



UHE SANTO ANTÔNIO

PROGRAMA DE SAÚDE PÚBLICA

SUBPROGRAMA MONITORAMENTO DE VETORES

TRIAMÍNEOS: DÉCIMO TERCEIRO RELATÓRIO

Porto Velho - Rondônia

Abril de 2015

SUMÁRIO

1. APRESENTAÇÃO	3
2. INTRODUÇÃO	3
3. MATERIAL E MÉTODOS	6
3.1. AMOSTRAGEM EM AMBIENTES NATURAIS POR BUSCA PASSIVA	6
3.1.1. Armadilha de <i>Noireau</i>	7
3.1.2. Armadilha <i>Shannon</i>	8
3.2. AMOSTRAGEM EM AMBIENTES NATURAIS POR BUSCA ATIVA	9
3.2.1. Inspeção de residências no domicílio e peridomicílio	9
4. RESULTADOS	10
4.1. ARMADILHAS DE NOIREAU	10
4.2. ARMADILHAS SHANNON	13
4.3. BUSCA ATIVA EM RESIDÊNCIAS	13
4.4. IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES E CARACTERIZAÇÃO DE TRIPANOSOMAS	15
5. DISCUSSÃO	15
6. EQUIPE TÉCNICA	16
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	17

1. APRESENTAÇÃO

“O Subprograma de “Monitoramento de Vetores” nas Áreas de Influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho - RO” é parte integrante das condicionantes ambientais exigidas para a instalação do referido empreendimento (Processo IBAMA 02001.000508/2008-99). O presente Subprograma está inserido no Programa de Saúde Pública, conforme estabelecido no PBA (Plano Básico Ambiental) da UHE Santo Antônio que subsidiou a solicitação da Licença de Prévia Nº 251/2007 junto ao IBAMA e contempla os seguintes grupos de insetos vetores de doenças: simúlideos, anofelinos, flebotomíneos e triatomíneos. Neste relatório são apresentados os dados referentes a décima terceira campanha do estudo de monitoramento antes e pós-enchimento, realizada no período de 25 de janeiro a 23 de março de 2015, para o grupo dos triatomíneos. (Autorização de captura IBAMA nº 219/2013).

2. INTRODUÇÃO

Os insetos são organismos abundantes e essenciais para o funcionamento dos ecossistemas terrestres tropicais (Vasconcellos *et al.*, 2010). A grande diversidade do grupo dos insetos varia consideravelmente no tamanho e na forma do corpo, das asas, antenas, ciclo de vida e hábitos alimentares. Quanto ao tamanho, por exemplo, as espécies variam de 0,20 mm até 150 mm, sendo que a maioria possui cerca de 5 mm (Borror *et al.*, 1992). O relativo tamanho diminuto contribui significativamente para o sucesso do grupo, como por exemplo, o fato de necessitar de pouco alimento para atingirem a maturidade sexual e, também, a exploração de microhabitats que são inacessíveis pela maioria dos animais das outras classes (Borror *et al.*, 1992).

Além de apresentarem uma grande importância ecológica, atuando como polinizadores e predadores de outros invertebrados (Triplehorn & Johnson, 1992), muitos insetos são considerados como uma ameaça à agricultura e, também, à saúde humana devido à capacidade de transmitir doenças que causam grande impacto na população, como encefalites, dengue, malária e doença de Chagas (Gullan & Cranston, 2007).

MONITORAMENTO DE VETORES Grupo: Triatomíneos	3	DÉCIMO TERCEIRO RELATÓRIO
		Abril de 2015

A Classe Insecta corresponde a 70% das espécies animais do planeta e é representada por 90 ordens taxonômicas, fato que a torna a classe mais diversa (Brusca & Brusca, 2007). Dentre os táxons de Insecta, a ordem Hemiptera que compreende entre 50.000 e 80.000 espécies, é a sexta mais diversa (Brusca & Brusca, 2007; Martin & Webb, 2010). É composta por insetos que se alimentam de seiva vegetal, hemolinfa e, também, de sangue e, por consequência, transmitem doenças. Esta ordem está subdividida em duas subordens: Heteroptera e Homoptera (Buzzi, 2010).

Os hemípteros hematófagos apresentam grande importância médica por serem vetores da doença de Chagas, cujo agente etiológico é o protozoário *Tripanossoma cruzi* (Galvão *et al.*, 2002). Esses insetos pertencem à família Reduviidae, subfamília Triatominae e aos gêneros *Panstrongylus*, *Rhodnius* e *Triatoma* (Buzzi, 2010). Tais vetores estão representados por 137 espécies descritas, largamente distribuídas nas Américas, e encontradas desde o sul dos Estados Unidos até o sul da Argentina (Galvão *et al.*, 2002; Meneguetti *et al.*, 2010). Das 137 espécies de triatomíneos conhecidas, 48 já foram identificadas no Brasil e sete figuram na lista dos principais vetores da doença de Chagas: *Triatoma infestans*, *T. dimidiata*, *T. sordida*, *T. brasiliensis*, *T. pseudomaculata*, *Panstrongylus megistus* e *Rhodnius prolixus* (Argolo *et al.*, 2008).

No Brasil, tais insetos são conhecidos popularmente como barbeiros, chupões, chupança, percevejo do sertão entre outros (Buzzi, 2010). A maioria das espécies de triatomíneos vive em ambientes silvestres, em geral, associadas aos abrigos de animais. No entanto, pelo menos no Brasil, há uma aparente preferência por abrigos em pedras, tocas de animais no solo (e.g. tatus e gambás) e palmeiras, sendo que cada gênero apresenta sua especificidade (Argolo *et al.*, 2008). As espécies do gênero *Triatoma* ocorrem principalmente em abrigos de pedras, já as de *Panstrongylus* em tocas de animais no solo e as de *Rhodnius* em palmeiras.

Os triatomíneos infectados por *T. cruzi* permanecem com o parasito ao longo de toda a vida. Em geral, a transmissão vetorial acontece pelo contato do homem suscetível com as excretas contaminadas do vetor (Neves *et al.*, 2005). Algumas espécies dos três gêneros, como por exemplo, *P. megistus*, *R. prolixus* e *T. sordida*

(Aragão, 1983) passaram a colonizar domicílios devido à destruição do meio em que vivem, pela construção de casas precárias e por seu potencial de adaptação. Desta forma, passaram a viver em frestas de paredes, sob camas, entre objetos amontoados e atrás de quadros e armários (Santa Catarina, 2008), favorecendo assim, o contato com os humanos.

O Estado de Rondônia, localizado a oeste da região Amazônica, abriga um ecossistema constantemente ameaçado pela ação transformadora do homem e também possui regiões com habitações precárias, resultando assim, em um desequilíbrio que pode facilitar a aproximação deste vetor e hipoteticamente facilitar a transmissão de vários patógenos, dentre estes, o agente etiológico da doença de Chagas.

Os triatomíneos sugam apenas sangue de vertebrados e, geralmente, são oportunistas, sugando o hospedeiro disponível (Mullen & Durden, 2002). A sucção de sangue, na maioria das vezes, é demorada, ocorre principalmente à noite e é usualmente indolor (Marcondes, 2011). Determinadas espécies como o *T. infestans*, por serem mais atraídas pelo CO₂ da respiração, têm maior tendência de picar o rosto. Os triatomíneos podem picar qualquer parte do corpo (Galvão *et al.*, 2002). Tais vetores sugam uma quantidade de sangue proporcionalmente grande, chegando ao extremo de dez vezes a própria biomassa e usualmente uma ou duas sucções completas são suficientes para a realização de uma muda (Forattini, 1980). Após a picada, os insetos voltam para os abrigos para realizarem a digestão do sangue, a muda e a postura. Durante e logo após a sucção, eliminam fezes e urina. Os adultos, depois de alimentados, põem algumas centenas de ovos, aderidos geralmente ao substrato (Marcondes, 2011).

No que tange ao ciclo de vida dos triatomíneos, após duas a quatro semanas de vida, eclode a ninfa de primeiro instar. As ninfas vão se alimentando e sofrendo mudas subsequentes. O ciclo completo pode durar (dependendo da espécie, temperatura e disponibilidade de sangue) de dois a 24 meses (Marcondes, 2011). O ciclo de vida geralmente é longo e os indivíduos, especialmente as ninfas de quinto instar, podem resistir a alguns meses de jejum (Marcondes, 2011). Os barbeiros, de modo geral, voam pouco e a sua dispersão para novas localidades ocorre,

principalmente, em objetos de uso doméstico, lenha, malas, caminhões e trens. Este grupo de insetos vetores pode ser atraído pela luz e é frequente o encontro de adultos perto de postes de iluminação e lâmpadas externas de casas (Robinson, 2005).

Em estudos realizados pelo Laboratório Central de Saúde Pública de Rondônia (LACEN/RO) foram analisados os componentes que contribuem para o diagnóstico precoce de doença de Chagas, sendo eles: classificação taxonômica, distribuição e infectividade pelo *T. cruzi* dos triatomíneos encontrados no referido Estado. De acordo com os dados do Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN), que integrou o estudo, 60% dos triatomíneos analisados pertencem ao gênero *Rhodnius* (40% da espécie *R. robustus* e 20% *R. pictipes*) e 40% pertencem ao gênero *Panstrongylus*, mais especificamente *P. geniculatus*. Ainda, de acordo com o estudo supracitado, triatomíneos infectados foram encontrados nos municípios de Machadinho do Oeste, Monte Negro, Ouro Preto do Oeste, São Francisco do Guaporé e Porto Velho.

Diante do exposto, o monitoramento de triatomíneos nas áreas de influência da UHE tem como principais objetivos: i) levantamento das espécies de importância médica na transmissão de doença de Chagas, ii) determinação da distribuição dos triatomíneos no tempo e espaço e iii) determinação do grau de sinantropia, que consistirá em um banco de dados para futuras atividades de controle vetorial.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Amostragem em ambientes naturais por busca passiva

No ambiente natural, os triatomíneos ocupam habitats variados, onde cada espécie encontra aquele local que apresenta condições favoráveis ao seu desenvolvimento. Algumas espécies de *Triatoma* podem ser encontradas exclusivamente, em ninhos de pássaros ou em buracos nas árvores próximas aos ninhos, enquanto outras ocorrem em áreas onde as formações rochosas são abundantes ou no interior de cavernas associadas a morcegos.

As espécies que compõem o gênero *Rhodnius* possuem como habitat mais comum as palmeiras (babaçu, buriti, inajá, etc.), ambiente onde são encontrados pássaros, pequenos roedores e répteis escamosos que servem de fonte alimentar.

Para este monitoramento foram eleitos pontos de amostragem e determinados métodos de coleta de acordo com a especificidade de cada local. Descrevemos a seguir a metodologia empregada.

3.1.1. Armadilha de Noireau

As amostragens dos triatomíneos foram realizadas por meio da instalação de armadilhas de tubo de PVC, contendo em seu interior um pinto (*Gallus gallus domesticus*) como isca viva para atrair os triatomíneos (Figura 1). Vale mencionar que esse tipo de armadilha permite a atração do inseto sem que o mesmo tenha acesso à isca viva, pois ao redor do tubo de PVC é colocada uma fita de dupla face para “aprisionar” os insetos que porventura venham tentar realizar a hematofagia. Os insetos capturados são retirados das fitas e inseridos em recipientes próprios para posterior identificação em laboratório.

Esse tipo de armadilha é usado em copas de palmeiras, buracos de pedra, tocas de animais, ocos de arvores, etc, dispensando a presença do homem. O período de permanência das armadilhas em campo é de 12h (horário noturno).



Figura 1. Armadilha de Noireau (com atração de isca animal), para captura de triatomíneos, utilizada nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho – RO, janeiro a março de 2015.

3.1.2. Armadilha *Shannon*

Nos 17 pontos, foram realizadas coletas durante duas noites sucessivas com as armadilhas do tipo *Shannon* (Shannon, 1939), por período de quatro horas, iniciando-se a partir do crepúsculo vespertino. Esta armadilha consiste em uma armação central de formato retangular, contendo duas superfícies externas de tecido em cor branca (Figura 2). Assim, a armadilha foi suspensa e fixada por meio de cordas em cada uma das quatro pontas. Um lampião a gás, instalado no interior da armadilha, foi utilizado como fonte de luz. As armadilhas foram posicionadas nas proximidades das residências definidas como ponto de captura ou próximo às matas. Nesta atividade, os triatomíneos que pousavam nas “laterais” da armadilha eram capturados, mediante o uso de uma pinça. O material obtido foi acondicionado em copos com tampas, rotulados e posteriormente processado na base de apoio.



Figura 2. Armadilha *Shannon*, com atração luminosa, utilizada para a captura de triatomíneos nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho – RO, janeiro a março de 2015.

3.2. Amostragem em ambientes naturais por busca ativa

Nesse método, o técnico realiza busca direta sobre as paredes internas e externas no domicílio, no peridomicílio e no ambiente silvestre.

3.2.1. Inspeção de residências no domicílio e peridomicílio

No domicílio existente na proximidade do ponto de captura, a pesquisa foi feita em estrados de camas, objetos guardados, caixas, paredes, calendários e fotos fixados em paredes, roupas e teto com folhas de palmeira.

No peridomicílio, a investigação foi mais abrangente, por ser uma área onde existem muitos locais que podem servir de abrigo para os triatomíneos. Inspeccionamos no peridomicílio, amontoados de telhas, lenhas e tijolos, cerca de curral, galinheiros e pocilgas. Nas lenhas e cercas próximas as residências, as

pesquisas foram direcionadas para as cascas soltas na tentativa de encontrarmos os locais onde os triatomíneos ficam escondidos (Figura 3).



Figura 3. Inspeção visual de residências com fonte luminosa, utilizada para a captura de triatomíneos nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho – RO, janeiro a março de 2015.

4. RESULTADOS

4.1. Armadilhas de Noireau

Na décima terceira campanha de monitoramento (janeiro a março de 2015.), o esforço amostral nos 17 pontos selecionados foi de 227 armadilhas/noite (Tabela 1), distribuídas em 144 palmeiras de oito espécies: *Orbignya speciosa* (babaçu) n = 91, *Attalea maripa* ou *maximiliana* (Inajá) n = 28, *Cocos nucifera* (coqueiro) n = 03,

MONITORAMENTO DE VETORES Grupo: Triatomíneos	10	DÉCIMO TERCEIRO RELATÓRIO
		Abril de 2015

Oenocarpus bacaba Mart (bacabeira) n = 07, *Euterpe oleracea* (açai) n = 02, *Syagrus coronata* (ouricuri) n = 02, família das *Musaceae* (bananeira) n = 07 e *Astrocaryum aculeatum* (tucumã-açú) n = 04. As armadilhas foram posicionadas nos pontos antes do anoitecer e recolhidas e inspecionadas ao amanhecer, perfazendo assim, 12 h por armadilha (amostragem individual) em um total de 2.724 horas de esforço amostral.

Na figura 4 demonstramos os resultados nas expedições anteriores a esta, e no primeiro ano pré-enchimento (2011), e pós-enchimento (2012, 2013, 2014 e 2015). Em quatro anos de estudo analisamos 1.598 palmeiras pertencentes a nove espécies, totalizando um esforço amostral de 2.467 armadilhas/noite, em um total de 29.604 horas, onde: Primeira campanha (182 armadilhas/noite em 146 palmeiras), Segunda campanha (200 armadilhas/noite em 132 palmeiras), Terceira campanha (157 armadilhas/noite em 121 palmeiras), Quarta campanha (154 armadilhas/noite em 108 palmeiras), Quinta campanha (161 armadilhas/noite em 120 palmeiras), Sexta campanha (110 armadilhas/noite em 82 palmeiras), Sétima campanha (190 armadilhas/noite em 179 palmeiras), Oitava campanha (214 armadilhas/noite em 128 palmeiras), Nona campanha (226 armadilhas/noite em 105 palmeiras), Décima campanha (187 armadilhas/noite em 101 palmeiras), Décima primeira campanha (238 armadilhas/noite em 126 palmeiras), Décima segunda campanha (221 armadilhas/noite em 106 palmeiras) e Décima terceira campanha (227 armadilhas/noite em 144 palmeiras).

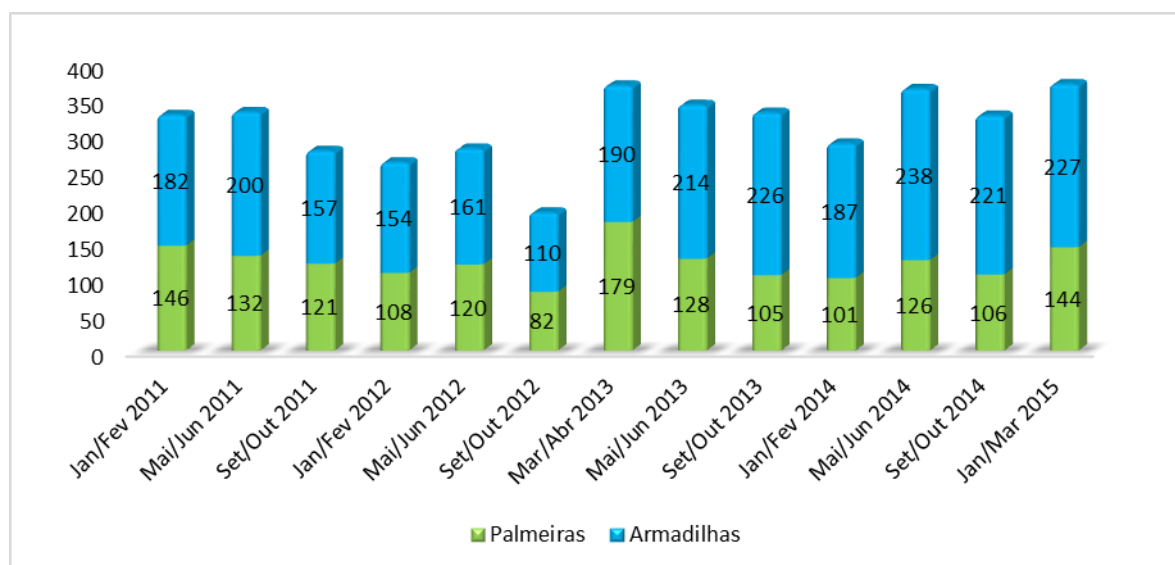


Figura 4. Número de armadilhas de atração (Noireau) e número de palmeiras inventariadas nas treze campanhas (2011 a 2015) nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho - RO.

Tabela 1. Número e espécies de palmeiras amostradas durante o levantamento de triatomíneos nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho – RO, décima terceira campanha (4º ano pós-enchimento – janeiro / março de 2015).

Pontos	Espécies de Palmeiras	Palmeiras		Armadilhas	
		Pesquisadas	Instaladas	Positivas	Resultados
1	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	10	0	Negativo
2	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	10	0	Negativo
3	Coqueiro (<i>Cocos nucifera</i>)	3	3	0	Negativo
	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	7	7	0	Negativo
4	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	10	0	Negativo
5	Bacabeira (<i>Oenocarpus bacaba mart</i>)	2	4	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	6	12	0	Negativo
6	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	14	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	2	4	0	Negativo
7	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	20	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	2	3	0	Negativo
8	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	10	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	4	6	0	Negativo
9	Bacabeira (<i>Oenocarpus bacaba mart</i>)	3	6	0	Negativo
	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	2	4	0	Negativo
10	Inajá (<i>Attalea maripa ou</i>	6	18	0	Negativo

maximiliana)

Pontos	Espécies de Palmeiras	Palmeiras		Armadilhas	
		Pesquisadas	Instaladas	Positivas	Resultados
11	Bananeira (<i>família das Musaceae</i>)	4	8	0	Negativo
	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	2	4	0	Negativo
12	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	2	4	0	Negativo
	Ouricuri (<i>Syagrus coronata</i>)	2	4	0	Negativo
13	Tucumã-açú (<i>Astrocaryum aculeatum</i>)	4	8	0	Negativo
	Bananeira (<i>família das musaceae</i>)	3	6	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	2	4	0	Negativo
14	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	4	8	0	Negativo
15	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	6	12	0	Negativo
16	Babaçu (<i>Orbignya speciosa</i>)	10	12	0	Negativo
17	Bacabeira (<i>Oenocarpus bacaba mart</i>)	2	4	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	6	12	0	Negativo
Total		144	227	0	Negativo

4.2. Armadilhas Shannon

Nesta décima terceira campanha (4^o ano pós-enchimento) foram realizadas 34 noites de coleta utilizando-se a armadilha *Shannon*, distribuídas em 17 pontos de estudo (duas noites por ponto). Para cada noite o esforço amostral foi de quatro horas, com um total de 136 h para todo o período de captura.

Nenhum espécime de triatomíneo foi coletado por este método.

4.3. Busca ativa em residências

Nesta décima terceira campanha foram inspecionadas 17 residências, pelo método de busca ativa, onde todos os cômodos foram rigorosamente vistoriados, em um total de 86 cômodos. O esforço amostral para cada residência foi em média de 36 minutos totalizando 614 minutos de coleta (16 horas e 23 minutos).

Nenhum espécime de triatomíneo foi coletado por este método (Tabela 2).

Tabela 2. Número de residências inspecionadas durante o levantamento de triatomíneos nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho – RO, durante a décima terceira campanha (4º ano pós enchimento – janeiro a março de 2015).

Pontos	Localidades	Número de residências	Espécies	N	Esforço amostral (min)	Áreas inspecionadas
1	Samaúma	1		0	40	8
2	Alto Rio Jacy	1		0	50	6
3	Bairro Velha Jacy	1		0	40	7
4	Jacy Paraná	1		0	30	6
5	Assentamento Joana D'Arc - Linha 15	1		0	35	5
6	Reassentamento Morrinhos	1		0	40	4
7	Reassentamento Santa Rita	1		0	40	3
8	Vila Teotônio	1		0	40	4
9	Vila Franciscana	1		0	68	8
10	Ramal Jatuarana	1		0	24	4
11	Vila de Santo Antônio	1		0	22	3
12	Entorno do Canteiro de Obras - ME	1		0	10	1
13	Reassentamento Novo Engenho Velho	1		0	49	6
14	Cujubim Grande	1		0	25	6
15	Jacy Paraná - Rio do Contra	1		0	41	6
16	Assentamento Joana D'Arc - Linha 9	1		0	40	5
17	Assentamento Joana D'Arc - Linha 17	1		0	20	4
17	17 Áreas	17	0	0	614	86

4.4. Identificação das espécies e caracterização de tripanosomas

Para a identificação das espécies, foi utilizada a chave de identificação proposta por Lent & Wygodzinsky (1979).

5. DISCUSSÃO

Segundo o guia de vigilância epidemiológica do Ministério da Saúde (2005) das mais de 120 espécies conhecidas, 48 foram identificadas no Brasil, das quais 30 já foram capturadas no ambiente domiciliar. Dessas, cinco têm especial importância na transmissão da doença ao homem: *Triatoma infestans*, *T. brasiliensis*, *Panstrongylus megistus*, *T. pseudomaculata* e *T. sordida*.

Na Amazônia, as espécies mais importantes são *Rhodnius pictipes*, *R. robustus*, *P. geniculatus*, *P. lignarius* e *T. maculata*. Ainda, podemos citar *R. prolixus* nas Guianas e Suriname, *R. prolixus*, *T. dimidiata* e *R. pallescens* na América Central e *T. barberi*, *T. dimidiata* e *T. phyllosoma* no México.

Rhodnius robustus Larrousse, 1927 é espécie predominantemente silvestre, habitando diferentes espécies de palmeiras no Brasil (Miles, et al. 1983; Gurgel & Cuba, 2009). Tem ampla distribuição na Amazônia, ocorrendo frequentemente em palmeiras (silvestres e periurbanas) em altas densidades e com relevantes taxas de infecção por tripanosomatídeos (Miles, et al. 1983; Abad-Franch & Monteiro, 2007; Carcavalo, et al. 2000; Feliciangeli, et al. 2002). Apesar de não existirem evidências de colonização de *R. robustus* em ambiente domiciliar no Brasil, espécimes adultos infectados por *T. cruzi* tem invadido casas na região amazônica. Além de potenciais vetores extradomiciliares, podem ainda contaminar equipamentos de processamento de alimentos, representando risco de transmissão oral da doença de Chagas (Coura, et al. 2002; Aguillar, et al. 2007).

Os espécimes encontrados até o momento nas áreas do entorno ao canteiro de obras (2013 e 2014) são todos das espécies *Rhodnius robustus* e *Rhodnius domesticus* que tem sua importância médica registrada na transmissão da Doença de Chagas. Neste sentido é importante mantermos a vigilância entomológica e

epidemiológica nas comunidades do entorno e viabilizarmos medidas de controle ao vetor caso ocorra transmissão autóctone da doença.

6. EQUIPE TÉCNICA

- Coordenação Geral:
Liliane Leite Oliveira, Bióloga, CRBio 73395/06 – D – CTF IBAMA 5662584
- Responsáveis Técnicos:
Dr. Allan Kardec Ribeiro Galardo – Biólogo - CRBio 15407/6D - CTF IBAMA 1922008
Mestranda Clícia Denis Galardo – Bióloga - CRBio 44462/06D - CTF IBAMA 1922022
- Técnicos Assistentes:
Aderbal Amanajás Santana - Técnico em Entomologia Médica CTF IBAMA 21977283
Andressa Ruhane Sá Valente - Técnica em Entomologia Médica CTF IBAMA 5660589
Rosalvo Dias de Castro - Técnico em Entomologia Médica CTF IBAMA 3677886
Osita Cleyriane Lobato do Nascimento - Técnico em Entomologia Médica CTF IBAMA 5574911
Genilson Oliveira Souza – Supervisor CTF IBAMA 287380
Gildo Afonso Oliveira – Supervisor de campo de entomologia CTF IBAMA 6215892
Pedro Rogério Cunha da Silva - Supervisor de campo de entomologia CTF IBAMA 6215897

Liliane Leite Oliveira
CRBio 73395/06 – D
CTF IBAMA 5662584

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABAD-FRANCH F, MONTEIRO FA. 2007. Biogeography and evolution of Amazonian triatomines (Heteroptera: Reduviidae): implications for Chagas disease surveillance in humid forest ecoregions. *Mem Inst Oswaldo Cruz*; 102 (supl I): 57-70.
- AGUILAR, H.M.; ABAD-FRANCH, F.; DIAS, J.C.P.; JUNQUEIRA, A.C.V. & COURA, J.R. CHAGAS. 2007. Disease in the Amazon Region. *Mem Inst Oswaldo Cruz*; 102:47-55.
- ARAGÃO, M.B. 1983. Domiciliação de Triatomíneos ou Pré-Adaptação à Antropofilia e à Ornitofilia? *Revista de Saúde Pública* 17: 51-55.
- ARGOLO, A.M.; FELIX, M.; PACHECO, R. & COSTA, J. 2008. Doença de Chagas e seus principais Vetores no Brasil. Fundação Oswaldo Cruz/Fundação Carlos Chagas Filho de Amparo a Pesquisa do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, 67p.
- BARRETT, T.V. 1988. Current research on Amazonian Triatominae. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 83, Suppl. 1, p. 441-7.
- BORROR, D.J.; TRIPLEHORN, C.A & JOHNSON, N.F. 1992. An Introduction to the study of insects (6^a ed.). Fort Worth, Saunders College Publishing, Harcourt Brace College Publishers, 875 p.
- BRASIL, 2005. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Guia de vigilância epidemiológica / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. – 6. ed. – Brasília.
- BRASIL, 2009. Ministério da Saúde. Secretaria de Atenção à Saúde. Departamento de Atenção Básica. Vigilância em Saúde: Zoonoses / Ministério da Saúde, Secretaria de Atenção à Saúde, Departamento de Atenção Básica – Brasília.
- BRUSCA, R.C. & BRUSCA, G.J.2007. Invertebrados. Segunda edição. Editora Guanabara-Koogan, Rio de Janeiro, 968 p.
- BUZZI, Z.J. 2010. Entomologia Didática (5^o ed. rev.). Editora UFPR, Curitiba, 536 p.
- CARCAVALLO, R.U.; MARTINEZ-SILVA, R.; OTERO, M.A.A. & TONN, R.J. 1975. Infección natural de *Rhodnius robustus* Larrousse y *Rhodnius pictipes* Stal por *T. cruzi* y *T. rangeli* em Venezuela. *Bol Dir Malariol San Amb*; 15:117-120.

- CARCAVALLO, R.U.; JURBERG, J.; LENT, H.; NOIREAU, F.; GALVAO C. 2000. Phylogeny of the Triatominae (*Hemiptera, Reduviidae*). Proposals for taxonomic arrangements. *Entomologia y Vectores*, v.7, p. 1-99.
- COURA, J.R.; JUNQUEIRA, A.C.V.; FERNANDES, O.; VALENTE, S.A.S. & MILES. M.A. 2002. Emerging Chagas Disease in Amazonian Brazil. *Trends Parasitol* 18:171-176.
- DUJARDIN, J.P.; CHAVEZ, T.; MORENO, J.M.; MACHANE, M.; NOIREAU, F.; SCHOFIELD, C.J. 1999. Comparison of isoenzyme electrophoresis and morphometric analysis for phylogenetic reconstruction of the Rhodniini (*Hemiptera: Reduviidae: Triatominae*). *Journal of Medical Entomology*, v. 36, p. 653-659.
- FELICIANGELI, M.D.; DUJARDIN, J.P.; BASTRENTA, B.; MAZZARRI, M.; VILLEGAS, J. & FLORES, M. 2002. Is *Rhodnius robustus* (*Hemiptera: Reduviidae*) responsible for Chagas disease transmission in Western Venezuela? *Trop Med Int Health* 7: 280-287.
- GALVÃO, C.; CARCAVALLO, R.; ROCHA, D.S. & JURBERG, J. 2003. A checklist of the current valid species of the subfamily Triatominae Jeannel, 1919 (*Hemiptera, Reduviidae*) and their geographical distribution, with nomenclatural and taxonomic notes. *Zootaxa* 202: 1-36.
- GULLAN, P.J. & CRANSTON, P.S. 2007. Os insetos: um resumo de entomologia. Editora Roca, São Paulo, 440 p.
- GURGEL-GONCALVES, R. & CUBA, C.A.C. 2009. Predicting the potential geographical distribution of *Rhodnius neglectus* (*Hemiptera, Reduviidae*) based on ecological niche modeling. *J Med Entomol* 46:952-960.
- LENT, H. & WYGODZINSKY, P. 1979. Revision of the triatominae (*Hemiptera, Reduviidae*) and their significance as vectors of Chagas' disease. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 163: 123-520.
- LYMAN, D.F.; MONTEIRO, F.A.; ESCALANTE, A.A.; CORDON-ROSALES, C.; WESSON, D.M.; DUJARDIN, J.P.; BEARD, C.B. 1999. Mitochondrial DNA sequence variation among triatomine vectors of Chagas disease. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 60, p. 377-386.

- MARCONDES, C.B. 2011. Entomologia médica e veterinária (2ª ed.). Atheneu, Rio de Janeiro, 526 p.
- MENEGUETTI, D.U.O.; MASSARO, D.C. & TREVISAN, O. 2010. Primeiro relato de infecção de triatomídeos por *Trypanosoma cruzi* no município de Ouro Preto do Oeste – RO. Revista Científica da Faculdade de Educação e Meio Ambiente 1(1): 51-57.
- MILES, M.A.; ARIAS, J.R. & SOUZA, A.A. 1983. Chagas disease in the Amazon basin: V. Periurban palms as habitats of *Rhodnius robustus* and *Rhodnius pictipes* - triatomine vectors of Chagas disease. Mem Inst Oswaldo Cruz; 78: 391-398.
- MULLEN, G.R. & DURDEN, L.A. 2002. Medical and veterinary entomology. Elsevier Science, San Diego, CA.
- MONTEIRO, F.A.; WESSON, D.M.; DOTSON, E.M.; SCHOFIELD, C.J.; BEARD, C.B. 2000. Phylogeny and molecular taxonomy of the Rhodniini derived from mitochondrial and nuclear DNA sequences. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 62, p. 460-465.
- MONTEIRO F.A.; BARRETT T.; FITZPATRICK S.; CORDON-ROSALES C.; FELICIANGELI D.; BEARD C.B. 2003. Molecular phylogeography of the Amazonian Chagas disease vectors *Rhodnius prolixus* and *R. robustus*. *Molecular Ecology*, v. 12, p. 997- 1006.
- NEVES, D.P.; MELO, A.L.; LINARDI, P.M. & VITOR, R.W.A. 2005. Parasitologia Humana. (11ª ed.). Editora Atheneu.
- PAVAN, M. G.; MONTEIRO, F.A. 2007. A multiplex PCR assay that separates *Rhodnius prolixus* from members of the *Rhodnius robustus* cryptic species complex (Hemiptera: Reduviidae). *Tropical Medicine and International Health*, v. 12, p. 751- 758.
- RICARDO-SILVA, A.H. 2010. Eco-biologia de triatomíneos no município de Oriximina, Estado do Para, Amazônia, Brasil, 73p, (Tese de Mestrado), Instituto Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brasil.
- ROBINSON, W.H. 2005. Urban insects and arachnids. A Handbook of Urban Entomology, (1ª Ed.). Cambridge University Press, e Book (Net Library).

SANTA CATARINA (Estado). 2008. DIVE - Divisão de Vigilância Epidemiológica do Estado de Santa do Catarina – Guia de orientação para treinamento de técnicos de laboratório de entomologia.

VASCONCELLOS, A.; ANDREAZZE, R.; ALMEIDA, A.M.; ARAÚJO, H.F.P.; OLIVEIRA, E.S. & OLIVEIRA, U. 2010. Seasonality of insects in the semi-arid Caatinga of Northeastern Brazil. Revista Brasileira de Entomologia 54 (3): 471-476.