.; CAVANY, S. M.; PERKINS, T. A.; EBEL, G. D.; GRUBAUGH, N. D. Arbovirus coinfection and co-transmission: A neglected public health concern? **PLoS Biology**, v. 17, n. 1, p. 1–16, 2019.

WALSH, J. F.; MOLYNEUX, D. H.; BIRLEY, M. H. Deforestation: effects on vector-borne disease. **Parasitology**, v. 106, p. 55–75, 1993.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Control of the leishmaniasis. **World Health Organization technical report series**, n. 949, p. 22–26, 2010.

XIAO, F. Z.; ZHANG, Y.; DENG, Y. Q.; HE, S.; XIE, H. G.; ZHOU, X. N.; et al. The effect of temperature on the extrinsic incubation period and infection rate of dengue virus serotype 2 infection in *Aedes albopictus*. **Archives of Virology**, v. 159, n. 11, p. 3053–3057, 2014.

ZELDENRYK, L. M.; GRAY, M.; SPEARE, R.; GORDON, S.; MELROSE, W. The emerging story of disability associated with lymphatic filariasis: A critical review. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 5, n. 12, p. e1366, 2011.

## ORGANIZADORES

### Jader de Oliveira



Graduado em Ciências Biológicas (Bacharelado e Licenciatura Plena) pela Universidade de Araraquara UNIARA, possui o título de Mestre em Biociências e Biotecnologia Aplicadas à Farmácia pela Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (2015). Doutor em Biociências e Biotecnologia Aplicadas à Farmácia pela Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho (2019). Apresenta experiência em taxonomia de grupos de Reduviidae (ênfase em Triatominae), curadoria de coleções entomológicas, levantamento (metodologias de coleta e processamento de amostras) e inventariamento da entomofauna e sistemática e evolução de Triatominae.

### Kaio Cesar Chaboli Alevi



Graduado em Ciências Biológicas (Bacharelado e Licenciatura), Mestre em Biologia Animal e Doutor em Biociências pela Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (IBILCE/UNESP). Realizou Pós-Doutorado (PD) na área de Parasitologia (Entomologia Médica) (IBILCE/UNESP) e, atualmente, realiza um segundo PD na área de Epidemiologia (FCFAR/UNESP). Professor permanente do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas (Zoologia) do IBB/UNESP e do Programa de Pós-Graduação em Entomologia em Saúde Pública da FSP/USP. Apresenta experiência em Taxonomia, Sistemática, Genética e Evolução de Triatominae.

### Dionatas Ulises de Oliveira Meneguetti



Possui graduação em Ciências Biológicas pelo Centro Universitário Luterano de Ji-Paraná - CEULJI/ULBRA (2007), Especialista em Didática e Metodologia do Ensino Superior, Mestrado em Genética e Toxicologia Aplicada pela Universidade Luterana do Brasil - ULBRA (2011) e Doutorado em Biologia Experimental pela Universidade Federal de Rondônia – UNIR (2015). É docente da Universidade Federal do Acre (UFAC) e professor permanente do Programa de Pós-Graduação em Ciência da Saúde na Amazônia Ocidental (MECS) e Coordenador do Programa de Pós-Graduação em Ciência, Inovação e Tecnologia para Amazônia (PPGCITA). É coordenador do Laboratório de Medicina Tropical (LabMedt) da UFAC, onde desenvolve pesquisas principalmente na área da Relação Parasito-Hospedeiro.

## Luís Marcelo Aranha Camargo



Possui graduação em Medicina - ABC Fundação (1985), Residência Médica pela Universidade Federal de São Paulo (1987), Mestrado em Microbiologia e Imunologia pela Universidade Federal de São Paulo (1993) e Doutorado em Ciências (Biologia da Relação Patógeno-Hospedeiro) pela Universidade de São Paulo (1999). É Docente da Universidade de São Paulo e do Centro Universitário São Lucas, Vice-Coordenador do INCT-EPIAmO/CNPq e responsável pelo Instituto de Ciências Biomédicas 5 da Universidade de São Paulo (ICB-5-USP), localizado no município de Monte Negro, Rondônia. Trabalha a mais de 25 anos com doenças negligenciadas da amazonia e atenção básica a saúde em comunidades isoladas.

## ÍNDICE REMISSIVO

### A

Ações antrópicas: 131, 146, 148, 154, 295, 320 e 323.

Acre: 149, 164, 165, 166, 167, 168, 170, 173, 174, 175, 266, 267, 268, 277, 278, 279, 281, 286, 290, 292, 293, 294, 295, 296, 326 e 327.

Alimentação artificial: 229, 231, 233, 234, 235, 236, 237, 238, 239, 240, 241 e 242.

Amazônia ocidental: 168, 170, 175, 177, 286 e 292.

### C

Cariótipo: 13, 14, 15, 16, 17, 18, 70, 72, 73, 74, 75 e 76.

Citotaxonomia: 11 e 72.

COI: 197, 198, 208, 209 e 217.

Colônias: 44, 83, 93, 129, 229, 238, 240, 241 e 242.

Conjunto cromossômico diploide: 70 e 72.

Controle das leishmanioses: 301.

Cruzamentos experimentais: 109, 111, 113 e 115.

Cruzamentos experimentais: 113 e 115.

Culicidae: 43, 198, 202, 205, 206, 219, 229, 230, 247, 257, 324 e 327.

### D

Divergência genética: 59, 113 e 197.

DNA barcode: 197, 198, 200, 207, 208, 209, 210, 214 e 219.

Doença de Chagas: 38, 80, 120 e 190.

Doenças infecciosas: 229, 320, 321, 323, 324, 325, 326, 327, 330, 331 e 332.

Domiciliares: 135 e 142.

Domiciliação: 83, 129, 138, 156, 165, 166, 167, 175, 176 e 178.

DTU T. cruzi: 147 e 152.

### E

Ecologia de triatomíneos: 147.

Educação em saúde: 130, 131, 139, 147, 155, 158, 183 e 185.

Epidemiologia: 128, 158, 191, 205, 270, 271, 286, 290 e 296.

Estresse oxidativo: 246, 252, 253, 256 e 259.

### G

Genética: 43, 60, 112, 115, 205, 207, 246, 248, 251, 256, 288, 307 e 315.

**I**  
Identificação: 13, 18, 20, 21, 23, 35, 38, 40, 43, 44, 46, 70, 80, 81, 84, 85, 86, 100, 104, 122, 168, 170, 188, 190, 191, 197, 199, 200, 204, 207, 209, 210, 214, 215, 216, 217, 218, 249, 256, 257, 258, 301, 303 e 315.

Insensibilidade ao sítio-alvo: 246 e 249.

**L**  
Leishmania (Leishmania) major: 301, 312 e 313.

Leishmania (V.) braziliensis: 266, 267 e 309.

Leishmania major-like: 301.

Leishmaniasis en sud oeste de la amazonia: 266.

Leishmaniose tegumentar: 286, 287, 290, 301, 302, 307, 309, 310, 311, 312 e 315.

Leishmaniose Tegumentar Americana: 286, 290, 301 e 302.

**M**  
Morfologia: 11, 13, 20, 22, 38, 41, 47, 48, 52, 59, 62, 72, 197 e 210.

Morfometria: 23, 38, 42, 44, 57, 58, 59, 60, 62, 197, 200, 215, 217 e 219.

Mosquitos: 197, 198, 199, 202, 203, 204, 205, 207, 209, 215, 216, 217, 218, 219, 229, 230, 231, 232, 233, 234, 235, 236, 237, 238, 239, 240, 241, 242, 249, 257, 258, 322, 324, 325, 326, 327 e 330.

**N**  
Novas abordagens: 11.

**P**  
Pobreza: 320, 324, 326 e 330.

**S**  
Salud en fronteras: 266.

Subcomplexo Phyllosoma: 109.

**T**  
Taxonomia: 11, 12, 13, 20, 21, 38, 42, 44, 54, 59, 62, 72, 80, 109, 111, 116, 197, 198, 199, 200, 201, 202, 203, 204, 205, 207, 208, 214, 215, 217, 219, 303 e 310.

Triatoma: 12, 22, 23, 26, 38, 39, 41, 42, 44, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 58, 59, 61, 62, 71, 72, 73, 74, 75, 76, 81, 84, 85, 86, 93, 94, 95, 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104, 109, 110, 113, 115, 120, 121, 135, 136, 138, 146, 147, 148, 151, 152, 154, 156, 165, 167, 170, 171, 172, 175, 176, 177, 184 e 329.



Triatominae: 11, 12, 14, 21, 23, 25, 38, 39, 41, 42, 70, 71, 72, 73, 74, 75, 80, 81, 82, 86, 90, 91, 92, 94, 95, 96, 97, 98, 100, 110, 120, 121, 137, 138, 147, 165, 166, 177 e 329.

Triatomíneos: 11, 12, 13, 14, 18, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 35, 38, 42, 43, 44, 48, 50, 51, 60, 62, 70, 71, 72, 74, 76, 80, 81, 82, 83, 84, 85, 86, 87, 109, 110, 111, 115, 116, 120, 121, 122, 123, 124, 125, 126, 127, 80, 81, 84, 86, 87, 100, 104, 109, 126, 128, 129, 130, 131, 135, 138, 139, 140, 141, 142, 148, 149, 153, 154, 156, 157, 158, 164, 165, 166, 167, 168, 169, 170, 171, 172, 173, 174, 175, 176, 177, 183, 184, 186, 187, 188, 190, 191 e 329.

Tripanosomatídeos: 123, 165, 167, 169, 170, 171, 172, 175, 177 e 178.

Tripanossomíase americana: 81, 165 e 166.

Trypanosoma cruzi: 12, 20, 21, 39, 71, 81, 104, 110, 120, 121, 135, 137, 141, 146, 147, 148, 164, 165, 166, 175, 177, 183 e 184.

## V

Vetores: 11, 12, 13, 14, 18, 20, 21, 22, 35, 38, 39, 40, 41, 60, 70, 71, 72, 74, 76, 80, 81, 82, 83, 104, 109, 110, 111, 116, 122, 123, 128, 129, 130, 135, 137, 138, 142, 143, 155, 156, 164, 166, 167, 168, 175, 177, 184, 185, 186, 187, 188, 189, 190, 191, 197, 199, 200, 206, 208, 229, 230, 231, 241, 248, 251, 288, 289, 303, 304, 308, 312, 314, 315, 320, 322, 324, 325, 326, 327, 328, 329, 330 e 331.

Vigilância de vetores: 120.

Vigilância entomológica: 80, 81, 122, 123, 142, 143, 146, 147, 149, 153, 154, 156, 157, 169, 186 e 206.

ISBN: 978-65-86283-58-7

BR



9 786586 283587

DOI: 10.35170/ss.ed.9786586283587