

MINISTÉRIO DA SAÚDE
FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós- Graduação em Biodiversidade e Saúde

Mestrado

Ciclo biológico de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em condições de Laboratório.

SOLANGE RIBEIRO PEIXOTO

Rio de Janeiro
Agosto 2014

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

Solange Ribeiro Peixoto

Ciclo biológico de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em condições de Laboratório.

Dissertação apresentada ao Instituto Oswaldo Cruz como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Biodiversidade e Saúde.

Orientador: Prof. Dr. José Jurberg.

Rio de Janeiro

Agosto 2014

P379 Peixoto, Solange Ribeiro

Ciclo biológico de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em condições de laboratório / Solange Ribeiro Peixoto. – Rio de Janeiro, 2014.

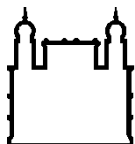
xvii,77 f. : il. ; 30 cm.

Dissertação (Mestrado) – Instituto Oswaldo Cruz, Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde, 2014.

Bibliografia: f. 49-61

1. Doença de Chagas. 2. Ciclo biológico. 3. Triatomíneos. I. Título.

CDD 616.9363



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Programa de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde

AUTOR: SOLANGE RIBEIRO PEIXOTO

Ciclo biológico de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em condições de Laboratório.

ORIENTADOR: Prof. Dr. José Jurberg

Aprovada em: 22/08/2014

EXAMINADORES:

Prof. Dra. Jacenir Reis dos Santos Mallet – **Presidente** (Instituto Oswaldo Cruz)

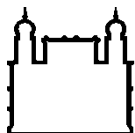
Prof. Dr. João Aristeu da Rosa (UNESP)

Prof. Dra. Carolina Magalhães dos Santos (Institutos Superiores de Ensino do Censa)

Prof. Dra. Marilza Maia Herzog (Instituto Oswaldo Cruz)

Prof. Dra. Dayse da Silva Rocha (Instituto Oswaldo Cruz)

Rio de Janeiro, 22 de Agosto de 2014.



Ministério da Saúde

FIOCRUZ

Fundação Oswaldo Cruz

Anexar a cópia da Ata que será entregue pela SEAC já assinada.

AGRADECIMENTOS

À Deus por ser meu motivo de fé incontestável.

Ao meu orientador e chefe do laboratório Dr. José Jurberg pelo apoio, confiança, compreensão e pelos conselhos no direcionamento da vida. Por tornar o LNIRTT mais que um ambiente de trabalho, um lugar onde amigos colaboram entre si e produzem conhecimento.

À Dra. Jacenir Reis dos Santos Mallet pela valiosa revisão desta dissertação.

À minha amada filha Ana Beatriz Paes Peixoto, motivo de toda minha dedicação.

Aos Meus pais Enéas Peixoto e Cecília Ribeiro Peixoto pelo amor incondicional ao longo desses anos, o meu eterno obrigada! Amo vocês.

Ao meu Marido Airton Silva pelo apoio, carinho e compreensão. Meu porto seguro, sem você eu não teria chegado até aqui.

À Raquel Pinna pela ajuda imensurável.

À minha irmã Mônica Ferreira pela ajuda nas horas que mais precisei.

À Dra. Dayse Rocha meu eterno agradecimento pela ajuda ao longo do desenvolvimento desse trabalho e pelas dicas valiosíssimas.

Ao Dr. Cleber Galvão pelo incentivo, apoio e compreensão.

À Fundação Oswaldo Cruz e à coordenação de Pós-Graduação em Biodiversidade e Saúde do Instituto Oswaldo Cruz pela oportunidade de realizar esta dissertação.

À Equipe LNIRTT: Maria Emília, Airton Jarbas, Sergio Verly, Valdir Lamas, vocês são parte fundamental dessa dissertação, muito obrigada pela paciência e carinho

Ao Dr. Felipe Moreira, Carolina Dale e Silvia Justi pela ajuda nos momentos de dificuldades.

À Magaly Dolsan, Isabelle Cordeiro, Juliana Mourão, Catarina Araújo pelos momentos de descontração no laboratório.

À Vanda Cunha, por seus excelentes trabalhos técnicos realizados e pelo companheirismo ao longo do desenvolvimento desse trabalho.

Ao Ministério da Saúde – Secretaria de Vigilância em Saúde SVS.

À Coordenação Geral dos Laboratórios de Saúde Pública – CGLab.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico-CNPq.

Obrigado a todas as pessoas envolvidas que não foram mencionadas, pelo apoio na realização deste trabalho.

“É muito melhor lançar-se em busca de conquistas grandiosas, mesmo expondo-se ao fracasso, do que alinhar-se com os pobres de espírito, que nem gozam muito nem sofrem muito, porque vivem numa penumbra cinzenta, onde não conhecem nem vitória, nem derrota”.

(Theodore Roosevelt)

RESUMO

Passado mais de um século da sua descoberta a doença de Chagas (DC) ou tripanossomíase Americana é uma enfermidade para a qual ainda não existe vacina ou fármaco eficaz para o seu tratamento. Desta forma, o controle vetorial ainda permanece sendo uma das melhores estratégias. Assim, conhecer os parâmetros biológicos das espécies silvestres que possam atuar como vetores nas áreas endêmicas são primordiais para o fornecimento de informações que nortearão as ações da Secretária de Vigilância em saúde (SVS) no controle vetorial. *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão vetor da doença de Chagas, domiciliado na região do Alto Beni, Bolívia é uma espécie com a biologia pouco conhecida. Com o objetivo de ampliar o conhecimento acerca de sua biologia, observamos parâmetros de seu ciclo de vida, nos estádios de ninfas, comparando-os com *Rhodnius pictipes* Stål, 1872, espécie morfológicamente semelhante e filogeneticamente próxima. Os seguintes parâmetros foram observados: tempo de eclosão dos ovos, ciclo de biológico de ovo-adulto (em machos e fêmeas separadamente), taxa de mortalidade, primeiro repasto sanguíneo realizado e volume de sangue ingerido pelas ninfas. De maneira geral observou-se *que as fêmeas de Rhodnius stali possui um ciclo de vida mais longo do que Rhodnius pictipes e, em ambas as espécies, o tempo entre a eclosão dos ovos até a fase adulta é menor em fêmeas. Curiosamente para R.stali, que é sabiamente capaz de colonizar domicílios, foi observada uma taxa de mortalidade das ninfas mais alta que em R.pictipes, algo inesperado para a espécie que coloniza estruturas artificiais e foi observada em ambiente artificial. Para Rhodnius stali o primeiro repasto sanguíneo ocorreu, em média, quatro dias mais tarde do que em R.pictipes Deve-se levar em consideração, que antes da descrição R.stali, os dados obtidos sobre a biologia de R.pictipes devem ser considerados com reserva, já que ambas poderiam ser facilmente confundidas.*

ABSTRACT

Over a century after its discovery, Chagas disease (CD) or American Trypanosomiasis is an incurable illness without vaccine or effective drug for the treatment. Being so, vector control remains one of the best strategies. Therefore, knowing the biological parameters of sylvatic species that might act as vectors in endemic areas is primordial for the provision of information that will guide the actions of the Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS) on vector control. *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, a vector of CD, domiciliated on Alto Beni region, Bolivia, is a species with poorly known biology. Aiming to broaden the knowledge about its biology, its life cycle parameters have been observed on nymphal stages and compared with *R. pictipes* Stål, 1872, a morphologically and phylogenetically similar species. The following parameters were observed: egg eclosion time, life cycle from egg to adult (separately for males and females), mortality rate, first blood meal, and volume of blood ingested by the nymphs. Generally, females of both species have shorter life cycles than males, whereas those of *R. stali* usually live longer than *R. pictipes*. Curiously, a higher nymphal mortality rate was found in *R. stali*, which is unexpected for a domiciliated species capable of colonizing artificial structures. The first blood meal of *R. stali* occurred four days later than in *R. pictipes* in average. It is important to mention that data obtained about the biology of *R. pictipes* prior to the description of *R. stali* must be considered with caution, because both species could easily be confused.

ÍNDICE

RESUMO.....	IX
ABSTRACT.....	X
1. INTRODUÇÃO.....	1
1.1 Doença de Chagas: Uma doença negligenciada.....	5
1.2 Vetores.....	7
1.3 Transmissão da doença de Chagas.....	9
1.4 A tribo Rhodinini e o gênero <i>Rhodnius</i>	10
1.5 <i>Rhodnius stali</i> afim de <i>Rhodnius pictipes</i>	15
1.6 Justificativa.....	22
2. OBJETIVO GERAL.....	24
2.1 Objetivos específicos.....	24
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	24
4. RESULTADOS.....	26
5. DISCUSSÃO.....	42
6. CONCLUSÕES.....	48
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	49

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Alto Beni - Bolívia 1.200 metros acima do nível do mar.....	14
Figura 2: Santa Cruz – Guarayos 240 metros acima do nível do mar.....	14
Figura 3: <i>Rhodnius pictipes</i> Stål, 1872.....	17
Figura 4: <i>Rhodnius stali</i> , Lent, Jurberg & Galvão, 1993.....	18
Figura 5: Genitália masculina de <i>Rhodnius pictipes</i> e <i>Rhodnius stali</i>	20

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1:** Ciclo biológico (dias) e percentual de mortalidade dos estádios ninfais de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**28**
- Tabela 2:** Ciclo biológico de machos e fêmeas de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**30**
- Tabela 3:** Número de repastos realizados (vezes) durante o ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**32**
- Tabela 4:** Aumento de peso corporal (vezes) ocorrido após o repasto, durante todos os estádios ninfais do ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**34**
- Tabela 5:** Volume médio de sangue ingerido (mg), durante o ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**36**
- Tabela 6:** Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico entre espécimes machos de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**39**

LISTA DE FIGURAS

- Gráfico 1:** Ciclo biológico (dias) de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**29**
- Gráfico 2:** Ciclo biológico de machos e fêmeas de *Rhodnius stali* condições de laboratório.....**31**
- Gráfico 3:** Ciclo biológico (dias) de machos e fêmeas de *Rhodnius pictipes* de laboratório.....**33**
- Gráfico 4:** Número de repastos realizados (vezes) durante o ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**33**
- Gráfico 5:** Aumento de peso corporal (vezes) ocorrido, após o repasto durante todos os estádios ninfais do ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**35**
- Gráfico 6:** Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**37**
- Gráfico 7:** Percentual de mortalidade dos estádios ninfais de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....**38**
- Gráfico 8:** Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico entre espécimes machos de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em

condições de
laboratório.....40

Gráfico 9: Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico entre espécimes fêmeas de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.....41

LISTA DE QUADROS COMPARATIVOS

- Quadro 1.** Quadro comparativo entre as estruturas fálicas de *Rhodnius stali* Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872.....**19**
- Quadro 2.** Quadro comparativo entre as proporções da cabeça de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872.....**21**
- Quadro 3.** Ciclo biológico de *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 observados na literatura.....**44**
- Quadro 4.** Ciclo biológico de algumas espécies do gênero *Rhodnius* Stål, 1859 observados na literatura.....**47**

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

AD: Adulto.

CO₂: Gás carbônico.

DC: Doença de Chagas.

Mg: Miligrama

NI: Ninfa de 1º estágio.

NII: Ninfa de 2º estágio.

NIII: Ninfa de 3º estágio.

NIV: Ninfa de 4º estágio.

NV: Ninfa de 5º estágio.

Ovo-AD: Ovo a adulto.

Ph: Falosoma.

PrPh: Processo mediano do pigóforo.

Sph: Suporte do falosoma.

SVS: Secretária de Vigilância em Saúde.

R.: *Rhodnius*.

T.cruzi: *Trypanosoma cruzi*.

T.: *Triatoma*.

1. INTRODUÇÃO

A Doença de Chagas (DC) ou tripanossomíase americana é uma doença parasitária, que possui como agente etiológico o protozoário flagelado *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909), transmitida ao homem através das fezes contaminadas de triatomíneos. Considerada uma das quatorze zoonoses ditas como negligenciadas acomete entre 16 a 18 milhões de pessoas em sua área de dispersão, compreendida, do sul dos Estados Unidos até a Argentina (Coura, 2003; Souza, 2010). Somente na América Latina estima-se de que 7-8 milhões de pessoas estejam infectadas e mais de 25 milhões vivendo em área de risco. (WHO, 2013). Apesar dos avanços obtidos no controle da DC pelos Países do Cone Sul esta doença parasitária continua sendo uma das mais importantes na América Latina em termos de seu impacto sobre a economia nacional e o sistema de saúde pública, sendo a 4ª doença mais relevante no Brasil. (Miles *et al.*, 2003; Souza, 2010). Segundo a Organização Mundial de Saúde no ano de 2008 a doença de Chagas levou a óbito mais de 10.000 pessoas principalmente pelas manifestações patológicas da cardiopatia chagásica (Silveira & Dias, 2011)

A DC desde a sua descoberta sempre esteve associada à domiciliação e colonização de vetores infectados provenientes dos ecótopos silvestres. A capacidade intrínseca dos triatomíneos é essencial no processo de adaptação e colonização do ambiente doméstico. Os fatores humanos sociais, tais como: tipo de habitação, ação antrópica sobre o ambiente e migrações humanas, favorecem este processo (Dias, 2001).

Os triatomíneos, responsáveis pela transmissão vetorial da DC, são hematófagos, em todos os estádios ninfais, distribuídos entre os gêneros *Panstrongylus*, *Rhodnius* e *Triatoma*, pertencentes à família Reduviidae, subfamília Triatominae. Podem albergar em seu organismo o *T.cruzi*, agente etiológico da doença, cujo ciclo evolutivo inclui a passagem obrigatória por hospedeiros de várias ordens de mamíferos inclusive o homem. Tais ordens incluem a Carnívora onde encontramos as espécies *Cerdocyon thous* Hamilton Smith, 1839 (cachorro-domato); *Eira Barbara* Linnaeus, 1758 (irara), *Nasua nasua* Linnaeus, 1766 (quati);

Chiroptera com as espécies *Carollia perspicillata* (Linnaeus, 1758) (morcego), *Desmodus rotundus* Geoffroy, 1810 (morcego), *Glossophaga soricina* Pallas, 1766 (morcego), *Phyllostomus hastatus* Pallas, 1767 (morcego); Edentata com a espécie *Dasyus novemcinctus* Linnaeus, 1758 (tatu-galinha/tatu-nove-bandas); Marsupialia com as espécies *Didelphis albiventris* Lund, 1841 (gambá), *Didelphis marsupialis* Linnaeus, 1758 (gambá); Primates com as espécies *Alouatta* spp Lacépède, 1799 (bugio-ruivo), *Ateles* spp Gray, 1825 (macaco-aranha), *Cacajao calvus* Geoffroy, 18479 (uacari-branco, macaco-ínglês), *Callicebus personatus* nigrifrons Spix, 1823 (sauá), *Callithrix* spp Erxleben, 1777 (sagui), *Cebus* spp Erxleben, 1777 (macaco de cauda longa), *Leontopithecus* spp Lesson, 1840 (mico-leão), *Saimiri* spp Voigt, 1831 (macacaco-esquilo); Rodentia com as espécies *Akodon* spp Meyen, 1833 (roedores silvestres), *Coendou* spp Lacépède, 1799 (porco-espinho), *Dasyprocta* spp Illiger, 1811 (roedores), *Sciurus* spp Linnaeus, 1758 (Coura, 2003, Siqueira-Batista et al., 2011).

A ocorrência de muitos casos humanos da DC está diretamente associada principalmente à dispersão e colonização de vetores em áreas endêmicas. Desta forma, podemos concluir que as ações de vigilância entomológica são essenciais para o controle vetorial (Dias-Lima & Sherlocki, 2000). Apesar de todos os recursos disponíveis no momento, é importante ressaltar que a participação popular é de extrema importância para o sucesso das ações de vigilância epidemiológica, no que refere ao monitoramento dos vetores, sendo importante a inclusão do componente educativo nas ações dos programas de controle da doença, uma vez que, na concepção estruturante do Programa de Controle da Doença de Chagas, estas são desencadeadas a partir da notificação de ocorrência de triatomíneos (Dias-Lima & Sherlocki, 2000; Jurberg et al., 2013).

Com o avanço no controle da transmissão vetorial e por transfusão sanguínea da doença de Chagas, as formas alternativas de transmissão ganharam relevância como a transmissão oral, acidental, congênita e a por transplantes de órgãos. (Dias et al. 2011). Casos agudos da DC estão sendo atualmente registrados no Brasil, principalmente na região da Amazônia. Nesses casos, a transmissão envolve tanto o vetor silvestre que invade as residências, quanto a contaminação oral através da ingestão de alimentos *in natura* contaminados pelo *T. cruzi* ou através de populações

nativas, domésticas e peridomésticas de triatomíneos. A ocorrência desses triatomíneos silvestres representa uma grande dificuldade para a realização do controle vetorial (Guhl *et al.*, 2009; Silveira, 2011). O principal risco de infecção está relacionado à algumas espécies de triatomíneos que estão se adaptando na transição de habitat silvestre para o ambiente peridoméstico e doméstico, principalmente *Rhodnius robustus* Larrousse, 1927, *Rhodnius pictipes* Stål, 1872, *Rhodnius brethesi* Matta, 1919, *Pastrongylus geniculatus* Latteille, 1811 e *Triatoma maculata* (Erichson, 1848) (Guhl *et al.* 2009).

Atualmente existem 148 espécies de triatomíneos descritas agrupadas em 18 gêneros e cinco tribos (Galvão *et al.*, 2003; Galvão & Angulo, 2006; Sandoval *et al.*, 2007; Bérenger & Blanchet, 2007; Martinez *et al.*, 2007; Costa & Felix, 2007; Ayala 2009; Jurberg *et al.*, 2009; Frías- Lasserre, 2010; Da Rosa *et al.*, 2012; Gonçalves *et al.*, 2013; Jurberg *et al.*, 2013; Abad-Franch, 2013). Todas atuam como vetores reais ou potenciais da DC, sendo que a maioria se alimenta em mamíferos que funcionam como reservatórios naturais, enquanto algumas se alimentam em aves, que são refratárias ao *T. cruzi*, outras em répteis e ainda algumas em artrópodes (Barreto, 1968; Lorosa *et al.*, 2000).

As espécies domiciliares consideradas de importância epidemiológica são aquelas capazes de colonizarem habitações humanas e das 148 espécies de triatomíneos atualmente reconhecidas, somente algumas atendem a essa definição, entre elas: *Rhodnius prolixus* Stål, 1859, *Triatoma infestans* (Klug, 1834), *Triatoma infestans infestans* Galvão, Carcavallo, Rocha & Jurberg, 2003, *Triatoma brasiliensis* Neiva, 1911, *Triatoma dimidiata* Latteille, 1821 e *Panstrongylus megistus* Burmeister, 1835. Estas espécies são responsáveis por mais de 80% dos casos da doença de Chagas nas regiões endêmicas (Cailleaux *et al.* 2011).

Segundo Silveira & Dias (2011), a fragilidade de qualquer enfermidade ao controle depende da sua própria epidemiologia, da forma de como é produzida e das condições envolvidas, e por outro lado do instrumental tecnológico disponível para seu controle. Neste contexto, se insere a DC, pois passados mais de cem anos da sua descoberta, ainda não há vacinas e fármacos adequados para o tratamento das populações carentes das áreas endêmicas. Ademais, os reservatórios animais são muitos e variados, sendo assim, impossível o esgotamento das fontes de

alimentação e contaminação. De acordo com o exposto, o elo mais vulnerável na cadeia de transmissão vetorial da infecção chagásica é o vetor.

Os triatomíneos *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993; *Triatoma sórdida* Stål, 1859; *Triatoma guasayana* Wygodzinsky & Abalos, 1941; *Panstrongylus rufotuberculatus* (Champion, 1899); *Eratyrus mucronatus* Stål, 1859 e *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) são classificados epidemiologicamente como candidatos vetores importantes, por serem espécies que comumente são encontradas em meio silvestre mas, no entanto, invadem ocasionalmente ecótopos artificiais, onde formam pequenas colônias (Noireau & Cortez, 2007). Desta forma, a redução da doença de Chagas depende atualmente do controle da transmissão vetorial, controle das transfusões sanguíneas, controle na doação de órgãos, melhoria das habitações e de educação sanitária (Abad-Franch & Monteiro, 2005).

Os triatomíneos podem ser encontrados nos mais diferentes ecótopos, do ambiente silvestre. Frequentemente esses insetos invadem as habitações humanas, devido às mudanças ambientais ocasionadas pela interferência antrópica ou pela proximidade das habitações com o ambiente silvestre. Dispersam-se por vias ativas ou passivas e são facilmente atraídos por fontes luminosas instaladas nas habitações humanas, uma vez no ambiente doméstico, podem ser encontrados em peridomicílio, nas casas de pau a pique com telhados de folhas de palmeiras albergam-se nas paredes externas e internas, sala e quarto, geralmente atrás de objetos como quadros, estantes e embaixo da cama. (Gurgel-Gonçalves *et al.*, 2012)

Até 2011 havia três áreas envolvidas na transmissão do *T. cruzi* na região da Amazônia: I) Área extra-amazônica que inicialmente foi considerada endêmica com transmissão através *Triatoma infestans*. Após a interrupção da transmissão por este vetor, o risco atual que existe se limita às espécies silvestres que podem constituir colônias intradomiciliares e eventualmente, mesmo com sua eliminação, se restabelecer; II) Área amazônica onde a endemia chagásica é mantida pela transmissão enzoótica, com a ocorrência de casos a ela relacionados, frequentemente via transmissão oral pelo consumo de alimento *in natura* contaminados; III) Uma área de transição que coexistem as duas situações abrangendo os estados do Maranhão, Tocantins e Mato grosso (Silveira & Dias 2011).

1.1 Doença de Chagas: Uma doença negligenciada

O termo doenças negligenciadas é atribuído às doenças que não possuem atenção satisfatória, interesse do estado e das grandes companhias farmacêuticas e investimentos insuficientes pelos governos para combatê-las. São doenças que prevalecem em áreas de pobreza e contribuem para a manutenção do quadro de desigualdade, já que representam forte entrave ao desenvolvimento dos países. Como exemplos de doenças negligenciadas, temos a dengue, doença de Chagas, esquistossomose, hanseníase, leishmaniose, filaríose, malária, tuberculose, hepatites virais, hantavíroses, entre outras (Souza, 2010).

Em relação à DC, desde a sua descoberta, inúmeras medidas têm sido adotadas para o seu controle. No entanto, o conhecimento produzido ainda não foi suficiente para garantir avanços terapêuticos, demonstrando assim a necessidade de estimular a realização de novas pesquisas (Soares *et al.* 2009). Atualmente, pode-se observar que a demanda é por estudos que favoreçam a implementação de um sistema de vigilância global devido à dispersão das doenças em função do processo de migração (Sabroza & Waltner-Toews, 2011).

Neste contexto, se insere a DC cujo agente etiológico apresenta ampla distribuição em países considerados endêmicos e não endêmicos. Nestes últimos, a DC tem surgido na condição de doença emergente. Países como Estados Unidos, Canadá, Japão, Austrália, Bélgica, Espanha, França, Itália, Reino Unido, Suíça, Alemanha, Áustria, Croácia, Holanda, Luxemburgo, Noruega, Portugal, Romênia e Suécia estão entre as áreas cuja presença do *T.cruzi* tem sido registrada (Coura & Viñas, 2010) através do fluxo migratório de áreas endêmicas dos países da América do Sul para os países do primeiro mundo, em busca de melhores oportunidades de trabalho. Desta forma, a transmissão da doença de Chagas por transfusão sanguínea ocorre devido à inexistência, de medidas de controle dos doadores oriundos das áreas endêmicas da América Latina.

A DC é uma infecção parasitária com curso clínico bifásico compreendendo a fase aguda e fase crônica. Na fase aguda há o predomínio em quantidade expressiva do parasita na corrente sanguínea, onde a manifestação clínica mais

comum é a febre, sempre presente e não muito elevada (37,5° a 38,5°C) Pode estar acompanhada de alguns dos seguintes sintomas: prostração, diarreia, vômito, inapetência, cefaléia, mialgia, aumento de gânglios linfáticos, manchas avermelhadas na pele com ou sem prurido. São comumente observados edemas de face, de membros inferiores ou generalizados, tosse, dispnéia, dor torácica, palpitações, arritmias, hepato e/ou esplenomegalia de leve a moderada, sinais de porta de entrada próprios da transmissão vetorial (edema bipalpebral bilateral - sinal de Romaña ou chagoma de inoculação). Na fase crônica há vários tipos de manifestações da doença de Chagas tais como: Cardíaca, digestiva e associada. (Brasil, 2010).

Para diagnóstico na fase aguda são empregados os exames parasitológicos diretos tais como: 1) Exame de sangue a fresco - processo amplamente utilizado, na qual uma gota de sangue (geralmente da polpa digital) é coletada e examinada em microscópio óptico com aumento de 400X. Todos os campos da lâmina devem ser analisados, afim de que se possa evidenciar a presença do parasita (Gomes, 1996); 2) Gota espessa- nesta técnica a visualização dos parasitas fica mais evidenciada em comparação ao exame de sangue a fresco; 3) Esfregaço - devido à baixa sensibilidade em comparação com os outros métodos parasitológicos, este método tem sido pouco utilizado na rotina laboratorial, é principalmente indicado para o estudo morfológico dos tripanossomas encontrados no exame de sangue fresco e/ou gota espessa para identificação da espécie; 4) Método de Strout - trata-se de uma técnica que visa a concentração de parasitas no sedimento e sua finalidade é aumentar a sensibilidade para evidenciar o *T. cruzi* em amostras de sangue. (Brasil, 2005).

Na fase crônica da doença de Chagas o uso de métodos parasitológicos diretos é pouco confiável, devido principalmente à baixa parasitemia. Faz-se necessário, portanto a utilização de métodos indiretos, como o xenodiagnóstico e a hemocultura para que se estabeleça a ocorrência ou não dos parasitas. Xenodiagnóstico - este método consiste em investigar a presença de parasitas nas fezes e/ou conteúdo intestinal dos insetos vetores, mantidos em laboratórios, e alimentados com sangue de indivíduos que serão testados, foi bastante utilizado

para se verificar a infecção chagásica não somente em humanos, mas também em animais em fase aguda (Britto *et al.*, 2001).

O diagnóstico de rotina de infecção por *T.cruzi* geralmente é baseado na detecção de anticorpos do hospedeiro contra o parasita. No entanto, os testes de detecção de anticorpos são suscetíveis de problemas de especificidade e são de uso limitado para avaliar o resultado do tratamento e infecções congênitas. A introdução da Reação em cadeia da Polimerase (PCR) para amplificar sequências específicas de DNA abriu promissoras perspectivas de diagnóstico, assim como novas possibilidades para avaliar a infecção aguda pelo *T.cruzi*, como adjuvante da sorologia convencional. O teste de PCR se baseia na amplificação de DNA de sequências alvo do parasita em amostras de sangue dos pacientes (Müller, 2014).

O alcance do tratamento em relação à DC ainda não foi suficientemente esclarecido. A sua eficácia depende do estágio da doença e, sobretudo, de aspectos associados ao indivíduo. Na fase aguda são utilizados medicamentos como o benzonidazol e o nifurtimox; na fase crônica o tratamento é indicado quando as manifestações estão ainda na forma leve, porém não se tem relatos de resultados positivos do tratamento nas formas avançadas da doença, sendo as reações adversas aos medicamentos fatores limitantes (Brasil, 2005).

1.2 Vetores

Os triatomíneos vetores da Doença de Chagas são insetos pertencentes à Ordem Hemiptera, Família Reduviidae, composta por seis tribos: Alberproseniini, Bolboderini, Cavernicolini, Linshcosteini, Rhodniini e Triatomini (Galvão *et al.* 2003). As duas últimas podem ser destacadas como epidemiologicamente mais relevantes por conterem os gêneros *Rhodnius*, *Triatoma* e *Panstrongylus*. A subfamília é caracterizada pela hematofagia obrigatória podendo ser diferenciada das demais subfamílias de *Reduviidae* por apresentarem uma membrana entre o segundo e terceiro segmento do aparelho bucal picador-sugador e é composta por 148 espécies e 18 gêneros (Lent & Wygodzinsky, 1979; Galvão *et al.*, 2003; Vallejo *et al.*, 2009). Possuem desenvolvimento hemimetabólico com cinco estádios ninfais

anteriores a fase adulta. As ninfas podem ser diferenciadas dos adultos por serem ápteras, pela ausência de ocelos, fossetas esponjosas e sexo definido. Somente o 5º estágio apresenta discreta diferenciação sexual externa, enquanto os adultos apresentam evidente dimorfismo sexual (Lent & Jurberg, 1969; Lent & Wygodzinsky, 1979).

Os adultos possuem cabeça geralmente alongada e subcilíndrica, dividida em 3 regiões, ante-ocular, ocular e pós-ocular, olhos bem desenvolvidos e presença de ocelos; um par de antenas com quatro artículos, com funções olfatória e auditiva implantadas em uma estrutura chamada de tubérculo antenífero, situada lateralmente. A distância entre a inserção do tubérculo antenífero, os olhos e o ápice da cabeça é uma característica muito importante para a identificação de alguns gêneros. O aparelho bucal do tipo picador-sugador é curto e retilíneo, formado por três segmentos. O tórax com pronoto bem desenvolvido e escutelo proeminente exibe características com grande importância taxonômica. O abdome achatado dorso-ventralmente, apresenta uma região denominada de conexivo lateral (Lent & Wygodzinsky, 1979; Carcavallo *et al.*, 1998; Jurberg & Galvão, 2006).

Embora todas as espécies de triatomíneos sejam capazes de transmitir o *T. cruzi*, aquelas que formam colônia no domicílio e peridomicílio apresentam maiores condições para transmitir a doença. Neste contexto, os gêneros considerados de maior relevância epidemiológica são *Panstrongylus*, *Triatoma* e *Rhodnius* (Rebêlo *et al.*, 1998). Apresentam ciclo evolutivo variável, quando longo podem alcançar um ano, quando curto podem chegar a três meses além de apresentarem resistência ao jejum, apesar de serem hematófagos obrigatórios.

A quantidade de sangue ingerida depende do estágio, da espécie e das condições ambientais. Em relação às fêmeas, sabe-se que a alimentação influencia diretamente seu desempenho reprodutivo (Massaro *et al.*, 2008; Diotaiuti, 2007). As carências nutricionais e questões ambientais, como a elevação da temperatura, também interferem no alcance de vôo, conforme destaca Rocha *et al.* (2011).

Possuem hábitos noturnos e alguns destes vetores apresentam preferência por ambientes mais secos, áridos ou úmidos (Forattini, 1980). A oviposição varia de 10 a 30 dias e o período de incubação de 18 a 20 dias. Os vetores adultos podem viver até dois anos quando em condições ambientais estáveis, sendo capazes de

perceber, por meio de suas antenas diferentes sinais no ambiente, o que certamente contribui para localizar um hospedeiro vertebrado, através do nível de gás carbônico (CO₂) da respiração dos reservatórios e a temperatura (Diotaiuti, 2007).

1.3 Transmissão da doença de Chagas

A transmissão vetorial é, historicamente, a principal forma de transmissão da doença. Há registros de que 80% dos casos tenham ocorrido por esta via de transmissão. Alguns fatores, como características biológicas dos vetores, precárias condições de moradia, e alterações ambientais estão diretamente associados a este fato (Aras *et al.*, 2003; Brasil, 2010).

Dos fatores relacionados aos vetores é importante levar em consideração “seu grau de antropofilia, tempo entre a picada e a defecação, número e quantidade de evacuações na unidade de tempo e o número de parasitos eliminados com as fezes ou urina” (Coura, 2003). Vale destacar, o papel da saliva destes vetores no processo de transmissão do agente causador da doença. Autores como Guarneri *et al.*, (2000) e Diotaiuti (2007) destacam a presença de substâncias com poder anestésico sobre a pele, o que dificulta a percepção do hospedeiro, favorecendo a condição para que o vetor sugue a quantidade de sangue para ele necessária. Desse modo pode-se inferir que, quanto maior tempo de contato entre os vetores e seu hospedeiro e o tempo de defecação, maior será a chance de contaminação e de transmissão de *T. cruzi*.

A transfusão de sangue representou a segunda maior via de transmissão da DC. Esta situação se estabeleceu a partir do processo de urbanização que impulsionou o fluxo das migrações de indivíduos a partir de áreas endêmicas para as cidades (Tartarotti *et al.*, 2004; Bonametti *et al.*, 1998). Este cenário assegura a circulação e manutenção do agente etiológico nos centros urbanos.

No Brasil, nos últimos anos, a ocorrência de surtos da Doença de Chagas aguda esteve relacionada à ingestão de alimentos contaminados, como caldo de cana e açaí. As regiões Norte, Nordeste e Sul têm apresentado os maiores índices destas ocorrências (Silva, 2010). A transmissão congênita ocorre em países

endêmicos e um dos maiores entraves para o seu controle é a falta de informação dos portadores (Araújo *et al.*,2009). Esta modalidade de transmissão “ocorre em uma proporção de 1 a 11% entre as mães chagásicas” (Tartarotti *et al.*,2004).

1.4 A tribo Rhodinini e o gênero *Rhodnius*

A tribo *Rhodinini* é composta pelos gêneros *Rhodnius* Stål, 1859 e *Psammolestes* Bergroth,1911; compreendendo 19 e três espécies, respectivamente. Os *Rhodinini* podem ser facilmente identificados pela inserção das antenas na porção distal da cabeça.

O gênero *Rhodnius*, foi descrito por Stål em 1859 com base na espécie tipo e *Rhodnius prolixus*. Este gênero é um dos mais estudados, não só pela sua importância epidemiológica como também pela difícil diferenciação de suas espécies (Lent & Wygodzinsky, 1979; Lent & Jurberg, 1969). Essa dificuldade de identificação foi observada por Neiva e Pinto (1923) e, posteriormente por Lent (1948) na afirmação: “Não existe gênero, entre os Triatominae que tão bem e facilmente se caracterize quanto o que Stål, em 1859, descreveu sob o nome *Rhodnius*.”

Embora contenha um número reduzido de espécies, sete, segundo nosso critério, e seja bem definido como gênero, não é muito fácil a um entomologista, pouco habituado com o grupo, identificar os caracteres específicos diferenciais capazes de estabelecer uma diagnose perfeita das espécies”.

Segundo Lent & Wygodzinsky (1979), as espécies deste gênero são pequenas, apresentando comprimento total entre 11-26 mm, coloração variando desde o pardo amarelado até o negro com manchas castanhas escuras ou pardo-negras. Cabeças delgadas e alongadas, duas ou três vezes mais longas que a largura da cabeça, em muitos, mais longa que o pronoto. Seus tubérculos anteníferos são curtos inseridos próximo ao ápice da cabeça.

Atualmente o gênero *Rhodnius* é composto por 19 espécies: *R.amazonicus* Almeida, Santos & Sposina, 1973; *R.barreti*, Abad-Franch *et al.*,2013; *R.brethesi* Matta, 1919; *R.colombiensis* Mejia, Galvão & Jurberg, 1999; *R.delassendroi* Carcavallo & Bareto,1976; *R. domesticus* Neiva & Pinto, 1923; *R. ecuadoriensis* Lent

& Leon, 1958; *R. milesi* Carcavallo, Rocha, Galvão & Jurberg, 2001; *R. montenegrensis* Da Rosa *et al.* 2012; *R. nasutus* Stål, 1859; *R. neglectus* Lent, 1954; *R. neivai* Lent, 1953; *R. pallescens* Barber, 1932; *R. paraensis* Sherlock, Guiton & Miles, 1977; *R. pictipes* Stål, 1872; *R. prolixus* Stål, 1859; *R. robustus* Larrouse, 1927; *R. stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993; *R. zeledoni* Jurberg, Rocha & Galvão, 2009.

A maioria das espécies são arbóreas encontradas frequentemente em ambientes silvestres, em copas de palmeiras e plantas epífitas (bromélias). Apesar de algumas espécies silvestres invadirem residências atraídas por luzes artificiais Lent & Valderrama, 1977; Chaves & Añez, 2003; Paula *et al.*, 2007, não são encontradas colônias na maioria desses ambientes. No entanto, espécies como *R. prolixus*, *R. domesticus*, *R. neglectus* já foram relatadas colonizando domicílios (Forattini *et al.*, 1979).

Segundo Salvatella *et al.* (1998), espécies de *Rhodnius* constituem uma problemática que contribui significativamente para a epidemiologia da doença de Chagas, devido à forma de oviposição, deixando os ovos fortemente aderidos ao substrato, como em folhas de palmeiras, penas de aves e pela presença do homem invadindo o ambiente silvestre. Com a chegada da população humana nessas áreas, as folhas das palmeiras são utilizadas como matéria prima na construção do teto das habitações, facilitando a colonização desses domicílios por *Rhodnius* e aumentando a probabilidade de infestação nesses locais, facilitada também pela migração das aves (Gaunt & Miles, 2000).

A ocupação de áreas silvestres pelo homem, feita por meio de queimadas e desmatamento, leva à fragmentação do ambiente e também redução da riqueza de espécies nesses locais (Vaz *et al.*, 2007). Segundo Gaunt & Miles (2000), existe uma estreita associação entre triatomíneos do gênero *Rhodnius* e marsupiais do gênero *Didelphis* e palmeiras. Nesses ambientes de áreas fragmentadas, os vetores podem ser encontrados naturalmente infectados por *T. cruzi*. Esta associação estreita propicia a aproximação desses vetores ao ambiente peridomiciliar e domiciliar, o que também pode ocasionalmente elevar as chances de colonização dessas áreas domiciliares, bem como o aumento de novos casos de infecção (Lima & Sarquis, 2008; Abad-Franch & Monteiro, 2005).

Nos últimos anos as espécies do gênero *Rhodnius*, vêm ganhando destaque com relação ao seu papel na transmissão da doença de Chagas na região Amazônica, em decorrência do aumento dos números de casos na região, o que pode estar relacionado à migração de pessoas infectadas, ao desmatamento desenfreado e também à transmissão oral (Coura *et al.* 2002a, 2002b; Dias *et al.*, 2001; Brasil, 2005; Paula *et al.*, 2007; Dias, 2011).

A aproximação de populações de vetores do ambiente peridomiciliar parece ser o primeiro passo no processo de domiciliação dos triatomíneos, uma vez que o aumento da densidade da população de *Rhodnius* no microhabitat (palmeira), leva à redução de disponibilidade de alimento, conseqüentemente, adultos famintos voam em busca de novas fontes alimentares (Abad-Franch & Monteiro, 2005). Diferentes conseqüências podem surgir a partir desse comportamento. Ao invadir um novo ambiente (peridomicílio e domicílio) em busca de alimento, os triatomíneos podem retornar ao seu *habitat* natural após o repasto como *R. robustus* e *R. pictipes* na Amazônia (Fé *et al.* 2009) ou permanecer no peri e/ou intradomicílio formando colônias como *R. stali* no Alto Beni, Bolívia (De La Riva *et al.* 2001; Matias *et al.* 2003) e *R. prolixus* na Colômbia e Venezuela (Guhl, 2007; Fitzpatrick *et al.*, 2008).

Na região amazônica existe o complexo *R. robustus* de espécies crípticas (Monteiro *et al.*, 2003), cujos quatro integrantes conhecidos (*R. robustus* I, II, III e IV) são morfologicamente idênticos a *R. prolixus* (Pavan & Monteiro, 2007). Tais espécies, juntamente com *R. neglectus* e *R. nasutus* formam o “grupo *prolixus*” de espécies (Barrett, 1988; Carcavallo *et al.*, 2000). Apesar de não colonizarem domicílios e estarem presentes apenas no ambiente silvestre, membros de *R. robustus* foram apontados como possíveis responsáveis pela transmissão da doença no oeste da Venezuela (Feliciangelli *et al.*, 2002) e no oeste da Amazônia brasileira (Fé *et al.*, 2009).

Ainda na região amazônica, existe outro grupo do gênero *Rhodnius* com espécies morfologicamente semelhantes, o ‘grupo *pictipes*’, composto por *R. pictipes*, *R. stali*, *R. amazonicus* e *R. paraensis* (Bérenger & Pluot-Sigwalt, 2002). Muito pouco se sabe acerca das duas últimas espécies, contudo, *R. pictipes* parece ser o responsável pela transmissão de *T. cruzi* em algumas localidades da Amazônia brasileira (Valente *et al.*, 1999, 2009; Fé *et al.*, 2009), onde é

frequentemente encontrado no interior das casas (sem formar colônias) com altas taxas de infecção por *T. cruzi* (Coura *et al.*, 2002b). Já *R. stali* encontra-se domiciliado na região do Alto Beni na Bolívia, sendo considerado o vetor responsável pela manutenção do ciclo antrozoontótico nessa área (Matias *et al.*, 2003).

As espécies do gênero *Rhodnius* que sabidamente ocorrem na Bolívia são *R. stali* e *R. robustus*, embora haja divergência com respeito à presença de *R. prolixus* (Galvão *et al.*, 2003) e à possível ocorrência de *R. pictipes* (Abad-Franch & Monteiro, 2007). Talvez esta contradição seja consequência de que todas as espécies de *Rhodnius* encontradas na Bolívia pertençam a grupos de espécies morfológicamente muito semelhantes. Nesse caso, a dificuldade na correta identificação poderia ter como consequência alguns registros errôneos. Provavelmente as populações de *R. pictipes*, pelo menos na região do Alto Beni (Tibayrenc & Le Pont, 1984), eram populações de *R. stali* que ainda não tinham sido descritos.

Informações sobre vetores do gênero *Rhodnius* na Bolívia são escassas. Entretanto, paisagens favoráveis à presença e ao aumento das populações de *Rhodnius* em áreas fragmentadas e com ocupação humana, com grandes quantidades de palmeiras (*Attalea phalerata*), são comuns nas áreas rurais, independentemente da altitude (**Figura 1** Alto Beni, 1200 metros acima do nível do mar; **Figura 2** Santa Cruz - Guarayos - 240 metros acima do nível do mar, **Figura 2**). Tendo em vista a proximidade das palmeiras em relação às casas nessas localidades, é provável que as populações de *Rhodnius*, ali presentes, exerçam papel vetorial no ciclo antrozoontótico. (Justi, 2009).



Figura 1. Alto Beni-1.200m acima do nível do mar.

Fonte:Justi,2010



Figura 2. Santa Cruz, Guarayos – 240 m acima do nível do mar.

Fonte:Justi,2010

1.5 *Rhodnius stali* afim de *R. pictipes*

Em 1993 Lent, Jurberg & Galvão examinando espécimes identificados como *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 proveniente da Região Norte do Brasil (Barcarena, Belém, Cametá e Serra Norte no Pará e Manaus no Amazonas) observaram diferenças morfológicas, em relação aquelas descritas por Lent & Jurberg (1969) nas proporções das regiões ante e pós oculares e em quatro estruturas fálicas: falosoma, suporte do falosoma, processos do endosoma e processo do gonoporo. Além desses espécimes, também foram examinados espécimes provenientes do Mato Grosso, Bolívia, Equador, Suriname e Trinidad que estavam depositados na Coleção Entomológica do Instituto Oswaldo Cruz. Os autores observaram que somente os espécimes provenientes do Mato Grosso e Bolívia possuíam a genitália tal qual a descrita por Lent & Jurberg (1969), concluindo assim, que se tratava de uma nova espécie. A descoberta se deu através da análise comparativa de estruturas fálicas (**Quadro 1; Figura 3**), incluindo, falosoma (Ph), processo mediano do pigóforo (PrPh) bífido, suporte do falosoma (Sph) e das proporções da cabeça (**Quadro 2**) (Lent *et al.*, 1993).

Os caracteres diagnósticos de *R. pictipes* (**Figura 3**) são: Comprimento total de 18 -22mm. Coloração geral castanho amarelado com manchas castanho escuro em várias regiões do corpo, apêndices com aspecto geral sarapintado. Região antecular cerca de três vezes mais longa que a pós-ocular. Pronoto com lobo posterior granuloso-rugoso; castanho escuro ou negro com granulações mais claras e aspecto geral mosqueado. 1+1 carenas submedianas e bordos laterais amarelados. Escutelo com 2+2 carenas claras que se fundem em 1+1 na porção central do escutelo e numa única carena posteriormente. Hemiélitro de coloração amarelo-palha; cório com numerosas manchas negras irregulares. Pernas amareladas, coxas, trocânteres e fêmures manchados de castanho escuro criando um aspecto sarapintado. Tíbias amareladas, terço basal e ápice com anelacão castanho escuro. Conexivo dorsal amarelo com metade anterior de cada segmento formando uma mancha retangular escura em forma de uma ponta aguçada. (Lent & Wygodzinsky, 1979).

Distribuição Geográfica: Belize, Brasil (Amapá, Amazonas, Maranhão, Mato Grosso, Pará, Piauí, Roraima, Tocantins), Colômbia (Meta, Putumayo), Equador (Azua), Guiana, Guiana Francesa, Peru (Loretto, Cusco, San Martin), Suriname, Trinidad, Venezuela (Anzoátec, Apure, Aragua, Bolívar, Carabobo, Cojedes, Falcón, Mérida, Miranda, Monagas, Portuguesa, Tachira, Trujillo, Sucre, Yaracuy, Zulia, Delta, Amacuro).

R. stali (**Figura 4**) possui como característica diagnósticas: Comprimento 16,5-17mm. Coloração geral pardo amarelada, com manchas castanho escuro em várias regiões do corpo, causando um aspecto sarapintado. Cabeça igual ou ligeiramente mais longa que o pronoto. Pronoto com o lobo anterior ocupando a terça parte do tamanho total, separado do lobo posterior por um sulco pouco evidente. Bordos laterais amarelados. Lobo posterior pardo negro com aspecto levemente sarapintado. Escutelo rugoso, pardo negro. Hemiélitro de coloração palha, quase atingindo a extremidade do abdômen com veias pouco destacadas. Conexivo dorsal amarelo apresentando na metade anterior de cada segmento, uma mancha quadrangular pardo negra, de cuja região central sai uma forte projeção. Pernas amareladas, salpicadas de pardo negro, nas coxas, trocânteres, e principalmente fêmures. Tíbias com duas anelações negras, uma na base do terço mediano e outra no ápice. (Lent & Wygodzinsky, 1979).

Distribuição geográfica: Bolívia (Alto Beni, Chapare, La Paz, Santa Cruz, Pando) e Brasil (Mato Grosso).



Figura 3. *Rhodnius pictipes* Stål, 1872





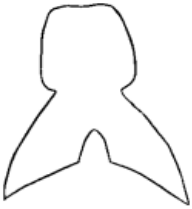

Fonte: Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos – LNIRTT



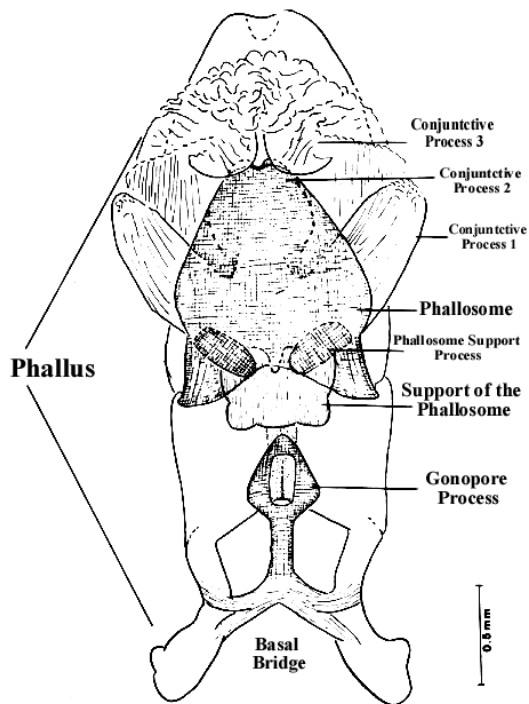
Figura 4. *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993

Fonte: Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos – LNIRTT

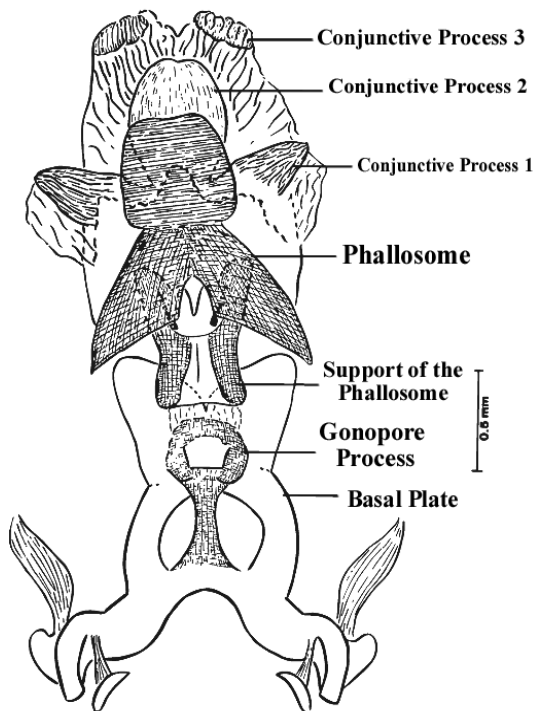
Quadro 1. Quadro comparativo das estruturas fálicas de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872.

Estrutura	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>
Parâmeros (Pa)		
Processo mediano do pigóforo (PrP)		
Falosoma (Ph)		

Fonte: Lent *et al*, 1993. Adaptado por Peixoto, 2014.



Rhodnius pictipes

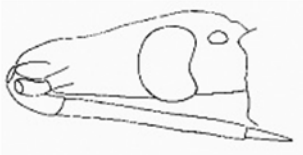
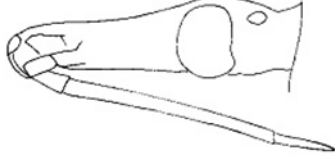




Rhodnius stali

Figura 5. Genitália masculina de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872.

Fonte: Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos – LNIRTT.

Quadro 2. Quadro comparativo entre as proporções da cabeça de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 e *Rhodnius pictipes* Stål, 1872.

Posição	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>
Vista lateral		
Vista dorsal		

Fonte: Lent *et al*, 1993. Adaptado por Peixoto, 2014.

1.6 JUSTIFICATIVA

A redução da doença de Chagas depende criticamente do controle da transmissão vetorial, melhoria das habitações e de educação sanitária (Abad-Franch, 2005). Os triatomíneos podem ser encontrados nos mais diferentes ecótopos do ambiente silvestre e o processo de domiciliação do vetor está relacionado à perda dos seus ecótopos naturais pela interferência antrópica, da aproximação das habitações ao meio silvestre, aos atributos do próprio vetor, da possibilidade de abrigo, do hematofagismo estrito e da oferta alimentar existente, bem como dos diferentes graus de antropofilia de cada espécie (Forattini, 1980). A temperatura e a umidade são fatores importantes que influenciam a biologia dos vetores no processo de domiciliação (Silva & Silva, 1990).

Por limitações de conhecimentos e por peculiaridade própria da epidemiologia da DC, o controle de populações domiciliadas e a vigilância tanto do vetor como das espécies silvestre com tendência a domiciliação, é até o momento algumas das possibilidades de redução ou, em alguns casos, interrupção da transmissão domiciliar da doença. Entre as limitações de natureza epidemiológica, a primeira consiste em que a DC por ser primitivamente uma enzootia e, como tal deve persistir, havendo sempre o risco de domiciliação de vetores desde o ambiente silvestre, além das infecções humanas acidentais. Essas situações determinam que a doença não seja erradicável. A pouca expressão clínica da doença na fase aguda, e por se tratar de infecção característica de população carente sem expressão política e social, a inexistência de vacinas e fármacos efetivos contra a doença, assim, como medida de proteção específica no período pré-patogênico também são fatores limitantes. Resta o controle do vetor, o qual pode ser exercido pelo tratamento químico de ação residual, das habitações infestadas e para isso, o conhecimento da biologia das diferentes espécies de triatomíneos é de extrema importância, além da melhoria das habitações e educação (Silveira, 2000).

As doenças transmitidas por vetores constituem, ainda hoje, importante causa de morbidade e mortalidade no Brasil e no mundo. O ciclo de vida dos vetores, assim como dos reservatórios e hospedeiros que participam da cadeia de

transmissão de doenças, está fortemente relacionado à dinâmica ambiental dos ecossistemas onde estes vivem. Forattini *et al* (1979) observaram que espécies que vivem em regiões sem estação seca bem definida tendem a manter seus hábitos silvestres, sugerindo que populações de ambientes silvestres mais preservados parecem manter fundamentalmente um comportamento silvestre. Entretanto, o comportamento das espécies que atualmente possuem hábitos silvestres pode ser alterado por modificações em seus habitats causadas por mudanças na temperatura, na umidade e no ecossistema.

O aquecimento global do planeta e seus possíveis impactos preocupam pesquisadores de diversas áreas; os impactos das mudanças climáticas sobre a saúde humana têm sido muito discutidos. Com referência à doença de Chagas, as prováveis alterações na biologia dos insetos vetores seriam: modificações na distribuição geográfica das espécies; alterações no mecanismo de dispersão pelo vôo; aumento do número de repastos e da probabilidade de infecção/transmissão; Diminuição do período do ciclo de desenvolvimento; e crescimento populacional. (Curto de Casas *et al.*,1998). A identificação das espécies crípticas é imprescindível, pois as espécies proximamente relacionadas, com características morfológicas semelhantes, podem apresentar capacidades vetoriais distintas (Pavan & Monteiro, 2007). Desta forma conhecendo-se com profundidade os aspectos biológicos de espécies como *R. stali* e *R. pictipes* será possível direcionar o controle vetorial com mais precisão, principalmente em regiões onde estas colonizam casas, como no Alto Beni, Bolívia. Assim, observações relativas aos aspectos do ciclo de vida dos triatomíneos, principalmente das espécies silvestres que invadem e colonizam ecótopos artificiais, não interessam somente à biologia e ecologia, como também as atividades de controle dos triatomíneos vetores da doença de Chagas. (Souza *et al.* 1978).

2. OBJETIVO GERAL

Descrever o ciclo biológico da espécie críptica *R. stali*, e *R. pictipes* em condições de laboratório, a partir de colônias estabelecidas no insetário do Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos.

2.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Analisar o ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto; de ambas as espécies, percentual de mortalidade dos estádios ninfais; tempo para o aceite do primeiro repasto; número de repastos realizados durante os estádios ninfais, do ciclo biológico.
2. Quantificar o aumento de peso ocorrido após o repasto dos estádios ninfais durante ciclo; volume de sangue ingerido durante os estádios ninfais; volume de sangue ingerido entre machos e fêmeas de cada espécie; percentual de mortalidade de cada espécie durante o ciclo biológico.
3. Comparar o ciclo biológico entre machos e fêmeas; de ambas as espécies e o volume de sangue ingerido.
4. Comparar o volume de sangue ingerido, entre os espécimes machos e entre os espécimes fêmeas de ambas as espécies.

3. MATERIAL E MÉTODOS

Foram utilizados insetos provenientes das colônias mantidas no insetário do Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos do Instituto Oswaldo Cruz/FIOCRUZ. Os espécimes de *Rhodnius pictipes* utilizados

são oriundos de Barcarena- Pará e os de *Rhodnius stali* - Alto Beni – Departamento de La Paz – Bolívia. Inicialmente foram obtidas aleatoriamente 30 ninfas de quinto estágio de ambas as espécies para obtenção de adultos. Foram formados três grupos contendo dois machos e cinco fêmeas das duas espécies. Os casais foram mantidos em cristalizadores de vidro com 12,5 cm de altura e 6,5 cm de diâmetro, cobertos com tampas feitas de tecido de filó presos com elástico e forrados com papel filtro. Na fase inicial os insetos foram alimentados duas vezes por semana, em camundongos *Mus musculus* (Linnaeus, 1758), provenientes do Centro de Criação de animais de Laboratório da Fundação Oswaldo Cruz (CECAL/Fiocruz), imobilizados e anestesiados, conforme protocolo número LW-2/14, aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA-Fiocruz). Após a postura, 150 ovos de *R.stali* e *R.pictipes* foram agrupados pela data de postura para determinar o período de eclosão. Após a eclosão as NI foram separadas individualmente em tubos de polipropileno com capacidade para 50mL, forrados com papel filtro para observação das posteriores ecdises e alimentadas uma vez por semana. Os insetos foram mantidos em temperatura ambiente no insetário, a qual foi registrada. O ciclo de desenvolvimento de *R.stali* foi realizado à temperatura média de 21°C (min 19 °C; max 25 °C), umidade relativa (UR) 68% (min 54%; max 80%) e o ciclo de *R.pictipes* à temperatura média de 21°C (min 17 °C; max 26 °C). UR 61% (min 48%; max 75%). Os insetos foram observados diariamente para verificação do período de incubação dos ovos, percentual de mortalidade de cada estágio até a fase adulta e o período total de desenvolvimento ninfal do NI-NV. O estudo para a investigação dos parâmetros biológicos de *R. stali* foram realizados no período de janeiro a maio de 2010 e *R.pictipes* de agosto a dezembro de 2012.

A análise estatística foi realizada com o programa GraphpadPrism 5.0, usando-se o teste de Kolmogorov-Smirnov para verificar a normalidade das variáveis. Para a comparação das médias das variáveis de cada estágio de desenvolvimento entre as duas espécies foram utilizados o teste T de Student e o teste Mann-Whitney. Para a comparação das taxas de mortalidade entre as duas espécies foi utilizado o teste qui-quadrado. ANOVA ou Kruskal-Wallis foram utilizados para a variância dos parâmetros entre os estágios de desenvolvimento de uma mesma espécie.

4. RESULTADOS

Taxa de eclosão dos ovos: A taxa de eclosão dos ovos foi de 83,34% para *R.stali* e 86,67% para *R.pictipes*. O período médio de incubação dos ovos observado para *R.stali* foi de $18,02 \pm 3,98$ dias e para *R.pictipes*. $15,35 \pm 4,56$ dias. (Tabela 1).

Primeiro repasto: O aceite do primeiro repasto ocorreu em média no décimo dia para *R.stali* e no quinto dia para *R.pictipes*.

Ciclo biológico (*Rhodnius stali*): A duração do ciclo biológico de ovo-AD observado para *R.stali* foi de $134,4 \pm 3,62$ dias, sendo ovo-NI uma média de $18,02 \pm 3,98$ dias; NI-NII $20,19 \pm 7,53$; NII-NIII $22,63 \pm 9,89$; NIII-NIV $21,98 \pm 8,43$; NIV-NV $22,02 \pm 6,61$; 5º NV-AD $29,56 \pm 7,89$ (Tabela 1; Gráfico 1), onde os espécimes, machos levaram em média $132,0 \pm 3,5$ dias para completar o ciclo de ovo-adulto e as fêmeas $124,74 \pm 4,7$ dias (Tabela 2; Gráfico 2).

Ciclo biológico (*Rhodnius pictipes*): *R.pictipes* por sua vez, completou o ciclo biológico de ovo-AD em $111,7 \pm 5,00$ dias, sendo para o NI $15,09 \pm 4,93$; NII $15,95 \pm 5,58$; NIII $17,89 \pm 6,20$; NIV $19,82 \pm 6,15$; NV $27,60 \pm 4,87$. (Tabela 1; Gráfico 1), os machos levaram $109,0 \pm 2,1$ dias para completar todo o ciclo de desenvolvimento e as fêmeas $107,42 \pm 1,9$ dias (Tabela 1; Tabela 2; Gráfico 3).

Taxa de mortalidade: A taxa de mortalidade observada para *R.stali* foi de 36% NI; 16,8% NII; 8,0% NIII; 4,8% NIV; 5,6% NV (Tabela 1; Gráfico 7), enquanto para *R.pictipes* foi observado 43% para NI; NII 11,6%; NIII 9,4 %; NIV 1,5%; NV 1,6%. (Tabela 1; Gráfico 7).

Repastos realizados: O número de repastos realizados por *R.stali* de NI-NV: foi $1,05 \pm 0,27$; $1,11 \pm 0,32$; $1,13 \pm 0,33$; $1,15 \pm 0,42$; $1,52 \pm 0,79$; respectivamente (Tabela 3; Gráfico 4). *R.pictipes* realizou de NI-NV: $1,12 \pm 0,41$; $1,04 \pm 0,21$; $1,07 \pm 0,26$; $1,06 \pm 0,24$; $1,26 \pm 0,79$; respectivamente (Tabela 3; Gráfico 4).

Aumento de peso corporal: Foi observado um aumento médio do peso corporal após alimentação para *R.stali* de $7,8 \pm 2,68$ vezes para NI; NII $6,58 \pm 2,05$; NIII $6,02 \pm 2,05$; NIV

5,61±1,66; NV 5,98±1,20; NV (Tabela 4; Gráfico 5), ao passo que *R.pictipes* apresentou um aumento médio de 10,64±4,40 vezes para NI; 6,82±1,81 NII; 5,61 ±1,30 NIII; 5,38±1,11 NIV; 5,43±1,39 NV (Tabela 4; Gráfico 5).

Volume médio total de sangue ingerido: O volume médio total de sangue ingerido por *R.stali* de NI-NV foi de 60,46±69,0 mg, onde NI ingeriu uma média 2,8±0,09mg; NII 8,9±2,7mg; NIII 28,7±26,1 mg; NIV 69,7±21,3mg; NV 192,2±43,2mg (Tabela 5; Gráfico 8). *R. pictipes* apresentou uma ingestão média total de 64,78±72,0 mg de NI-NV, onde NI ingeriu uma média 3,4±3,0mg, NII 10,4±2,3mg, NIII 28,7±8,0 mg, NIV 81,9±27,45mg; NV 199,5±62,7mg. (Tabela 5; Gráfico 6).

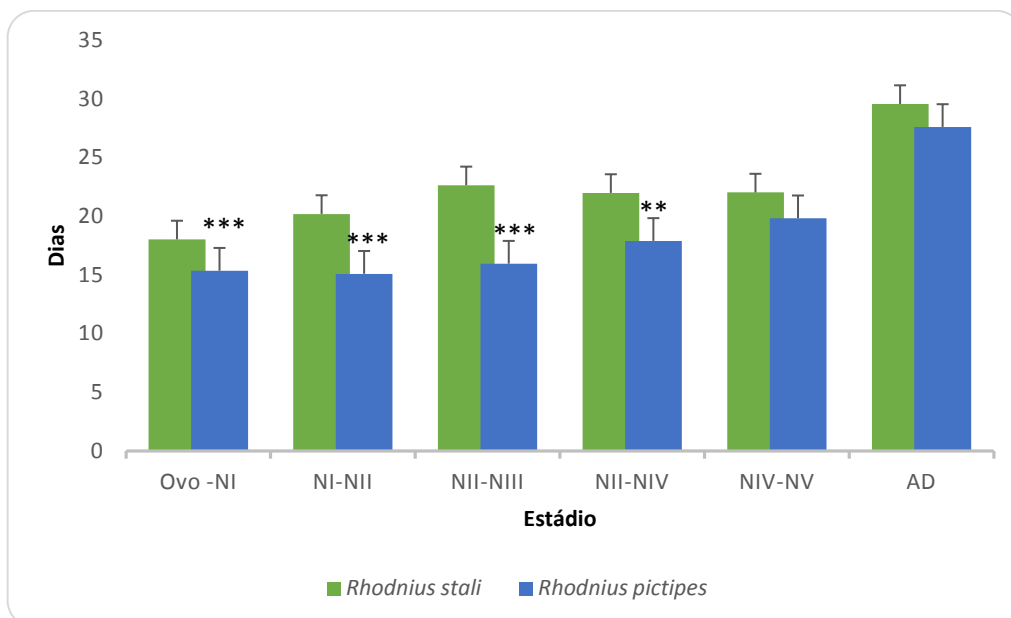
Volume de sangue ingerido: Os espécime machos de *R.stali* ingeriram um volume médio total de sangue de 59,22 ±77,87mg, onde foi observado para NI 2,6±0,75mg; NII 9,3±2,60mg; NIII 27,6±12,4mg;NIV 65,0±19,2mg; NV 191,6±39,7mg. Por sua vez, os espécimes de *R.pictipes* ingeriram um volume médio total de 58,38±73,41mg, observando-se para NI 2,8±0,69mg; NII 10,4±1,90; NIII 27,9±5,6;NIV 69,5±15,2mg;NV 181,3±36,8mg. Os espécimes fêmeas de *R. stali* e *R.pictipes* ingeriram um volume médio total de sangue de 63,64 ±81,87 e 72,10±90,32 respectivamente, onde foi observado para *R stali* em NI 2,8±0,9mg;NII 8,2±1,9mg; NIII 31,1±38,5mg; NIV 75,2±18,0mg; NV 200,9±44,3mg. Para *R.pictipes* foi observado em NI 4,6±6,90mg; NII 10,4±,2,70mg; NIII 29,8±8,4mg; NIV 95,4±32,1mg; NV 220,3±81,0mg. (Tabela 6; Gráfico 8 e 9).

Tabela 1. Ciclo biológico (dias) e percentual de mortalidade dos estádios ninfais de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de Laboratório.

Estádio	Número de insetos/ovos		Duração (X±S) (mín-max)		Mortalidade (%)	
	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>
	N	N				
OVO -NI	125	130	18,02 ± 3,98 (11 - 38)	15,35 ± 4,56*** (5 - 44)	16,66	13,33
NI-NII	80	74	20,19 ± 7,53 (10 - 43)	15,09 ± 4,93*** (9 - 29)	36,0	43,0
NII-NIII	59	59	22,63 ± 9,89 (10 - 58)	15,95 ± 5,58*** (7 - 33)	16,8	11,6
NIII-NIV	49	47	21,98 ± 8,43 (14 - 59)	17,89 ± 6,20** (10 - 45)	8,0	9,4
NIV-NV	43	45	22,02 ± 6,61 (11 - 45)	19,82 ± 6,15 (12 - 38)	4,8	1,5
NV-AD	36	43	29,56 ± 7,84 (7 - 48)	27,60 ± 4,87 (15 - 42)	5,6	1,6
Duração do ciclo			134,4 ± 3,62	111,7 ± 5,00		

Nota: Ambas as espécies iniciaram o ciclo com 150 ovos. X: média; S: desvio padrão, *P<0.05 Teste de Man Whitney
N: nº ovos ou insetos; NI: ninfas de 1º estágio; NII: ninfas de 2º estágio; NIII: ninfas de 3º estágio; NIV: ninfas de 4º estágio; NV: ninfas de 5º estágio; AD: adulto.

Gráfico 1. Ciclo biológico (dias) de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.



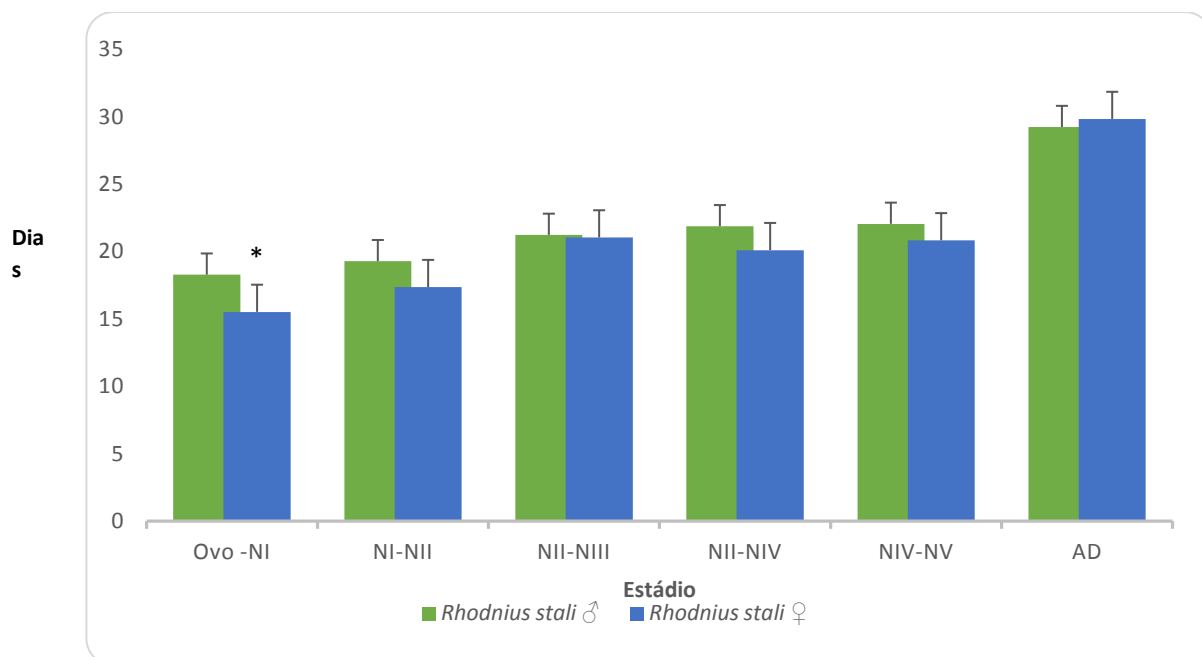
As barras representam o Desvio Padrão da Média. * $P < 0.005$ Teste Mann Whitney.

Tabela 2. Ciclo biológico de machos e fêmeas de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

Estádio	Ciclo de desenvolvimento (X±S) (min-max)		Ciclo de desenvolvimento (X±S) (min-max)	
	<i>Rhodnius stali</i> ♂	<i>Rhodnius stali</i> ♀	<i>Rhodnius pictipes</i> ♂	<i>Rhodnius pictipes</i> ♀
Ovo -NI	18,29 ± 4,0* (11 - 25)	15,53 ± 2,61 (11 - 19)	14,71 ± 2,92 (10 - 22)	14,16 ± 2,08 (11 - 18)
NI -NII	19,29 ± 6,6 (11 - 32)	17,37 ± 6,23 (10 - 38)	14,17 ± 4,89 (9 - 29)	14,42 ± 4,75 (9 - 23)
NII -NIII	21,24 ± 5,8 (11 - 33)	21,05 ± 8,0 (13 - 49)	15,58 ± 4,54 (7 - 28)	14,58 ± 3,25 (8 - 22)
NIII -NIV	21,88 ± 10,8 (14 - 59)	20,11 ± 6,0 (14 - 33)	17,88 ± 5,48 (10 - 33)	16,47 ± 3,94 (10 - 24)
NIV - NV	22,06 ± 5,71 (14 - 36)	20,84 ± 5,6 (15 - 32)	19,79 ± 6,99 (12 - 38)	19,32 ± 5,19 (13 - 33)
NV - AD	29,24 ± 8,98 (20 - 43)	29,84 ± 9,2 (7 - 48)	26,92 ± 3,69 (15 - 36)	28,47 ± 6,0 (20 - 42)
Duração do ciclo biológico	132,0 ± 3,5	124,74 ± 4,5	109,05 ± 2,1	107,42 ± 1,9

Nota: Foram utilizados somente os espécimes que completaram todo o ciclo* P<0.05 Teste Mann Whitney. X= Média; S= Desvio Padrão.

Gráfico 2. Ciclo biológico (dias) de machos e fêmeas de *Rhodnius stali* em condições de laboratório.



*P < 0.05 Teste Mann Whitney

Tabela 3. Número de repastos realizados (vezes) durante o ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

Estádios	Número de repastos realizados ($X \pm S$) (mín - max)	
	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>
NI	1,05 ± 0,27 (1 - 3)	1,12 ± 0,41 (1 - 3)
NII	1,11 ± 0,32 (1 - 2)	1,04 ± 0,21 (1 - 2)
NIII	1,13 ± 0,33 (1 - 2)	1,07 ± 0,26 (1 - 2)
NIV	1,15 ± 0,42 (1 - 3)	1,06 ± 0,24 (1 - 2)
NV	1,52 ± 0,79 (1 - 5)	1,26 ± 0,44 (1 - 2)
Média	1,19 ± 0,42	1,11 ± 0,31

X: média, S: desvio padrão, mín.: mínimo, max: máximo; NI: ninfas de 1º estágio; NII: ninfas de 2º estágio; NIII: ninfas de 3º estágio; NIV: ninfas de 4º estágio; NV: ninfas de 5º estágio; AD: adulto.

Gráfico 3. Ciclo biológico (dias) de machos e fêmeas de *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

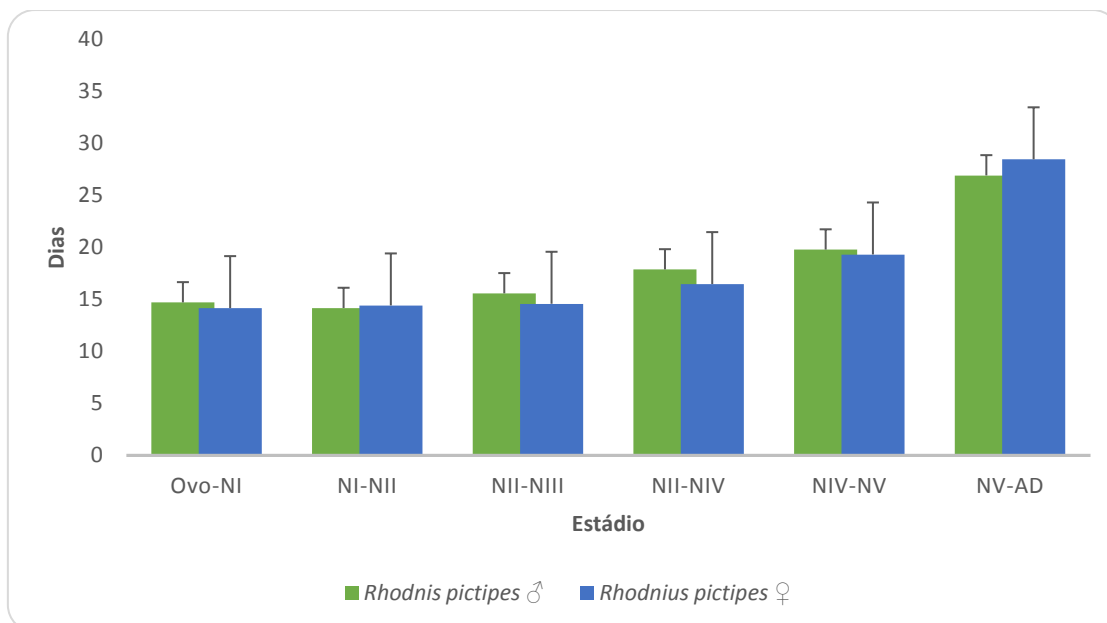


Gráfico 4. Número de repastos realizados (vezes) durante ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

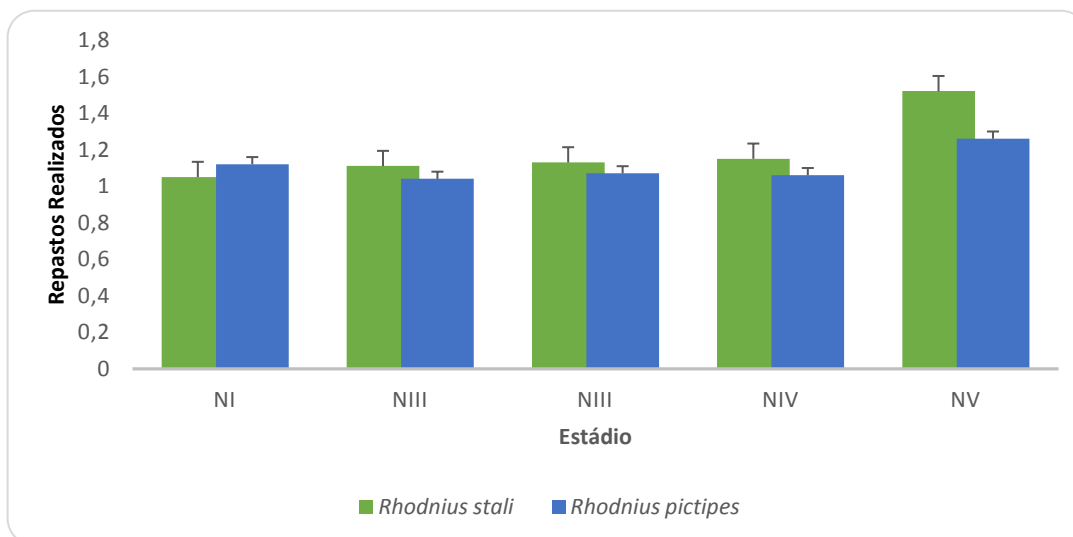
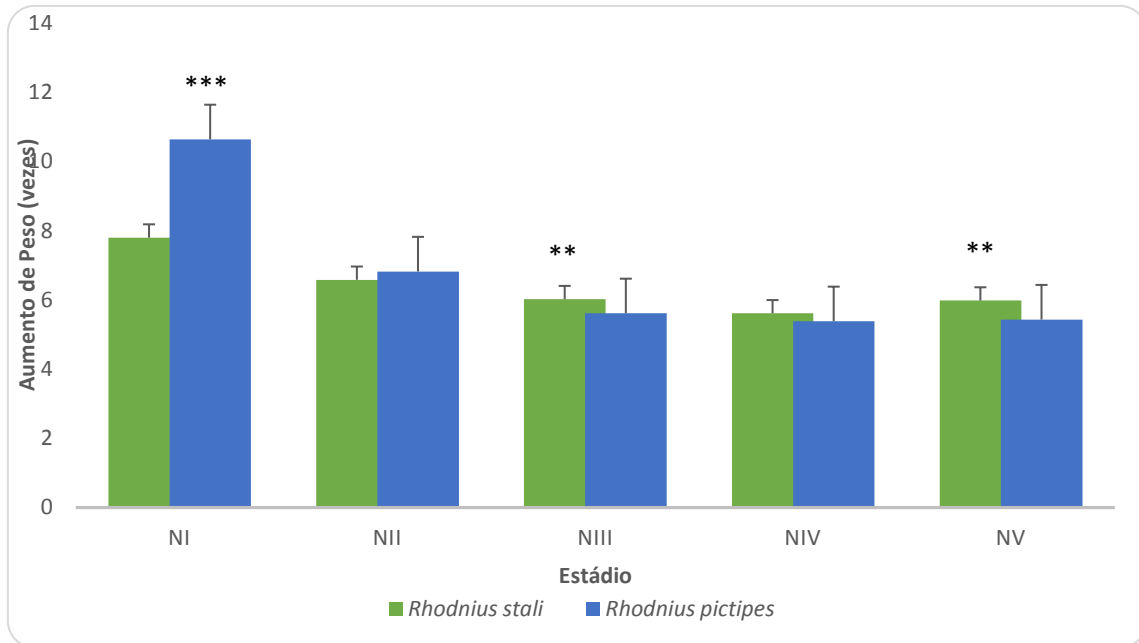


Tabela 4. Aumento de peso corporal (vezes) ocorrido após o repasto, durante todos os estádios ninfaís do ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

Estádio	Aumento de peso em vezes ($X \pm S$) (min-max)	
	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>
NI	7,8 ± 2,68 (3,0 - 16,5)	10,64 ± 4,40*** (2,6 - 30,0)
NII	6,58 ± 2,5 (1,0 - 13,0)	6,82 ± 1,81 (3,2 - 12,0)
NIII	6,02 ± 2,05** (2,0 - 11,89)	5,61 ± 1,30 (1,14 - 9,2)
NIV	5,61 ± 1,66** (2,4 - 9,7)	5,38 ± 1,11 (3,7 - 8,4)
NV	5,98 ± 1,20 (3,6 - 8,8)	5,43 ± 1,39 (1,3 - 10,0)
Valor médio	6,89 ± 4,26	8,08 ± 3,35

* $P < 0.05$ Test T de Student; X: média, S: desvio padrão, min.: mínimo, max:máximo;NI: ninfas de 1° estádio; NII: ninfas de 2° estádio; NIII: ninfas de 3° estádio; NIV: ninfas de 4° estádio; NV: ninfas de 5° estádio.

Gráfico 5. Aumento de peso corporal (vezes) ocorrido, após o repasto durante todos os estádios ninfais do ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.



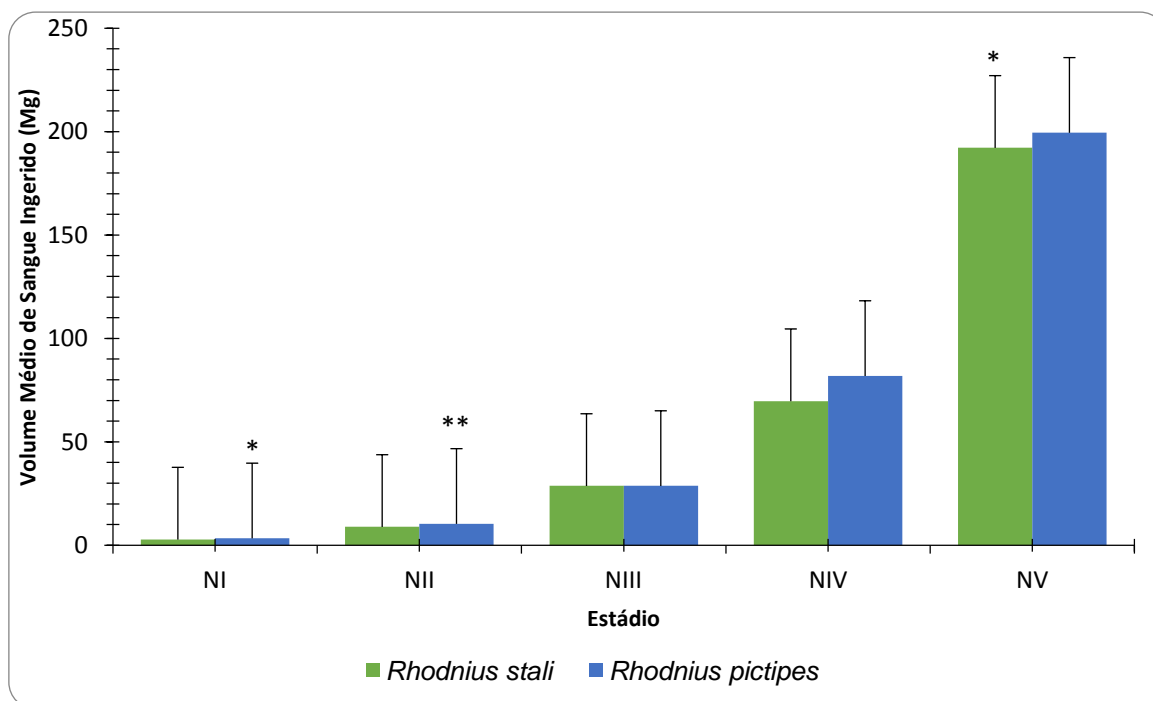
* $P < 0.05$ Teste T de Student.

Tabela 5: Volume médio de sangue ingerido (mg) durante ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório

Estádio	Volume médio de sangue ingerido mg. (X±S) (min-max)	
	<i>Rhodnius stali</i>	<i>Rhodnius pictipes</i>
NI	2,8 ± 0,9 (12 - 77)	3,4 ± 3,0* (17 - 33)
NII	8,9 ± 2,7 (11 - 157)	10,4 ± 2,3** (34 - 160)
NIII	28,7 ± 26,1 (7 - 187)	28,7 ± 8,0 (1 - 462)
NIV	69,7 ± 21,03 (73 - 117)	81,9 ± 27,45* (34 - 195)
NV	192,2 ± 43,2 (91 - 296)	199,5 ± 62,7 (57 - 380)
Volume médio	60,46 ± 69,0	64,78 ± 72,0

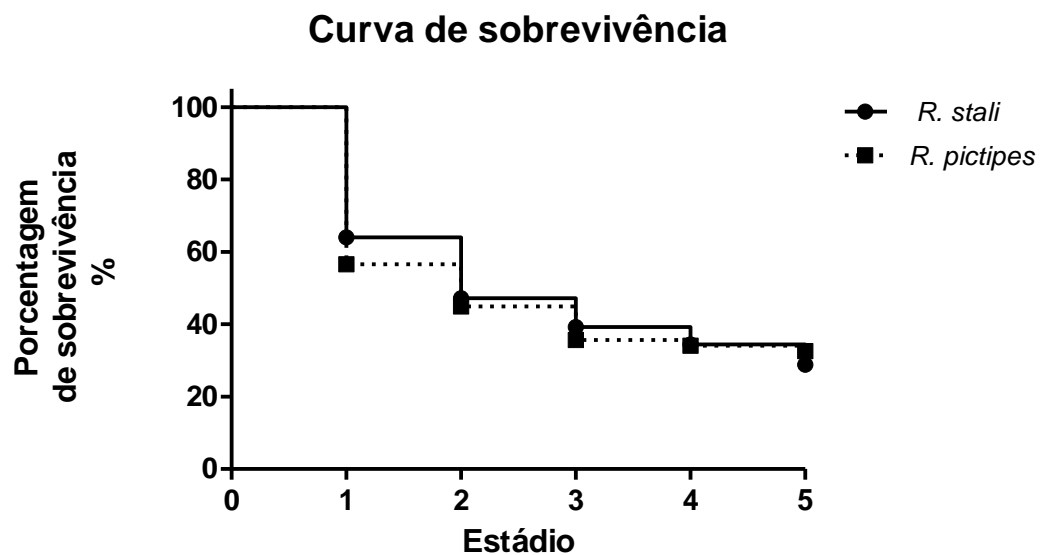
*p<0.05 Test Mann Whitney; X: média, S: desvio padrão, min.: mínimo, max: máximo;
NI: ninfas de 1º estágio; NII: ninfas de 2º estágio; NIII: ninfas de 3º estágio; NIV: ninfas de 4º estágio; NV: ninfas de 5º estágio; AD: adulto.

Gráfico 6: Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.



*p<0.05 Teste Mann Whitney

Gráfico 7. Percentual de mortalidade dos estádios ninfais de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* condições de laboratório.



Teste Qui-quadrado: O grupos se comportaram de forma semelhante.

Tabela 6. Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico entre espécimes machos de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

Estádio	Volume de sangue ingerido/mg (X±S) (mín-max)		Volume de sangue ingerido /mg (X±S) (mín-max)	
	<i>Rhodnius stali</i> ♂	<i>Rhodnius pictipes</i> ♂	<i>Rhodnius pictipes</i> ♀	<i>Rhodnius stali</i> ♀
NI	2,6 ± 0,75 (1,2 - ,8)	2,8 ± 0,69 (1,9 - 5,3)	4,6 ± 6,90 (1,9 - 33,0)	2,8 ± 0,95 (1,4 - 5,2)
NII	9,3 ± 2,60 (5,5 - 15,7)	10,4 ± 1,90 (6,0 - 14,5)	10,4 ± 2,70* (5,8 - 16,0)	8,2 ± 1,90 (3,3 - 12,2)
NIII	27,6 ± 12,4 (5,6 - 62,9)	27,9 ± 5,6 (19,2 - 39,7)	29,8 ± 8,4 (2,1 - 42,6)	31,1 ± 38,5*** (2,21 - 187,6)
NIV	65,0 ± 19,2 (33,8 - 106,3)	69,5 ± 15,2 (34,1 - 96,6)	95,4 ± 32,1** (62,4 - 195,5)	75,2 ± 18,0 (29,1 - 116,9)
NV	191,6 ± 39,7 (127,3 - 296,0)	181,3 ± 36,8 (116,4 - 268,5)	220,3 ± 81,0* (57,9 - 379,5)	200,9 ± 44,3 (101,9 - 262,8)
Volume médio	59,22 ± 77,87	58,38 ± 73,41	72,10 ± 90,36	63,64 ± 81,87

*P<0.05 Teste de Man Whitney; NI: ninfas de 1º estágio; NII: ninfas de 2º estágio; NIII: ninfas de 3º estágio; NIV: ninfas de 4º estágio; NV: ninfas de 5º estágio.

Gráfico 8. Volume médio de sangue ingerido (mg) durante o ciclo biológico entre espécimes machos de *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.

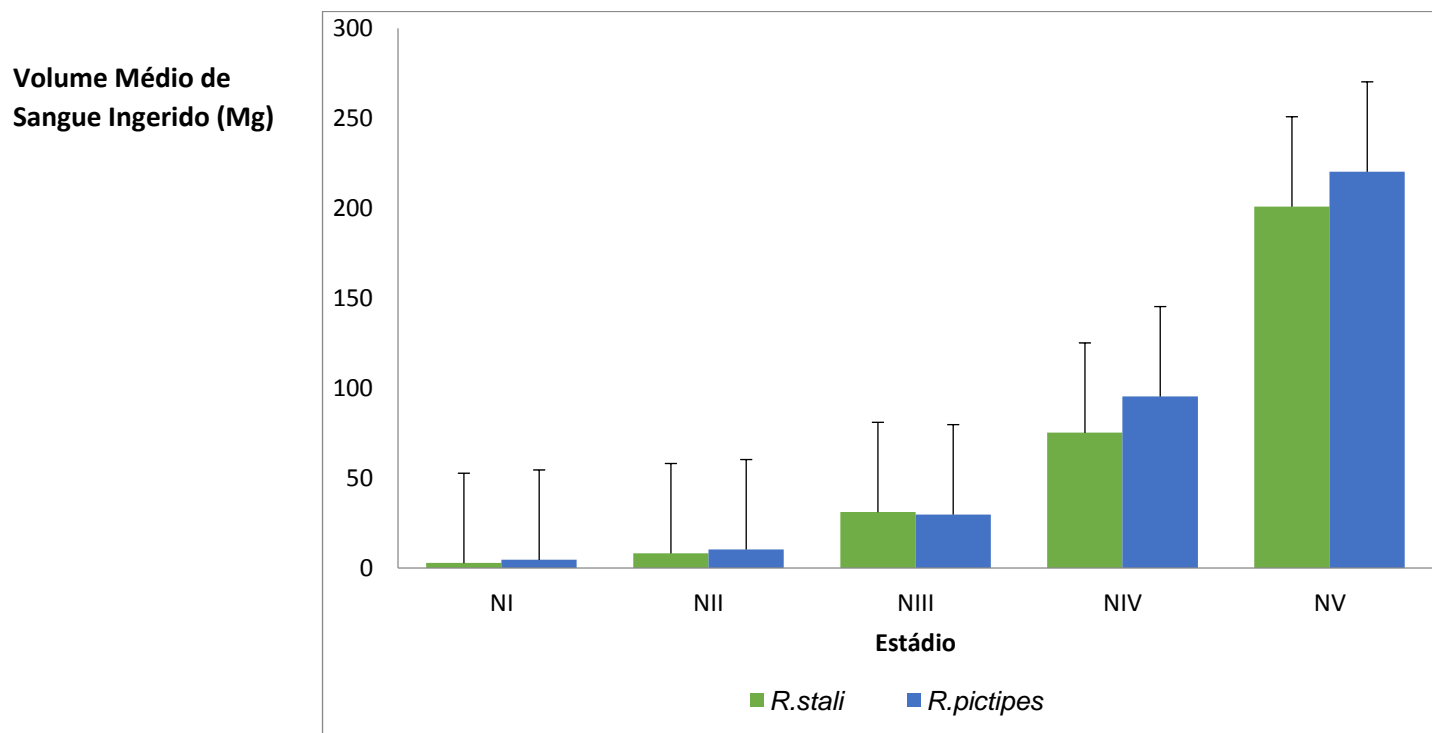
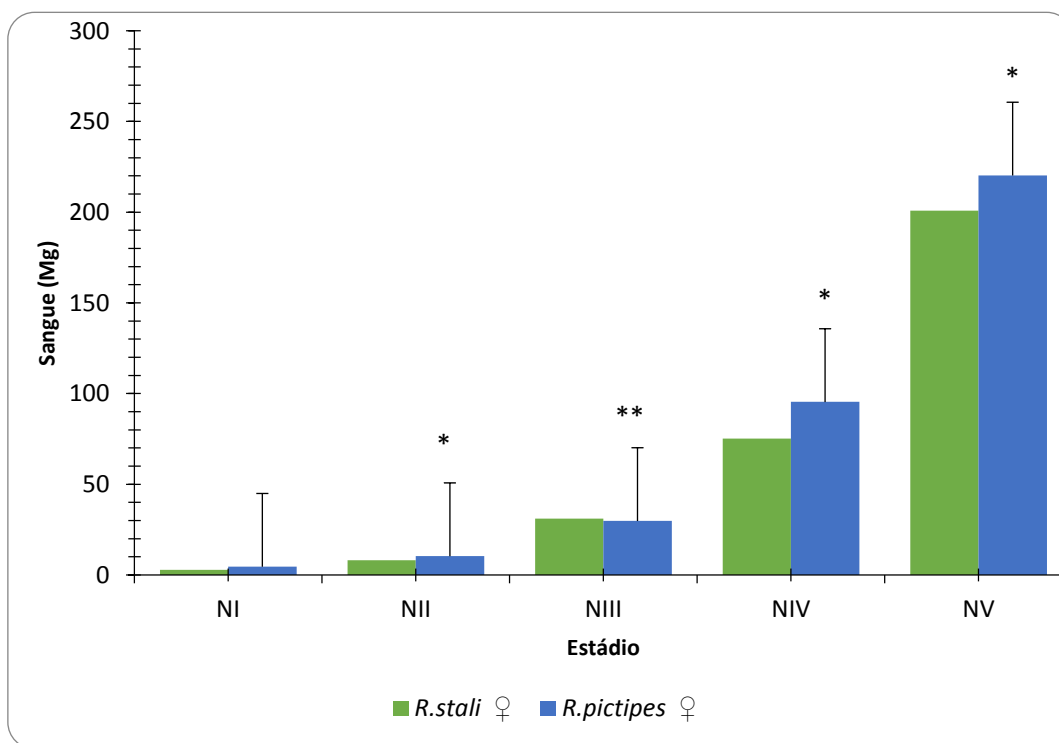


Gráfico 9. Volume médio de sangue ingerido (mg) durante, o ciclo biológico entre espécimes fêmeas *Rhodnius stali* e *Rhodnius pictipes* em condições de laboratório.



*P<0.05 Teste Mann Whitney

5. DISCUSSÃO

Os resultados do presente trabalho, sobre os parâmetros biológicos de *Rhodnius stali*, são os primeiros relatados na literatura. Esta espécie foi descrita a partir de espécimes depositados na Coleção de Triatomíneos do Instituto Oswaldo Cruz (CTIOC) identificados erroneamente como *Rhodnius pictipes* Stål, 1872. Ambas puderam ser separadas por meio de análise morfométrica da cabeça e comparação das estruturas fálicas, que mostraram semelhança com a presença de um suporte do falosoma (Sph) e um processo do pigóforo (PrP) bífido, estruturas que as demais espécies do gênero *Rhodnius* não possuem, o que levou a situá-la no "complexo *Rhodnius pictipes*" e supor serem a ligação entre os *Rhodniini* e *Triatomini* (Cailleaux *et al.* 2011).

Os ciclos de desenvolvimento de *R. pictipes* descritos na literatura (Quadro 3) relataram uma variabilidade de 18 a 21 dias para a eclosão dos ovos em diferentes temperaturas e umidade controladas. Otero *et al.*(1976) observaram em temperatura média ambiental com mínima de 25°C e máxima de 33°C que *R.pictipes* levou 118 dias para completar o ciclo de ovo a adulto alimentados em *Gallus gallus domesticus* Linnaeus,1758.Silva & Silva(1990) em temperatura controlada de 25±0,5 e UR 70% observaram que a mesma espécie levou 150,6 dias para completar ciclo e 119,2 dias quando o protocolo experimental foi realizado em temperatura controlada de 30°C e UR 70%, todos alimentados com *Gallus gallus domesticus*.Rocha *et al.*(1994) observou para a mesma espécie, alimentadas em *Columba livia* Gmelin,1789 em temperatura controlada de 28°C ±1, UR 80%, 316,3 dias para completar o ciclo. Em 1997, o mesmo autor sob as mesmas condições ambientais, mas com alimentação através de membrana de silicone com sangue desfibrinado de carneiro, observou que os espécimes machos levaram 194,3 dias para completar o ciclo e as fêmeas 161,3 dias e quando alimentados em camundongos *Mus musculus* Linnaeus, 1758 observou-se 176,2 dias para os espécimes machos e 176,6 dias para os espécimes fêmeas completarem o ciclo de desenvolvimento de ovo a adulto. O tempo médio de eclosão dos ovos observados pelos autores acima foi de 18 a 21dias.

Quadro 3. Ciclo Biológico de *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 observados na literatura (Adaptado por , Peixoto 2014).

Estádio	Ovo/1º	1º/2º estádio	2º/3º estádio	3º/4º estádio	4º/5º estádio	5º/Adulto	♂	♀	Tempo Dias/meses	Temp. °C	Umidade%	Fonte Alimentar	Autor
<i>Rhodnius pictipes</i>	16,0	21,0	16,0	20,0	19,0	26,0	*****	*****	118,0/3,9	Min 25° Max 33°	Ambiente	<i>Gallus gallus domesticus</i>	Otero <i>et al.</i> , 1976
<i>Rhodnius pictipes</i>	21,0	21,8	28,9	31,7	34,6	52,5	*****	*****	190,5/6,3	24 -26 Ambiente	70-75	<i>Mus musculus</i>	Lent & Valderra, 1977
<i>Rhodnius pictipes</i>	18,5 18,2	23,0 23,1	24,9 25,0	33,2 33,3	51,1 50,0	***** *****	150,7 *****	***** 149,6	150,7/5,02 149,6/4,98	25±0,5 B.O.D	70±5 B.O.D	*****	Silva & Silva, 1990
<i>Rhodnius pictipes</i>	18,0 17,9	16,8 16,9	20,4 20,6	29,5 29,2	34,5 34,2	*****	119,2 *****	***** 118,8	119,2/3,97 118,8/3,96	30±1 B.O.D	70±5 B.O.D	*****	Silva & Silva, 1990
<i>Rhodnius pictipes</i>	21,1	22,2	32,2	56,1	107,0	77,7	*****	*****	316,3/10,54	28±1 B.O.D	80±5 B.O.D	<i>Columba Livia</i>	Rocha <i>et al.</i> , 1994
<i>Rhodnius pictipes</i>	18,21	15,85	20,27	23,38	34,34	*****	64,20	***** 64,56	176,25/5,87 176,61/5,88	28±1 B.O.D	80±5 B.O.D	<i>Mus musculus</i>	Rocha <i>et al.</i> , 1997
<i>Rhodnius pictipes</i>	18,87	18,09	20,60	24,24	35,0	*****	77,50	***** 44,53	194,3/6,47 161,33/5,37	28±1 B.O.D	80±5 B.O.D	Sangue desfibrinado de carneiro	Rocha <i>et al.</i> , 1997

No presente trabalho *R. pictipes* levou $111,7 \pm 5,0$ dias para completar o ciclo biológico de ovo a adulto, o menor tempo relatado na literatura, onde foi observado 109,05 dias para os espécimes machos e 107,42 para os espécimes fêmeas, o menor tempo anteriormente descrito foi de 119,2 dias para os espécimes machos e 118,8 dias para os espécimes fêmeas à temperatura de $30 \pm 1^\circ\text{C}$ e UR $70 \pm 5\%$ (Silva & Silva 1990).

R. stali por sua vez, possui um ciclo de desenvolvimento mais longo em relação às demais espécies do gênero, $134,4 \pm 3,62$ dias, onde foi observado para os espécimes machos $132,0 \pm 3,5$ e para os espécimes fêmeas $124,7 \pm 4,5$, quando comparado com *R. neglectus* Lent, 1954 com 85,9 dias à temperatura de 26°C e UR 75% (Freitas et al. 1967), *Rhodnius domesticus*, Neiva & Pinto, 1923 à temperatura de $25 \pm 4^\circ\text{C}$ e UR $70 \pm 5\%$ com duração do ciclo de $93,85 \pm 7,34$ (Guarneri et al. 1998), *R. pallescens* Barber, 1932 com 97,0 dias à temperatura de $25 \pm 3^\circ\text{C}$ e UR 60%, *R. pallescens* Barber, 1932 com 102,0 dias à temperatura de 27 e UR 80% (Jurberg & Rangel, 1984), *Rhodnius prolixus* Stål, 1859 com 114,0 dias em temperatura de $24-26^\circ\text{C}$ e UR 70-75% (Lent & Valderrama, 1977), *R. nasutus* Stål, 1859 com 114,2 dias à temperatura de $30^\circ\text{C} \pm 1$ e UR 70 ± 5 (Silva & Silva, 1989), *R. prolixus* Stål, 1859 com 117,7 dias à temperatura de $28^\circ\text{C} \pm 1$ e UR 75%-80% dias (Arévalo et al, 2007), *R. milesi* Carcavallo, Rocha, Galvão & Jurberg, 2001 com 120,7 dias à temperatura de $24 \pm 5^\circ\text{C}$ e UR $75 \pm 18\%$ (Alves, 2007), *Rhodnius pallescens* Barber, 1932 com 126,0 dias à temperatura de $25 \pm 3^\circ\text{C}$ e UR $80\% \pm 3\%$ (Jurberg & Rangel, 1984), *R. brethesi* Matta, 1919 com 132,4 dias à temperatura de 27°C (Rocha et al. 2004). Estas comparações relacionadas ao ciclo biológico das espécies citadas podem ser melhores visualizadas no quadro 4.

Observou-se que *R. stali* possui um ciclo de vida mais longo quando comparado com *R. pictipes* e, em ambas espécies, o tempo entre a eclosão do ovo até a fase adulta é menor em fêmeas. Curiosamente para *R. stali*, que é sabidamente capaz de colonizar domicílios, foi observada uma taxa de mortalidade das ninfas mais alta que em *R. pictipes*, algo inesperado para a espécie que coloniza estruturas artificiais e foi observada em ambiente artificial. Para *R. stali*, o primeiro repasto sanguíneo ocorreu, em média, quatro dias mais tarde do que em *R. pictipes*, espécie que ingeriu um volume total de sangue maior, possivelmente pelo fato de seu corpo ser maior. A elevada taxa de eclosão dos ovos demonstrou a alta

viabilidade dos ovos de ambas às espécies. O curto período do ciclo observado para *R. pictipes* permitiu estimar uma elevada densidade populacional com quase quatro gerações ao ano enquanto *R. stali* apresentaria em média três gerações. Estes dados devem ser considerados sob o ponto de vista da profilaxia por aspersão de inseticidas residuais, adequando os intervalos de aplicação em regiões, segundo as características térmicas, higrométricas e de distribuição de espécie. Informações sobre a influência da temperatura, no período de incubação dos ovos e nos parâmetros biológicos poderão ser utilizados em trabalhos profiláticos. Os inseticidas não possuem ação sobre os ovos, assim a ação da temperatura no período de incubação poderá fornecer dados para uma melhor adequação dos períodos de aplicação de inseticidas, nas regiões de diferentes climas, contribuindo para o controle dos triatomíneos. (Silva, 1985).

Quadro 4. Ciclo biológico de algumas espécies do gênero *Rhodnius* de ovo a adulto observados na literatura. (Adaptado por Peixoto, 2014).

<i>Rhodnius</i>	Ovo 1º estágio	1º/2º estágio	2º/3º estágio	3º/4º estágio	4º/5º estágio	5º/Adulto	Média de duração em dias/°C	Fonte alimentar/UR%	Autor
<i>brethesi</i>	17,04	18,54	16,03	21,26	20,92	38,61	132,4 27	<i>Mus musculus</i> Ambiente	Rocha <i>et al.</i> , 1990
<i>colombiensis</i>	16,2	14,9	18,5	32,9	29,4	32,5	144,4 28 ±1	<i>Gallus gallus domesticus</i> 75-80%	Arévalo,2007
<i>domesticus</i>	15,63	12,48	9,89	14,28	16,89	25,04	93,85 25 ±4	<i>Mus musculus</i> 70±5%	Guarneri <i>et al.</i> 1998
<i>milesi</i>	15,0	17,2	18,2	17,3	20,5	32,5	120,7 24±5	<i>Gallus gallus domesticus</i> 75±18%	Alves,2007
<i>nasutus</i>	*****	*****	*****	*****	*****	*****	145,7 25	<i>Gallus gallus domesticus</i> UR não	Silva & Silva 1989
<i>nasutus</i>	*****	*****	*****	*****	*****	*****	114,2 30	<i>Gallus gallus domesticus</i> UR não	Silva & Silva 1989
<i>neglectus</i>	15,0	10,2	13,7	16,3	19,0	21,9	85,9 26	<i>Gallus gallus domesticus</i> 75%	Freitas <i>et al.</i> 1967
<i>neglectus</i>	16,93	13,84	21,10	28,31	24,31	31,79	136,28 27±2	<i>Mus musculus</i> 70%	Diotaiuti & Dias 1987
<i>neivai</i>	23,71	22,93	25,67	25,61	29,94	53,14	181,1 24-25	<i>Mus musculus</i> 70-75%	Lent & Valderrama,1977
<i>palescens</i>	19,0	19,0	20,0	23,0	64,0	67,0	212,0 25±3 Semi-obscuridade	<i>Columba livia</i> UR 80%	Juberg & Rangel,1984
<i>palescens</i>	18,0	19,0	18,0	21,0	21,0	27,0	126,0 25±3 Semi-obscuridade	<i>Mus musculus</i> UR 80%	Juberg & Rangel,1984
<i>palescens</i>	19,0	21,0	20,0	24,0	27,0	25,0	185,0 25±3 Semi-obscuridade	<i>Columba livia</i> UR 60%	Juberg & Rangel,1984
<i>palescens</i>	15,0	13,0	18,0	20,0	22,0	21,0	97,0 25±3 Semi-obscuridade	<i>Mus musculus</i> UR 60%	Juberg & Rangel,1984
<i>palescens</i>	16	17	75	39	36	26	209 27 Obscuridade	<i>Columba livia</i> UR 80%	Juberg & Rangel,1984
<i>palescens</i>	13	17	25	28	32	26	102 27 obscuridade	<i>Columba livia</i> UR 80%	Juberg & Rangel,1984
<i>prolixus</i>	18,0	15,5	14,2	16,0	20,0	30,0	114,00 24-26	<i>Mus musculus</i> 70-75%	Lent & Valderrama,1977
<i>prolixus</i>	15,4	12,4	15,3	19,8	25,1	29,7	117,7 28±1	<i>Gallus gallus domesticus</i> 75-80%	Arévalo,2007

6. CONCLUSÕES

1. *R. stali* possui um ciclo biológico mais longo quando comparado com algumas espécies do gênero, tais como *R. brethesi* Matta, 1919; *R. domesticus* Neiva & Pinto, *R. milesi* Carcavallo et al., 2001, *R. nasutus* Stål, 1859, *R. neglectus* Lent, 1954, *R. pallescens* Barber, 1932, *R. prolixus* Stål, 1859. *R. neglectus* Lent, 1954, *R. domesticus* Neiva & Pinto, 1923, *R. pallescens* Barber, 1932, *R. prolixus* Stål, 1859.
2. *R. pictipes* apresentou, nas condições ambientais do presente trabalho, o menor ciclo biológico descrito na literatura até o momento.
3. Foi possível observar que *R. stali* é capaz de realizar em média três ciclos ao ano, enquanto *R. pictipes* quase quatro ciclos.
4. Os dados de biologia comparada obtidos no presente trabalho corroboram a diferenciação de espécies realizada por Jurberg, Lent & Galvão em 1993.
5. Deve-se levar em consideração, que antes da descrição de *R. stali* os dados obtidos na literatura sobre a biologia de *R. pictipes* devem ser considerados com reserva, já que ambas poderiam ser facilmente confundidas.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abad-Franch F; Pavan MG; Jaramillo-O N, Palomeque FS, Dale C, Chaverra, D, Monteiro FA. *Rhodnius barretti*, a new species of Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) from western Amazonia. Mem Inst Oswaldo Cruz; 2013; 108 (1): 92-99.

Abad-Franch F, Monteiro FA. Biogeography and evolution of Amazonian triatomines (Heteroptera: Reduviidae): implications for Chagas disease surveillance in humid forest ecoregions. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2007; 102: 57-69.

Abad-Franch F, Monteiro F. A. Molecular research and the control of Chagas disease vectors. Acad. Bras. Ciências. 2005; 77: 437-454.

Alves JR. Ciclo biológico de *Rhodnius milesi* (Hemiptera: Reduviidae) e atividade de extratos de plantas. 2007. 63f. Dissertação de mestrado. Laboratório de Farmacognosia. Faculdade de Medicina. Universidade de Brasília. Brasília; 2007.

Aras G, Veiga I, Melo M. Transmissão vetorial da doença de Chagas em Mulungu do Morro, Nordeste do Brasil. Rev Soc. Bras. de Medicina Tropical. 2003; 36 (3): 359-363.

Araújo AB, Castagno VD, Gallina T, Berne MEA. Prevalência da doença de Chagas em gestantes da região sul do Rio Grande do Sul. Rev Soc. Bras de Medicina Tropical, 2009; 42 (6): 732-733.

Arévalo A, Carranza JC, Guhif, Clavijo JÁ, Vallejo GA. Comparación de vida de *Rhodnius colombiensis* Moreno, Jurberg & Galvão, 1999 y *Rhodnius prolixus* Stål, 1872 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em condiciones de laboratorio. Biomédica. 2007; 2(1) 119-29.

Ayala, JM. Una nueva especie de *Panstrongylus* Berg de Venezuela (Hemiptera: Reduviidae, Triatominae). Entomotropica. 2009; 24 (3): 105-109.

Barber HG. A new species of *Rhodnius* from Panama. Journal of the Washington Academy of Sciences. 1932; 22: 514-517.

Barret TV. Current research on Amazonian Triatominae. Mem. Inst.Oswaldo Cruz. 1988; 83 (1): 441-447.

Barreto MP. Reservatórios do *Trypanosoma cruzi*. In Cançado J.R(Editor). Doença de Chagas. Belo Horizonte, Cooperativa Editora e de Cultura Médica Ltda.1968;163-188.

Bérenger JM, Blanchet D. A. New species of the genus *Panstrongylus* from French Guiana (Heteroptera; Reduviidae; Triatominae). Zootaxa. 2007; 1443: 55–64.

Bérenger JM, Pluot-Sigwalt D. *Rhodnius amazonicus* Almeida, Santos & Sposina, 1973, bona species, close to *R. pictipes* Stål, 1872 (Heteroptera, Reduviidae, Triatominae). *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2002; 97: 73-7.

Bonametti AM, Filho AC, RamosLR, BaldyJLS, Matsuo T. Infecção por *Trypanosoma cruzi* em candidatos a doador de sangue. Rev de Saúde Pública.1998; 32 (6): 566-571.

Brasil, Ministério da Saúde. Doenças Infecciosas e parasitárias. Guia de bolso. 8th Ed. Brasília: Secretaria de vigilância em saúde. 2010.

Brasil, Secretaria de Vigilância em Saúde (SVS/MS). Doença de Chagas aguda por transmissão oral. 2005; Nota técnica.

Britto C, Silvera C, Cardoso MA, Marques P, Luquetti A, Macedo V, Fernandez O. Parasite persistence in treated chagasic patients revealed by xenodiagnosis and polymerase chain reaction. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2001; 96: 823–826.

Cailleaux SRP, Cunha V, Verly S, Lamas- Junior VD, Jurberg, J. Resistência ao jejum de *Rhodnius stali* Lent, Jurberg & Galvão, 1993 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em condições de laboratório. Rev. Pan-Amaz Saude. 2011; 2 (2): 39-43.

Carcavallo RU, Jurberg J, Lent H, Noireau F, Galvão C. Phylogeny of triatominae (Hemiptera: Reduviidae). Proposals for taxonomic arrangements. Entomol. Y Vectores. 2000, Vol.7 Supl.1.

Carcavallo RU, Galíndez- Girón I, Jurberg J, Lent H. editores. Atlas of Chagas' Disease Vectors. in the Americas / Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ; 1998. 3 vol.

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 mórbida do homem”. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1909; 1: 159-218.

Chaves LF, Añez N. Geometria de las células de exocóricion de huevos de *Rhodnius prolixus* Stål, 1859 (Heteroptera: Reduviidae). Entomotropica. 2003; 18 (1): 1-5.

Costa J, Felix M. *Triatoma juazeirensis* sp. nov. from the state of Bahia, Northeastern Brazil (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). Mem Inst Oswaldo Cruz. 2007; 102 (1): 87-90.

Coura JR, Viñas P A. Chagas disease: a new worldwide challenge. Nature. 2010; 465 (7.301): S6-S7.

Coura J.R. Tripanosomose, Doença de Chagas. Ciência e Cultura. 2003; 55 (1): 30-33.

Coura JR, Junqueira ACV; Fernandes, S. A. S; Miles, M. A. Emerging Chagas disease in Amazonian Brazil. Trends in Parasitol. 2002a; 18 (4): 171-6.

Coura JR, Junqueira ACV, Bóia MN, Fernandes O, Bonfante C, Campos JE, *et al.* Chagas disease in the Brazilian Amazon. IV. A new cross-section study. Rev Inst Med Trop São Paulo. 2002b; 44 (3): 159-65.

Curto de Casas SI, Carcavallo RU, Galíndez-Girón I, Burgos JJ. Bioclimatic factors and zones of life. “In”, Carcavallo RU, Galíndez Girón I, Jurberg J, Lent H editores.

Atlas of Chagas' Disease Vectors in the Americas / Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ; 1998. 793-838.

Da Rosa JA, Rocha CS, Gardim S, Pinto MC, Mendonça VJ, Ferreira Filho JCR, et al. Description of *Rhodnius montenegrensis* n.sp. (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) from the state of Rondônia, Brazil. *Zootaxa*.2012; 3478: 62–76.

De la Riva J, Matias A, Torrez M, Martínez E, Dujardin JP. Adult and nymphs of *Microtriatomatrinidadensis* (Lent, 1951) (Hemiptera: Reduviidae) caught from peridomestic environment in Bolivia. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 2001; 96: 889-94.

Dias JCP. Doença de Chagas ambiente participação e Estado. *Cadernos de Saúde Pública*. 2001; 17: 165-169.

Dias JCP, Silveira AC, Schofield CJ. The Impact of Chagas disease Control in Latin America – A Review. *Mem. do Instit. Oswaldo Cruz*. 2002; 97: 603-612.

Dias JCP, Neto VA, Luana AJA. Mecanismos Alternativos de transmissão do *Trypanosoma cruzi* no Brasil e sugestões para prevenção (Alternative transmission mechanisms of *Trypanosoma cruzi* in Brasil and proposal for their prevention). *Rev. Soc. Bras. Med. Trop*. 2011; 44: 375-379.

Dias-Lima AG, Sherlocki Í. Sylvatic Vectors Invading Houses and the Risk of Emergence of Cases of Chagas Disease in Salvador, State of Bahia, Northeast Brazil. *Mem. do Instit. Oswaldo Cruz*. 2000; 05: 611-613.

Diotaiuti L. Triatomíneos. In: Teixeira A. Doença de Chagas e evolução. *Finatec*. 2007: 205-231.

Fé NF, França MS, Carvalho-Costa F A. Reassessing the entomological investigation around the first autochthonous case of Chagas disease in Western Brazilian Amazon. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 2009; 104: 121-3.

Fitzpatrick S, Feliciangeli MD, Sanchez-Martin MJ, Monteiro FA, Miles MA. Molecular genetics reveal that silvatic *Rhodnius prolixus* do colonise rural houses. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 2008; 2: e210.

Forattini OP. Biogeografia, origem e distribuição da domiciliação de triatomíneos no Brasil. *Ver. de Saúde Pública*. 1980; 14 (3): 284-299.

Forattini O P, Ferreira AO, Rocha e Silva EO, Rabello EX. Aspectos ecológicos da tripanossomíase americana. XIV-Persistência e potencial de domiciliação de populações triatomínicas silvestres em região de intensa atividade agropecuária. *Rev. Saúde. Pública*. 1979; 13: 123-46.

Freitas MG, Costa JO, Costa HMA. Alguns aspectos da biologia de *Rhodnius neglectus*, 1954 (Hemiptera-Triatomiae) em condições de laboratório. I. Evolução. *Arq. Esc. Vet.* 1967; Vol. XIX.

Frías-Lasserre DA. New Species and Karyotype Variation in the Bordering Distribution of *Mepraiaspinolai* (Porter) and *Mepraiagajardoi* Frías et al (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) in Chile and its Parapatric Model of Speciation. *Neotropical Entomology*. 2010; 39(4): 572-583.

Galvão C, Ângulo VM. *Belminuscorredori*, a new species of Bolboderini (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) from Santander, Colombia. *Zootaxa*. 2006; 1241: 61-68.

Galvão C, Carcavallo RU, Rocha DS, Jurberg J. A check list of the current valid species of the subfamily Triatominae Jeannel, 1919 (Hemiptera, Reduviidae) and their geographical distribution, with nomenclatural and taxonomic notes. *Zootaxa*. 2003; 202: 1-36.

Gaunt M, Miles M. The ecotopes and evolution of Triatominae bugs (Triatominae) and their associated trypanosomes. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 2000; 95 (4): 557-65.

Gomes YM. Diagnóstico Etiológico. In: Malta J. (Org). *Doença de Chagas*. São Paulo: Editora Savier. 1996: 119-132

Gonçalves TCM, Teves-Neves SC, Santos-Mallet JR, Carbajal-de-la-Fuente AL, Lopes CM. *Triatomajatai* sp. nov. in the state of Tocantins, Brazil (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2013; 108 (4): 429-437.

Guarnieri A A, Pereira MH, Dioutaiuti L. Influence of the blood meal source on the development of *Triatoma infestans*, *Triatoma brasiliensis*, *Triatomasordida*, and *Triatomapseudomaculata* (Heteroptera, Reduviidae). Journal Med. Entomology.2000; 37: 373-379.

Guarneri AA, Pinto CJC, Schofield C J, Steindel M. Population Biology of *Rhodnius domesticus* Neiva & Pinto, 1923 (Hemiptera, Reduviidae) under laboratory conditions. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 1998; 93(2): 273-276.

Guhl F, Pinto N, Aguilera G. Sylvatic triatominae: a new challenge in vector control transmission. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2009; 104 (1): 73-75.

Guhl F. Chagas disease in Andean countries. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 2007; 102(1): 29-37.

Gurgel-Gonçalves R, Galvão C, Mendonça J; Costa Neto E M. Guia de triatomíneos da Bahia. UEFS. 2012; 1 (1): 1-113.

Jurberg J, Cunha V, Cailleaux S, Raigorodski R, Lima MS, Rocha DS, *et al.* *Triatomapintodiasi* sp. nov. do subcomplexo *T. rubrovaria* (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). Rev. Pan-Amaz Saude. 2013; 4 (1): 43-56.

Jurberg J, Galvão C, Rocha DS, Moreira FFF, Dale C, Rodrigues JMS. *et al.* Vetores da doença de Chagas do Brasil (Coleção de 5 blocos de estampas coloridas, Norte, Nordeste, Centro-Oeste, Sul, Sudeste. Instituto Oswaldo Cruz, R.V Impressão Digital. 2013.

Jurberg J, Rocha DS, Galvão C. *Rhodnius zeledoni* sp. Nov. afim de *Rhodnius paraensis* Sherlock, Guitton & Miles, 1977 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). Biota Neotrop. 2009; 9 (1): 123-128.

Jurberg J, Galvão C. Biology, ecology and systematics of Triatominae (Heteroptera - Reduviidae) vectors of Chagas disease and implications for human health. *Denisia*.2006; 19:1096-1116.

Jurberg J, RochaDS, LorosaES, Vinhães M, Lent H. Uma nova espécie de *Triatoma* do estado do Rio Grande do Sul, Brasil (Hemiptera, Reduviidae). *Entomologia Y Vectores*. 1998; 5(6): 295-310.

Jurberg J, Rangel EF. Ciclo biológico de *Rhodnius Pallescens* Barber, 1932 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae) em laboratório. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 1984; 79(3): 303-308.

Justi SA. Sistemática molecular e importância epidemiológica de *Rhodnius* spp. (Hemiptera:Reduviidae) na Bolívia. Dissertação de mestrado. Laboratório de doenças parasitárias. Instituto Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro, 2009.

Lent H. O gênero *Rhodnius* Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae). *Rev Bras Biol*. 1948; 29: 487-560.

Lent H, Jurberg J. O gênero *Psammolestes* Bergroth, 1911, com um estudo sobre a genitália das espécies (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Rev. Bras. Biol*. 1965; 25: 349-376.

Lent H, Wygodzinsky P. Revision of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas disease. *Bull American Museum of Natural History*. 1979; 163 (3): 125-520.

Lent H, Valderrama A. Observações em laboratório, sobre o ciclo evolutivo de *Rhodnius prolixus* Stål, 1859. *R. pictipes*, 1872 e *R. neivai* Lent, 1953. *Mem.Inst. Oswaldo Cruz*. 1977; 37(2): 325-44.

Lent H, Jurberg J, Galvão C. *Rhodnius stali* n.sp., afim de *Rhodnius pictipes* Stål, 1872 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 1993; 88(4):605-614.

Lent H, Jurberg J. O gênero *Rhodnius* Stål, 1859 com um estudo sobre a genitália das espécies (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). Rev. Brasil. de Biologia. 1969; 29(4): 487-560.

Lent H, León LA. Um novo *Rhodnius* Stål do Ecuador (Hemiptera, Reduviidae). Revista Brasileira de Biologia. 1958; 18(2): 181-185.

Lent H. Comentários sobre o gênero *Rhodnius* Stål, com descrição de uma nova espécie do Brasil (Hemiptera, Reduviidae). Ver. Brasileira de Biologia. 1954; 14 (3):237-247.

Lent H. Um novo hemíptero hematófago da Venezuela (Reduviidae, Triatominae). Rev. Brasileira de Biologia. 1953; 13 (2):169-172.

Lent H. O gênero *Rhodnius* Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae). Rev. Brasileira de Biologia. 1948; 8(3):297-339.

Lima MM, Sarquis O. Is *Rhodnius nasutus* (Hemiptera; Reduviidae) changing its habitats a consequence of human activity? Parasitol. Res. 2008; 102: 797-800.

Lorosa E, Jurberg J, Souza ALA, Vinhaes M C, Nunes IM. Hemolinfa de Dictyoptera na manutenção do ciclo biológico silvestre de *Triatomarubrovaria* (Blanchard 1843) e *Triatoma circummaculata* (Stål, 1859) (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). Entomol Vect. 2000; 7:287-296.

Martínez E, Chávez T, Sossa D, Aranda R, Benigno V, Vidaurre P. *Triatoma boliviana* sp. n. de losvalles subandinos de La Paz, Bolívia (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae), similar a *Triatomanigromaculata* Stål, 1859. Bol Inst Inv Salud y Desarrollo. 2007; 3: 1–10.

Massaro DC, Rezende DS, Camargo LMEstudo da fauna de triatomíneos e da ocorrência de Doença de Chagas em Monte Negro, Rondônia, Brasil. Rev. Brasileira de Epidemiologia. 2008; 11 (2): 228-240.

Matías A, De la Riva J, Martínez E, Torrez M, Dujardin JP. Domiciliation process of *Rhodnius stali* (Hemiptera: Reduviidae) in Alto Beni, La Paz, Bolivia. *Trop. Med. Int.Health.* 2003; 8: 264-8.

Matías A, De la Riva JX, Torrez M, Dujardin JP. *Rhodnius robustus* in Bolivia identified by its wings. *Mem Inst Oswaldo Cruz.* 2001; 96: 947-50.

Mejia JM, Galvão C, Jurberg J. *Rhodnius colombiensis* sp.n. da Colômbia, com quadros comparativos entre as estruturas fálicas do gênero *Rhodnius* Stål, 1859 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Entomol Vect.* 1999; 7(6): 601–617.

Miles MA, Feliciangeli MD, Arias AR. Science, medicine and the future American Trypanosomiasis (Chaga's disease) and the role of molecular epidemiology in guiding control strategies. *BMJ* 2003; 326: 1444-1448.

Monteiro FA, Barrett TV, Fitzpatrick S, Cordon-Rosales C, Feliciangeli D, Beard CB. Molecular phylogeography of the Amazonian Chagas disease vectors *Rhodnius prolixus* and *R.robustus*. *Mol Ecol.* 2003; 12: 997-1006.

Müller CD, Hóehr G, Meyer JBV, Carvalho JFS, Caprara JF, Trintinaglia L, Lara GM. Diagnósticos sorológicos em doença de Chagas com ênfase na Reação em Cadeia de Polimerase. *NewsLab.* 2014. Ed. 121.

Neiva A, Pinto C. Estudo actual dos conhecimentos sobre o gênero *Rhodnius* Stål, com a descrição de uma nova espécie. *Brasil Médico.* 1923; 37 (2):20-24.

Noireau F, Cortez MR. Los Triatominos candidatos vectores em Bolívia. In: Cortez M R (editor). *Triatominos de Bolívia y la enfermedad de Chagas.* Ministério de Salud y Deports. 2007; Capítulo V: 139-145).

Otero M.A, Carcavallo RU, Tonn R.J. Notas sobre La biología, ecología y distribución geográfica de *Rhodnius pictipes* Stal, 1872 (Hemiptera, Reduviidae). *Boletín La Dirección de Malariología y Saneamiento Ambiental.* 1976; 16 (2): 153-157.

Paula AS, Diotaiuti L, Galvão C. Systematics and biogeography of *Rhodnius* (Heteroptera: Reduviidae: Triatominae) based on 16S mitochondrial DNA sequences. *J. Biogeography*. 2007; 34: 699-712.

Pavan MG, Monteiro FA. A multiplex PCR assay that separates *Rhodnius prolixus* from members of the *R. robustus* cryptic species complex (Hemiptera: Reduviidae). *Trop Med Int Health*. 2007; 12: 751-8.

Rebêlo JMM, Barros VLL, Mendes WA. Espécies de Triatominae (Hemiptera: Reduviidae) do Estado do Maranhão, Brasil. *Cadernos de Saúde Pública*, 1998; 14 (1): 187-192.

Rocha DS, Santos CM, Cunha V, Jurberg J, Galvão C. Ciclo Biológico em Laboratório de *Rhodnius brethesi* Matta, 1919 (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae), Potencial Vetor Silvestre da Doença de Chagas na Amazônia. *Mem Inst. Oswaldo Cruz*. 2004; 99(6): 591-595.

Rocha DS, Solano C, Jurberg J, Cunha V, Galvão C. Laboratory analysis of the flight of *Rhodnius brethesi* Matta, 1919 potential wild vector of *Trypanosoma cruzi* in the Brazilian Amazon (Hemiptera: Reduviidae: Triatominae) *Rev Pan-Amaz Saude*. 2011; 2(1):73-78.

Rocha DS, Fonseca AH, Costa FA, Jurberg J, Galvão C. Desenvolvimento de *Rhodnius pictipes* Stal, 1872 alimentados através de membrana de silicone e em camundongos (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Mem. Instit. Oswaldo Cruz*, 1997; 92(4): 553-558.

Rocha DS, Galvão C, Jurberg J. Biologia de *Rhodnius pictipes* Stal, 1872 e condições de Laboratório (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Mem. Instit. Oswaldo Cruz*. 1994; 89(2): 265-270.

Sabroza PC, Waltner-Toews D. Doenças emergentes, sistemas locais e globalização. *Cadernos de Saúde Pública*. 2011; 17 (I): 4-5.

Salvatella R, Franca Rodriguez ME, Curto de Casas SI, Barata JMS, Carcavallo R U. Habitats and related fauna/Habitats e fauna relacionada. B: human habitats dwelling and peridomestic sites / Habitats humanos, habitações e locais peridomiciliares. "In" Carcavallo RU, Galindez Girón I, Jurberg J, Lent H. editores. Atlas of Chagas Disease vectors in the Americas / Atlas dos vetores da Doença de Chagas nas Américas. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ; 1998: 601-20.

Sandoval CM, Pabón E; Jurberg J, Galvão C. *Belminus ferroaen.* sp. from the Colombian northeast, with a key to the species of the genus Hemiptera: Reduviidae: Triatominae). Zootaxa. 2007; 1443: 55–64.

Schofield CJ. *Triatominae: Biología y Control*. Eurocommunica Publications. W Sussex; UK. 1994: 78pp.

Silva IG, Silva HHG. Influência da temperatura na biologia de triatomíneos. XIV. *Rhodnius pictipes* Stål, 1872. Rev. Pat. Trop. 1990; 19(2): 151-157.

Silva IG. Influência da temperatura na biologia de triatomíneos. I *Triatoma rubrovaria* (BLANCHARD, 1843) (Hemiptera, Reduviidae). Rev. Goiana de Medicina. 1985; 31:1-37.

Silva IG, Silva HHG. Influência da temperatura na Biologia de Triatomíneos IX. *Rhodnius nasutus* Stal, 1859 (Hemiptera, Reduviidae). Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 1989; 84(3): 377-382.

Silva VLC. Subsídios ao processo de certificação do Brasil como área livre da Transmissão transfusional da doença de Chagas. 2010. 117f. Dissertação de Mestrado. (Curso de Pós-Graduação em Saúde Coletiva). Faculdade de Ciências Médicas da Santa Casa de São Paulo, São Paulo, 2010.

Silveira AC. Os novos desafios e perspectivas futuras do controle. História da doença de Chagas no Brasil; 2011 44 (II): 122-124.

Silveira AC, Dias JCP. O controle da transmissão vetorial. História sobre a Doença de Chagas no Brasil. 2011; 44 (II): 52-63.

Silveira AC. Situação do controle da transmissão vetorial da doença de Chagas nas Américas. Cad.Saúde. Publica.2000;16(2): 35-42.

Siqueira-Batista R, Gomes AP, Rôças G, Cotta RMM, Rubião ECN, Pissinatti A. Moléstia de Chagas e ecologia profunda: a “luta antivetorial” em questão. Ciência & Saúde Coletiva. 2011; 16(2): 677-687.

Soares Sobrinho JL, Fontes DAF, Lyra MAS Soares de La Roca MF, Rolin Neto PJ. Doença de Chagas: 100 anos de descoberta. Revista Brasileira de Farmácia. 2009; 90 (4): 283-289.

Souza JMP, Rodrigues VLCC, Rocha e Silva EO. *Triatoma sordida*-Considerações sobre o tempo de vida das formas adultas e sobre oviposição das fêmeas. Rev. de Saúde Pública. 1978; 12: 291-6.

Souza W (coord). Doenças negligenciadas. Academia Brasileira de Ciências; 2010; 1 (1): 1-58.

Tartarotti E, Azeredo-Oliveira MTV, Ceron CR. Problemática vetorial da Doença de Chagas. Rev.Arq. Ciências da Saúde. 2004; 11(1): 44-7.

Tibayrenc M, Le Pont F. Étude isoenzymatique d'isolats boliviens de *Trypanosoma cruzi* pratiqué chez *Rhodnius pictipes*. Données préliminaires sur la transmission de la maladie de Chagas dans l'Alto Beni Bolivien. *Ent Med Parasitol*. 1984; 22: 55-57.

Vallejo GA, Guhl F, Schaub GA. Triatominae- *Trypanosomacruzi*/*T.rangeli*: Vector-parasite interactions. *Acta Trop*. 2009; 110:137-47.

Valente SAS, Valente CV, Pinto AYN, César MJR, Santos MP, Miranda COS, *et al*. Analysis of an acute Chagas disease outbreak in the Brazilian Amazon: human cases, triatomines, reservoir mammals and parasites. *Trans R Soc Trop Med Hyg*, 2009; 103: 291-297.

Valente SAS, Valente VC, Fraiha Neto H. Considerations on the epidemiology and transmission of Chagas disease in the Brazilian Amazon. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 1999; 94: 395-8.

Vaz PT, Rezende NGAM, Filho JRW, Travassos WAS. Bacia do Parnaíba. Boletim de Geociências de Petrobrás. 2007; 15(2): 253-263.

WHO. Control of Chagas disease. 2013. Fact Sheet no. 340.