



UHE SANTO ANTÔNIO

Programa de Saúde pública

Subprograma Monitoramento de Vetores

TRIATOMÍNEOS

Décimo Quinto Relatório

**Porto Velho, RO
Novembro de 2015**

SUMÁRIO

1. APRESENTAÇÃO	4
2. INTRODUÇÃO	4
3. MATERIAL E MÉTODOS	7
3.1. AMOSTRAGEM EM AMBIENTES NATURAIS POR BUSCA PASSIVA	7
3.1.1. <i>Armadilha de Noireau</i>	7
3.1.2. <i>Armadilha Shannon</i>	8
3.2. AMOSTRAGEM EM AMBIENTES NATURAIS POR BUSCA ATIVA.....	9
3.2.1. <i>Inspeção de residências no domicílio e peridomicílio</i>	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 TRIANOSOMAS	14
5. DISCUSSÃO	14
6. MEDIDAS PREVENTIVAS (ORIENTAÇÕES)	15
7. EQUIPE TÉCNICA	15
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	17

Índice de figuras

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, setembro e outubro de 2015.	8
Figura 2. Armadilha <i>Shannon</i> , com atração luminosa, utilizada para a captura de triatomíneos nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho – RO, setembro e outubro de 2015	9
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, setembro e outubro de 2015	10
Figura 4. Número de armadilhas de atração (Noireau) e número de palmeiras inventariadas em 15 campanhas (2011 a 2015) nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho - RO	11

Índice de tabelas

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 quinta campanha (4º ano pós-enchimento – setembro e outubro de 2015).	12
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 quinta campanha (4º ano pós enchimento – setembro e outubro de 2015).....	13

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 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: simulídeos, anofelinos, flebotomíneos e triatomíneos. Neste relatório são apresentados os dados referentes à décima quinta campanha do estudo de monitoramento antes e pós-enchimento, realizada no período de 01 de setembro a 02 de novembro de 2015, para o grupo dos triatomíneos. (Autorização de captura IBAMA nº 219/2013 Renovação).

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. Tal característica resulta, por exemplo, na pequena demanda de alimento para atingir a maturidade sexual além de facilitar 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 como encefalites, dengue, malária e doença de Chagas que causam grande impacto na população (GULLAN & CRANSTON, 2007).

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 &

MONITORAMENTO DE VETORES Grupo: Triatomíneos	4	DÉCIMO QUINTO RELATÓRIO
		Novembro de 2015

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 se alimentam 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; 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, injá, 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 tentem 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, setembro e outubro 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). Em cada noite, as coletas iniciaram-se no crepúsculo vespertino e tiveram a duração de quatro horas. A 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, setembro e outubro 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 realizada 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. Inspecionamos no peridomicílio, amontoados de telhas, lenhas e tijolos, cerca de curral, galinheiros e pocilgas. Nas lenhas e cercas próximas às 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, setembro e outubro de 2015

4. RESULTADOS

4.1. Armadilhas de Noireau

Na décima quinta campanha de monitoramento (setembro e outubro de 2015.), o esforço amostral nos 17 pontos selecionados foi de 136 armadilhas/noite (Tabela 1), distribuídas em 119 palmeiras de cinco espécies: *Orbignya speciosa* (babaçu) n = 84, *Attalea maripa* ou *maximiliana* (Inajá) n = 18, *Oenocarpus bacaba* Mart (bacabeira) n = 09, *Oenocarpus bataua* (patauá) n = 06, *Cocos nucifera* (coqueiro) n = 02. 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 1.632 horas de esforço amostral.

Na figura 4 demonstramos os resultados nas expedições anteriores a esta, no primeiro ano pré-enchimento (2011) e nos anos pós-enchimento (2012, 2013, 2014 e 2015). Em quatro anos de estudo analisamos 1.880 palmeiras pertencentes a dez espécies, com um esforço amostral de 2.817 armadilhas/noite, em um total de 33.804 horas, onde: Primeira

MONITORAMENTO DE VETORES Grupo: Triatomíneos	10	DÉCIMO QUINTO RELATÓRIO
		Novembro de 2015

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), Décima terceira campanha (227 armadilhas/noite em 144 palmeiras), Décima quarta campanha (214 armadilhas/noite em 163 palmeiras) e Décima quinta (136 armadilhas/noite em 119 palmeiras).

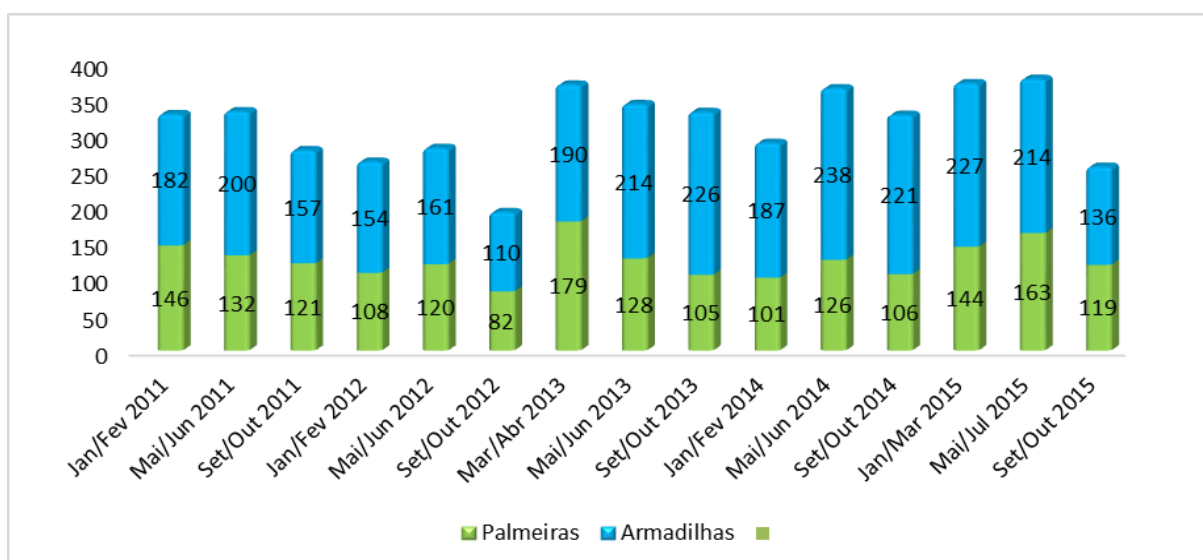


Figura 4. Número de armadilhas de atração (Noireau) e número de palmeiras inventariadas em 15 campanhas (2011 a 2015) nas áreas de influência da UHE Santo Antônio, Porto Velho - RO

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 quinta campanha (4º ano pós-enchimento – setembro e outubro de 2015).

Pontos	Espécies de Palmeiras	Palmeiras		Armadilhas	
		Pesquisadas	Instaladas	Positivas	Resultados
1	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	3	3	0	Negativo
	Bacabeira (<i>Oenocarpus bacaba mart</i>)	3	3	0	Negativo
2	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	3	6	0	Negativo
	Bacabeira (<i>Oenocarpus bacaba mart</i>)	3	6	0	Negativo
3	Coqueiro (<i>Cocos nucifera</i>)	2	2	0	Negativo
	Bacabeira (<i>Oenocarpus bacaba mart</i>)	3	3	0	Negativo
4	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	5	10	0	Negativo
5	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	3	3	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	2	2	0	Negativo
6	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	4	4	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	4	4	0	Negativo
7	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	5	5	0	Negativo
8	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	4	4	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	1	1	0	Negativo
9	Patauá (<i>Oenocarpus bataua</i>)	6	6	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	4	4	0	Negativo
10	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	6	8	0	Negativo
11	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	8	8	0	Negativo
12	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	3	4	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	3	4	0	Negativo
13	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	8	10	0	Negativo
14	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	8	8	0	Negativo
15	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	6	6	0	Negativo
16	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	10	10	0	Negativo
17	Babaçu (<i>Orrbignya speciosa</i>)	8	8	0	Negativo
	Inajá (<i>Attalea maripa ou maximiliana</i>)	4	4	0	Negativo
Total		119	136	0	Negativo

4.2. Armadilhas Shannon

Nesta décima quinta campanha (4^o ano pós-enchimento) foram realizadas coletas durante 34 noites, 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 foi coletado.

4.3. Busca ativa em residências

Nesta décima quarta campanha foram inspecionadas 17 residências, pelo método de busca ativa, onde todos os cômodos foram rigorosamente vistoriados, em um total de 74 cômodos. O esforço amostral para cada residência foi em média de 29,3 minutos totalizando 498 minutos de coleta (08 horas e 18 minutos) (Tabela 2)

Dois espécimes de triatomíneos encontrados na residência do Sr. José, localizada no Rio Contra em Jacy Paraná, foram entregues à equipe de pesquisa. Os mesmos foram identificados como da espécie *Rhodnius robustus* (Larrousse, 1927).

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 quinta campanha (4^o ano pós enchimento – setembro e outubro de 2015)

Pontos	Localidades	Número de residências	Espécies encontradas	N	Esforço amostral (min)	Áreas inspecionadas
1	Sumaúma	1		0	30	4
2	Alto Rio Jacy	1		0	25	3
3	Bairro Velha Jacy	1		0	35	4
4	Jacy Paraná	1		0	35	4
5	Assentamento Joana D'Arc - Linha 15	1		0	25	3
6	Reassentamento Morrinhos	1		0	30	5
7	Reassentamento Santa Rita	1		0	35	5
8	Vila Teotônio	1		0	35	5
9	Vila Franciscana	1		0	29	5
10	Ramal Jatuarana	1		0	23	4
11	Vila de Santo Antônio	1		0	25	2
12	Entorno do Canteiro de Obras - ME	1		0	10	1
13	Reassentamento Novo Engenho Velho	1		0	32	4
14	Cujubim Grande	1		0	36	4
15	Jacy Paraná - Rio do Contra	1	<i>R. robustus</i>	2	25	3
16	Assentamento Joana D'Arc - Linha 9	1		0	32	5
17	Assentamento Joana D'Arc - Linha 17	1		0	36	5
17	17 Áreas	17	1	2	498	66

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 Larrouse, 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 do vetor caso ocorra transmissão autóctone da doença.

6. MEDIDAS PREVENTIVAS (ORIENTAÇÕES)

- Desenvolver ações educativas em relação ao controle da doença de Chagas, através de trabalhos integrados com professores da localidade.
- **Habitação:** Tapar buracos e rachaduras e rebocar orifícios nas paredes; manter higiene de lugares que possam servir de refúgio para o barbeiro;
- **Alimentação:** Evitar alimentos crus, caldo de cana e suco de açaí de origem desconhecida;
- **Animais:** Evitar animais dentro da casa que possam servir de fonte alimentar dos barbeiros, como cães, gatos e roedores.

Orientamos para que os barbeiros encontrados sejam acondicionados em recipientes sem qualquer produto químico e enviados ao Serviço de Entomologia/LACEN ou entregues aos técnicos em entomologia da SAPO Saneamento Ambiental Projetos e Operações Ltda EPP.

7. 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:
Noel Fernandes Santos Neto - Técnico em Entomologia Médica CTF IBAMA 4787640.
Osita Cleyriane Lobato do Nascimento - Técnico em Entomologia Médica CTF IBAMA 5574911.
Rosalvo Dias de Castro - Técnico em Entomologia Médica CTF IBAMA 3677886.
Aderbal Amanajás Santana – Técnico de Entomologia Médica CTF IBAMA 21977283.
Andressa Ruhuane Sá Valente – Técnica em Entomologia Médica CTF IBAMA 5660589.
Gildo Afonso Oliveira – Supervisor de campo de entomologia CTF IBAMA 6215892

MONITORAMENTO DE VETORES Grupo: Triatomíneos	15	DÉCIMO QUINTO RELATÓRIO
		Novembro de 2015



Pedro Rogério Cunha da Silva - Supervisor de campo de entomologia CTF IBAMA
6215897.

Ananias Francisco de Souza – Supervisor de campo em entomologia. CTF IBAMA
6296216.

Liliane Leite Oliveira

CRBio 73395/06 – D

CTF IBAMA 5662584

MONITORAMENTO DE VETORES Grupo: Triatomíneos	16	DÉCIMO QUINTO RELATÓRIO
		Novembro de 2015

8. 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 (6ª 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 (5º ed. rev.). Editora UFPR, Curitiba, 536 p.
- CARCAVALLO, R.U.; MARTINEZ-SILVA, R.; OTERO, M.A.A. & TONN, R.J. 1975. Infeccion 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 *Trypanossoma 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.