



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
FACULDADE DE MEDICINA
DEPARTAMENTO DE SAÚDE COMUNITÁRIA
CURSO DE MESTRADO EM SAÚDE PÚBLICA**

CLAUDIA MENDONÇA BEZERRA

**HOSPEDEIROS DOMÉSTICOS, PERIDOMICILIARES E
SILVESTRES NA TRANSMISSÃO DE *Trypanosoma cruzi* PELO
Triatoma brasiliensis EM ÁREA DE CAATINGA NO MUNICÍPIO DE
TAUÁ – CE**

Fortaleza

2013

CLAUDIA MENDONÇA BEZERRA

**HOSPEDEIROS DOMÉSTICOS, PERIDOMICILIARES E
SILVESTRES NA TRANSMISSÃO DE *Trypanosoma cruzi* PELO
Triatoma brasiliensis EM ÁREA DE CAATINGA NO MUNICÍPIO DE
TAUÁ – CE**

Dissertação submetida ao Departamento de Saúde Comunitária da Faculdade de Medicina da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Saúde Pública.

Área de Concentração: Epidemiologia

Orientador: Prof. Dr. Luciano Pamplona de Góes Cavalcanti

Coorientadora: Prof. Dra. Liléia Gonçalves Diotaiuti

Fortaleza

2013

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca de Ciências da Saúde

-
- B469h Bezerra, Cláudia Mendonça.
Hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres na transmissão de *Trypanosoma cruzi* pelo *Triatoma brasiliensis* em área de caatinga no município de Tauá – CE / Cláudia Mendonça Bezerra. – 2013.
146 f. : il.
- Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Ceará. Faculdade de Medicina. Programa de Pós-Graduação em Saúde Coletiva, Fortaleza, 2013.
Área de Concentração: Saúde Coletiva.
Orientação: Prof. Dr. Luciano Pamplona de Góes Cavalcanti.

1. Doença de Chagas. 2. Reservatórios. 3. Triatoma. I. Título.

CDD 616.9363

CLAUDIA MENDONÇA BEZERRA

**HOSPEDEIROS DOMÉSTICOS, PERIDOMICILIARES E
SILVESTRES NA TRANSMISSÃO DE *Trypanosoma cruzi* PELO
Triatoma brasiliensis EM ÁREA DE CAATINGA NO MUNICÍPIO DE
TAUÁ – CE**

Dissertação submetida ao Departamento de
Saúde Comunitária da Faculdade de Medicina
da Universidade Federal do Ceará, como parte
dos requisitos necessários à obtenção do título
de Mestre em Saúde Pública.

Aprovada em: ____/____/____

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Luciano Pamplona de Góes Cavalcanti (Orientador)
Universidade Federal do Ceará – UFC

Profa. Dra. Liléia Diotaiuti (Co-orientadora)
Fundação Oswaldo Cruz – FIOCRUZ / MG

Prof. Dr. Carlos Henrique Morais de Alencar
Universidade Federal do Ceará – UFC

Profa. Dra. Margarida Maria de Lima Pompeu
Universidade Federal do Ceará – UFC

Dedico,

À minha família cearense e mineira (inclui-se Gigante, Zéfiro, Sams e Luna), amigos e colegas pelo incentivo e paciência ao longo desse período.

AGRADECIMENTOS

À Deus e as forças do bem que nos auxiliam na jornada dessa vida;

À Secretaria da Saúde do Estado do Ceará, em especial a Asevedo Quirino de Sousa, supervisor do Núcleo de Controle de Vetores;

Ao Prof. Dr. Luciano Pamplona de Góes Cavalcanti pela confiança, orientação, apoio e dedicação;

À sempre iluminada Dra. Liléia Diotaiuti, muito mais que uma orientadora, uma amiga e mãezona, responsável por muitos ensinamentos e oportunidades; à compreensão, afeto e amizade;

À Dra. Ana Jansen e a Samanta Cristina pela disponibilidade e apoio prestado com os testes sorológicos de reservatórios.

À todos os funcionários da 14ª Coordenadoria Regional de Saúde – Tauá que sempre nos receberam de braços abertos, em especial a Maria Dulce Feitosa (coordenadora) e José Silvério do Nascimento Júnior um entusiasta no controle vetorial da doença de Chagas e um grande amigo.

À Dra. Silvia Ermelinda pelas inúmeras dúvidas sanadas, companheirismo, preocupação e realização dos testes de fonte alimentar.

À Letícia Sena parceira nas horas de captura de triatomíneos.

Às Dra. Rita de Cássia Moreira que nunca colocou os pés em Tauá, mas resolveu muitos e imensos pepinos durante a execução do projeto e depois dele também.

Aos colegas de trabalho Relrison Dias Ramalho, Estevão Curado Domingues e Francisco Bergson Pinheiro Moura loucos que aceitaram o desafio de trabalhar quase 20 horas por dia durante as capturas e ainda ter forças para sorrir, ouvir Repente e fazer brincadeiras.

Aos motoristas Mozailson Paulo e Jarilo Holanda, exemplos para a profissão.

Ao município de Tauá que nos disponibilizou os agentes de controle de endemias para auxiliar no trabalho de campo.

Aos agentes de controle de endemias do município de Tauá.

A população das localidades por nós trabalhadas que acreditaram e permitiram o nosso estudo.
Além dos muitos ensinamentos e as amizades fraternas.

Ao Departamento de Saúde Comunitária da UFC, pela oportunidade e apoio ao curso de mestrado;

À todos que participaram do trabalho não citados, o meu imenso agradecimento.

"... mas o destino não permite que um ser humano enlouqueça ou fique para sempre mergulhado na confusão. E a qualquer momento, em qualquer lugar, quando menos se espera, uma voz, uma mão, um amigo ou uma ideia devolve-nos o ânimo e, o que é mais importante, a esperança..."

J. J. Benítez

RESUMO

Tradicionalmente o controle da transmissão humana do *Trypanosoma cruzi* é realizado pela aplicação de inseticidas de ação residual. Entretanto, o conhecimento sobre o papel desempenhado por hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres são fundamentais para a determinação da manutenção e/ou dispersão do *T. cruzi*. Esta pesquisa teve por objetivo caracterizar a importância dos reservatórios domésticos, peridomiciliares e silvestres na transmissão de *T. cruzi* na zona rural do município de Tauá (CE), inserido em área de Caatinga, com ênfase nos ambientes colonizados por *Triatoma brasiliensis*. Dentre os animais domiciliares e peridomiciliares foram considerados cães, gatos, suínos, caprinos e ovinos de 83 unidades domiciliares (UDs). No ambiente silvestre foi realizada captura e exame de pequenos mamíferos em três locais, com diferentes graus de antropofização, e também a captura de triatomíneos. A pesquisa de infestação domiciliar por triatomíneos foi realizada em 251 UD's. Foram realizados exames parasitológicos diretos em insetos e mamíferos, sorológicos em animais domiciliares e peridomiciliares, PCR Multiplex em reservatórios silvestres e pesquisa de fonte alimentar em insetos silvestres. A proporção de infecção para os suínos foi de 6% (2/34), ovinos 1% (1/102), gatos 2,4% (1/41), cães 38% (20/53). Foram capturados nove espécies dentre roedores e marsupiais. O *Trichomys laurentius*, com 74% (83/112), foi a mais abundante e amplamente distribuída no ambiente silvestre, seguida por *Kerodon rupestris* 10% (11/112) e *Didelphis albiventris* 3,5% (4/112). Foram capturados 749 triatomíneos na pesquisa domiciliar, sendo 369 (49,3%) de *T. brasiliensis* e 377 (50,3%) de *Triatoma pseudomaculata*. Apenas espécimes de *T. brasiliensis* estavam infectados por *T. cruzi* (25, 12,8%). Destes 3 (5,9%) estavam no intradomicílio e 22 (14%) no peridomicílio. Dos 166 triatomíneos silvestres capturados, 132 (79%) eram ninfas e outros 35 (21%) adultos. Destes, uma ninfa de 5º estágio e um macho encontravam-se infectados pelo *T. cruzi*. O *T. brasiliensis* partilha o ambiente natural com *T. laurentius*, *K. rupestris*, *D. albiventris*, *M. domestica*, *G. spixii*, *W. pyrhorinos*, *C. semistriatus* e *M. musculus* (animais capturados) e com *G. spixii*, *K. rupestris*, *T. oreadicus* e *T. merianae* (identificados via fonte alimentar), além de animais observados durante as capturas (*Athene cuniculariae* e *Felis catus*) e confirmados via fonte alimentar (*C. hircus* e *G. gallus*). A circulação do *T. cruzi* entre o ambiente silvestre, peridomiciliar e intradomiciliar em mamíferos e insetos enfatiza a possibilidade de ocorrência de casos da doença de Chagas na região estudada, bem como a dificuldade e real necessidade de seu controle em áreas do semiárido no Nordeste Brasileiro.

Palavras-chave: *Triatoma brasiliensis*, *Trypanosoma cruzi*, hospedeiro, semiárido.

ABSTRACT

Traditionally the control of human transmission of *Trypanosoma cruzi* is accomplished by the application of residual action insecticides. However, the knowledge on the paper carried out by domestic, surrounding and wild hosts would be fundamental for the determination of the maintenance and / or dispersion of *T. cruzi*. This research had an objective to characterize the importance of domestic, surrounding and wild reservoirs in the transmission of *T. cruzi* in the rural zone of Tauá (CE) municipality inserted in savanna area with emphasis in colonized places by *Triatoma brasiliensis*. Among domiciliary animals and surrounding ones it was considered dogs, cats, swine, goats and sheep belonged to 83 homes. In the wild place it was accomplished capture and exam of small mammals in three places with different human being living degrees, and also the capture of triatominae. The research of triatominae domiciliary infestation was accomplished in 251 homes. Direct parasitologic exams were accomplished in insects and mammals, serum exams in domiciliary and surrounding animals, PCR Multiplex in wild reservoirs and research of alimentary source in wild insects. The infection rate for swine was of 6% (2/34), sheep 1% (1/102), cats 2,4% (1/41), dogs 38% (20/53). *Trichomys laurentius*, with 74% (83/112) was the most abundant and thoroughly distributed in wild places, followed by *Kerodon rupestris* 10% (11/112) and *Didelphis albiventris* 3,5% (4/112). 749 triatominae were captured in domiciliar research, being 369 (49,3%) of *T. brasiliensis* and 377 (50,3%) of *Triatoma pseudomaculata*. The specimens of *T. brasiliensis* were just infected by *T. cruzi* (25 - 12,8%), which 3 (5,9%) were inside of home and 22 (14%) in surround places. It was captured 166 wild triatominae, 132 (79%) were nymphs and other 35 (21%) adults. Among them a nymph of 5th stadium and a male were infected by *T. cruzi*. *T. brasiliensis* shares the natural place with *T. laurentius*, *K. rupestris*, *D. albiventris*, *M. tames*, *G. spixii*, *W. pyrrhorinos*, *C. semistriatus* and *M. musculus* (captured animals) and with *G. spixii*, *K. rupestris*, *T. oreadicus* and *T. merianae* (identified their alimentary source), besides observed animals during the captures (*Athene cuniculariae* and *Felis catus*) and confirmed alimentary source way (*C. hircus* and *G. gallus*). Circulation of *T. cruzi* among the wild, surround and inside domiciliaries places in mammals and insects emphasizes the possibility of occurrence of cases of Chagas disease in the studied area, as well as the difficulty and real need of its control in semiarid areas in Brazilian Northeast.

Key-words: *Triatoma brasiliensis*, *Trypanosoma cruzi*, host, semiarid.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Representação das Iniciativas para o Controle da Doença de Chagas nas Américas: INPCA (Iniciativa dos Países da América Central); IPA (Iniciativa dos Países Andinos); AMCHA (Iniciativa dos Países Amazônicos) e INCOSUL (Iniciativa do Cone Sul).....	23
Figura 2 -	Principais rotas migratórias internacionais de Latino Americanos.....	24
Figura 3 -	Distribuição dos casos de infecção humana por <i>T. cruzi</i> , baseados em estimativas oficiais e condição da transmissão vetorial, em nível mundial, 2006-2009.....	25
Figura 4 -	População global estimada com infecção por <i>Trypanosoma cruzi</i> , 2009.....	26
Figura 5 -	Estimativa de prevalência da infecção chagásica. Distribuição por estado. Inquérito Sorológico Nacional. Brasil. 1975-1980.....	28
Figura 6 -	Delimitação da área de risco de transmissão vetorial da doença de Chagas no Brasil, a partir do inquérito de 1975-1983, e período de implantação do programa de controle.....	29
Figura 7 -	Casos de doença de Chagas aguda. Brasil, 2000-2010.....	36
Figura 8 -	Período de inclusão dos municípios cearenses no Programa de Controle da Doença de Chagas.....	39
Figura 9 -	Série histórica das infestações domiciliares e intradomiciliares por triatomíneos e infecção natural por <i>T. cruzi</i> no Ceará, de 1976-2011*.....	40
Figura 10 -	Distribuição geográfica aproximada dos ciclos de transmissão domésticos e silvestre do <i>T. cruzi</i> por DTUs.....	42
Figura 11 -	Distribuição geográfica original da Caatinga, IBGE.....	53

Figura 12 -	A) Vegetação arbórea, arbustiva e xerófila; B) Cactáceas e rochas; C) Vegetação arbustiva aberta; D) Faveleiro (<i>Cnidocolus phyllacanthus</i>) em abscisão foliar; E) Planta sem folhagem com ninhos de casaca-de-couro (<i>Pseudoseisura cristata</i>).....	55
Figura 13 -	A) Caatinga durante a estação chuvosa (inverno); B) Caatinga durante o período de seca (verão).....	56
Figura 14 -	A) Cerca formando corredor para animais; B) Curral de bois; C) Curral de cabras; D) Poleiro de galinhas; E) Pilhas de estacas.....	58
Figura 15 -	A) Casa típica da região, parte rebocada e parte não rebocada, e com muitos esconderijos peridomiciliares; B) Anexo peridomiciliar usado para guardar materiais e pelos animais (cães, galinhas, gatos).....	59
Figura 16 -	A) Ecótopo silvestre de <i>T. brasiliensis</i> ; B) Exemplar adulto de <i>T. brasiliensis</i> em ecótopo natural; C) Captura de <i>T. brasiliensis</i> em ecótopo natural.....	61
Figura 17 -	Área de estudo, município de Tauá (CE).....	68
Figura 18 -	Localização, proximidade com residências e área do conglomerado de pedras (Mutuca – Pedra da Cruz).....	69
Figura 19 -	Localização, proximidade com residências e área do conglomerado de pedras (Mutuca – Seu Evangelista).....	70
Figura 20 -	Localização, proximidade com residências e área do conglomerado de pedras (Cachoeira do Júlio).....	70
Figura 21 -	Distâncias entre os locais de captura. ME: Mutuca Seu Evangelista; MPC: Mutuca Pedra da Cruz; CJ: Cachoeira do Júlio.....	71
Figura 22 -	A) Pocilga em boas condições de construção, localizada dentro de um curral de ovinos e caprinos, próximo a pedregais. Foto diurna; B) Detalhe dos blocos de cimento no interior da pocilga infestados de <i>T. brasiliensis</i> a noite.....	81
Figura 23 -	Ataque de adulto (A) e ninfa (B) de <i>T. brasiliensis</i> (com proboscide estendida), no ambiente silvestre, em pleno dia.....	94

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Número estimado de imigrantes legais e o potencial número de imigrantes infectados por <i>T. cruzi</i> , segundo período e país especificado.....	24
Tabela 2 -	Número de exemplares de triatomíneos capturados, examinados, positivos para <i>Trypanosoma cruzi</i> e taxas de infecção natural nos levantamentos entomológicos de base (Inquérito Triatomínico). Distribuição por espécie. Brasil. 1975–1983.....	29
Tabela 3 -	Descrição dos resultados do inquérito sorológico nacional geral (1975–1980), inquérito sorológico em escolares de 7 a 14 anos (1989–1999) e de crianças de 0 a 5 anos (2001–2008).....	33
Tabela 4 -	Abundância de captura e soroprevalência da infecção natural por <i>Trypanosoma cruzi</i> , <i>Leishmania</i> spp. e <i>Leishmania infantum</i> de mamíferos domésticos e peridomésticos em duas localidades no município Tauá (CE), 2012.....	83
Tabela 5 -	Soroprevalência da infecção natural por <i>Trypanosoma cruzi</i> em ovinos, caprinos e suínos determinada através da técnica de RIFI no município no município de Tauá (CE), 2012.....	84
Tabela 6 -	Soroprevalência da infecção por <i>Trypanosoma cruzi</i> , <i>Leishmania</i> spp. e <i>Leishmania infantum</i> determinada através da técnica de RIFI, ELISA e TR-DPP LVC em mamíferos domésticos, de acordo com a faixa etária no município de Tauá (CE), 2012.....	85
Tabela 7 -	Esquema de distribuição das armadilhas para captura de pequenos mamíferos por trilha, esforço total e sucesso alcançado por período de estudo no ambiente silvestre do município de Tauá (CE).....	88
Tabela 8 -	Abundância de mamíferos silvestres por local de captura no município de Tauá (CE).....	89
Tabela 9 -	Abundância de mamíferos silvestres capturados por local e período no município de Tauá (CE).....	91

Tabela 10 - Distribuição de triatomíneos conforme local de captura e taxa de infecção pelo <i>T. cruzi</i> , no município de Tauá (CE), 2009.....	93
Tabela 11 - Fontes alimentares de <i>T. brasiliensis</i> silvestre, identificadas por citocromo B no município de Tauá (CE), 2009.....	93

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ADAGRI	Agência de Defesa Agropecuária do Estado Ceará
AMCHA	Iniciativa dos Países Amazônicos
B.O.D	Dependa bioquímica de Oxigênio
BHC	Hexaclorociclohexano
CCDCh	Campanha de Controle da Doença de Chagas
CJ	Cachoeira do Júlio
COPROM	Coordenadoria de Promoção e Proteção à Saúde
CPqRR	Centro de Pesquisa René Rachou
CytB	Citocromo B
DALYs	Número de anos perdidos ajustados para incapacidade
DCA	Doença de Chagas aguda
DPP	Dual Path Platform
DNA	Ácido desoxirribonucléico
DNERu	Departamento Nacional de Endemias Rurais
dNTPs	Deoxinucleotideos trifosfatos
DTUs I-VI	Discrete Typing Units I-VI / Pequenas diferenças nas Unidades I-VI
EDTA	Ácido etilenodiamino tetra-acético
ELISA	Ensaio Imunoensimático
EUA	Estados Unidos da América
FCC	Forma crônica cardíaca
FCI	Forma crônica indeterminada
FINSOCIAL	Fundo de Investimento Social
FIOCRUZ	Fundação Oswaldo Cruz
FPCDCh	Formulário do Programa de Controle da Doença de Chagas
FUNASA	Fundação Nacional de Saúde
GNChe	Rede Global para Eliminação da doença de Chagas
HCl	Ácido Clorídrico
HIV	Vírus da Imunodeficiência Humana

ICMBio	Instituto Chico Mendes da Conservação da Biodiversidade
IgG	Imunoglobina tipo G
IMEP	Instituto de Medicina Preventiva
INCOSUL	Iniciativa do Cone Sul
INMET	Instituto Nacional de Meteorologia
INPCA	Iniciativa dos Países da América Central
INSIC	Inquérito da Soroprevalência da Infecção Chagásica em crianças de 0 a 5 anos incompletos
IPA	Iniciativa dos Países Andinos
K	Potássio
KCl	Cloreto de Potássio
LACEN	Laboratório de Saúde Pública
LATEC	Laboratório de Triatomíneos e Epidemiologia da Doença de Chagas
LIT	<i>Liver Infusion Tryptose</i> / Infusão de fígado triptose
M	Mol
ME	Mutuca Evangelista
MG	Minas Gerais
MgCl ₂	Cloreto de Magnésio
mM	Milimolar
MMA	Ministério do Meio Ambiente
MS	Ministério da Saúde
MPC	Mutuca Pedra da Cruz
NaCl	Cloreto de Sódio
NUVET	Núcleo de Controle de Vetores
OMS	Organização Mundial de Saúde
OPAS	Organização Pan-Americana de Saúde
PCDCh	Programa de Controle da Doença de Chagas
PCDEN	Programa de Combate à Dengue
PCR	Polymerase Chain Reaction / Reação em cadeia da polimerase
PCR-RFLP	Polymerase Chain Reaction – Restriction fragment length polymorphism / Reação em Cadeia da Polimerase - Polimorfismo dos fragmentos de restrição

pH	Potencial Hidrogeniônico
RIFI	Reação de Imunofluorescência Indireta
SDS	Sulfato Dodecil de Sódio
SES-CE	Secretaria de Saúde do Estado do Ceará
SISBIO	Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade
SNA	Sistema Nervoso Autônomo
SNC	Sistema Nervoso Central
SNP	Sistema Nervoso Periférico
SUCAM	Superintendência de Campanhas de Saúde Pública
SVS	Secretaria de Vigilância à Saúde
<i>T. cruzi</i>	<i>Trypanosoma cruzi</i>
TcI	<i>Trypanosoma cruzi</i> grupo I
TcII	<i>Trypanosoma cruzi</i> grupo II
TcIII	<i>Trypanosoma cruzi</i> grupo III
TcIV	<i>Trypanosoma cruzi</i> grupo IV
TcV	<i>Trypanosoma cruzi</i> grupo V
TcVI	<i>Trypanosoma cruzi</i> grupo VI
UD	Unidade Domiciliar
μM	Micromolar

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	20
1.1. Aspectos Históricos.....	20
1.2. Epidemiologia da doença de Chagas.....	21
<i>1.2.1. Distribuição geográfica e prevalência.....</i>	<i>21</i>
<i>1.2.1.1. Doença de Chagas no mundo.....</i>	<i>21</i>
<i>1.2.1.2. Doença de Chagas no Brasil.....</i>	<i>26</i>
<i>1.2.1.3. A doença de Chagas no Ceará.....</i>	<i>37</i>
1.3. O <i>Trypanosoma cruzi</i>.....	41
1.4. Os Triatomíneos.....	44
1.5. Hospedeiros vertebrados e sua importância como reservatórios do <i>T. cruzi</i>.....	47
1.6. A Caatinga Nordestina e sua relação com o ciclo de <i>T. cruzi</i>.....	53
1.7. O município de Tauá (CE)	61
2. JUSTIFICATIVA.....	64
3. OBJETIVOS.....	66
3.1. Geral	66
3.2. Específicos.....	66
4. METODOLOGIA.....	67
4.1. Tipo de estudo.....	67
4.2. Local de estudo.....	67
4.3. Captura de hospedeiros.....	68
<i>4.3.1. Silvestres.....</i>	<i>68</i>
<i>4.3.2. Domésticos e Peridomiciliares.....</i>	<i>72</i>
4.4. Diagnóstico da infecção pelo <i>T. cruzi</i>.....	73
<i>4.4.1. Parasitológico.....</i>	<i>73</i>
<i>4.4.2. Sorológico</i>	<i>73</i>
<i>4.4.2.1. Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI).....</i>	<i>73</i>
<i>4.4.2.2. Ensaio Imunoenzimático (ELISA).....</i>	<i>74</i>
<i>4.4.2.3. Teste Rápido DPP® (Dual Path Platform).....</i>	<i>75</i>
<i>4.4.3. Caracterização molecular – PCR Multiplex.....</i>	<i>75</i>
4.5. Caracterização da infestação por triatomíneos e infecção natural pelo <i>T. cruzi</i>	76
4.6. Identificação da fonte alimentar.....	77
<i>4.6.1. Amplificação do DNA (PCR).....</i>	<i>78</i>

4.6.2. <i>Purificação do DNA</i>	79
4.6.3. <i>Reação de Sequenciamento e Precipitação de DNA</i>	79
4.6.4. <i>Identificação das sequências</i>	80
4.7. <i>Aspectos éticos</i>	80
5. RESULTADOS	81
5.1. <i>Mamíferos domésticos e peridomésticos</i>	81
5.2. <i>Mamíferos silvestres</i>	86
5.3. <i>Infestação por triatomíneos e infecção pelo <i>T. cruzi</i></i>	93
6. DISCUSSÃO	95
6.1. <i>Limitações do estudo</i>	107
7. CONCLUSÕES	108
8. CONSIDERAÇÕES FINAIS	110
9. REFERÊNCIAS	112
APÊNDICES	133
ANEXOS	139

1. INTRODUÇÃO

1.1. Aspectos Históricos

A doença de Chagas, ou Tripanossomíase americana, é uma zoonose transmitida ao homem por meio do contato das fezes de insetos triatomíneos (Hemiptera: Reduviidae), com mucosas ou escoriações da pele, contaminadas por *Trypanosoma cruzi*, protozoário flagelado pertencente à ordem *Kinetoplastidae* e família *Tripanosomatidae* (CHAGAS, 1909; BARRETTO, 1979; FORATTINI, 1980; DIAS, 2000; SCHOFIELD, 2000).

Apesar de sua descrição ser relativamente recente (CHAGAS, 1909), achados paleontológicos, como múmias da região do Atacama (9.000 e 4.000 anos) (GUHL *et al.*, 1999; AUFDERHEIDE *et al.*, 2004), do cerrado brasileiro (7.000 anos) (LIMA *et al.*, 2007) e cerâmicas pré-colombianas (4.000 anos) (GUHL, *et al.*, 1999), indicam a ocorrência de casos humanos nas Américas há milhares de anos.

Os grandes deslocamentos e conquistas tecnológicas humanas, nos séculos XVIII e XIX, foram decisivos para a expansão, não só da doença de Chagas, mas de uma série de outras enfermidades para áreas latino-americanas, atingindo seu ápice de prevalência no segundo terço do século XX, quando se intensifica a migração rural-urbana e diversos países lançam seus primeiros programas de controle (DIAS; COURA, 1997; CARLIER *et al.*, 2002).

A doença de Chagas passou a ser considerada uma antropozoonose a partir de uma série de elementos bioecológicos (relação entre vetores, agente e reservatórios), fatores culturais (tipos de habitações e modo de vida) e socioeconômicos (ocupação de territórios e mercado), principalmente representados pela ação direta do homem sobre o ambiente, em que se destacam as relações de classe e trabalho (MARTINS, 1968; DIAS, 2000, NOIREAU *et al.*, 2009). Resultam da aproximação e colonização dos triatomíneos nas habitações humanas rurais de baixa qualidade e a utilização dos mamíferos ali presentes, incluindo o homem, como fonte de alimentação e, conseqüentemente, incorporados ao ciclo da enfermidade (DIAS; COURA, 1997; COURA, 2007; COURA; BORGES-PEREIRA, 2010).

A distribuição da zoonose acontece a partir do sul dos Estados Unidos à Patagônia, percorrendo 40°N a 45°S. Mais de 180 espécies de mamíferos domésticos, sinantrópicos e silvestres, principalmente roedores e marsupiais (NOIREAU *et al.*, 2009) e, aproximadamente, 100 espécies de triatomíneos, já foram descritas como partícipes do ciclo

de transmissão de *T. cruzi* (SILVEIRA; REZENDE, 1994; OPAS, 2006a). Considerada uma doença negligenciada pela Organização Mundial de Saúde, tem na pobreza seu pilar de sustentação, e é essa população marginalizada que mais sofre com a enfermidade (WHO, 2002; SCHMUNIS, 2007). Ainda é considerada um grave problema de saúde pública, que aflige milhares de pessoas, não só na América Latina (WHO, 2002; MILES, 2004; SCHMUNIS, 2007; GADELHA; ARAÚJO-JORGE, 2009).

A mudança das relações homem-natureza fez com que o perfil epidemiológico da doença de Chagas também se alterasse ao longo dos tempos (MONCAYO; SILVEIRA, 2009). De doença rural latino-americana, passou a ser um problema urbano, com a intensificação das migrações populacionais a partir da década de 1970 (SCHMUNIS, 2007; DIAS; COURA, 2009). E, com as migrações, o risco de transmissão por outros mecanismos, como o transfusional, por transplante de órgãos e congênito, exigiu uma nova organização e regulação dos sistemas de saúde, não só locais, mas atingindo países não endêmicos ao redor do mundo, passando, portanto, a ser uma doença globalizada, e, como tal, precisa de novos mecanismos de intervenção e controle (SCHMUNIS, 2007; DIAS, 2007; MONCAYO; SILVEIRA, 2009, BRASIL, 2011b).

1.2. Epidemiologia da doença de Chagas

1.2.1. Distribuição geográfica e prevalência

1.2.1.1. Doença de Chagas no mundo

Estima-se que existam cerca de 10 milhões de pessoas no mundo infectadas com *T. cruzi* e mais de 70 milhões em risco de se infectar na América Latina (WHO, 2010). É a terceira enfermidade tropical mais prevalente no planeta, responsabilizada por 14 mil mortes por ano (DNDi, 2009). O número de infectados chegou a estar próximo a 20 milhões no início da década de 1980, com 100 mil novos casos por ano (WHO, 2010; 2002), e uma incidência anual de 41.200 casos por via vetorial (OPAS, 2006b). A redução no surgimento de novos casos se deu principalmente pelo controle das duas principais modalidades de transmissão: a vetorial e a transfusional (WHO, 2010).

O Brasil foi o primeiro país a estruturar o controle vetorial da Doença de Chagas na década de 1970, a partir do êxito logrado pelo estado de São Paulo, servindo de referencial para os outros países americanos (SILVEIRA *et al.*, 2002).

Na busca de consolidar o controle vetorial da transmissão domiciliar pelo *Triatoma infestans* foi proposta a primeira das iniciativas internacionais, a do Cone Sul,

(INCOSUL) formada por Brasil, Argentina, Chile, Paraguai, Bolívia e Uruguai (Figura 1). Criada em 1991, com seguintes objetivos principais: 1) a eliminação de *T. infestans*; 2) redução e, se possível, eliminação de outras espécies de triatomíneos presentes nas mesmas áreas ocupadas por *T. infestans*; e 3) a redução e eliminação da transmissão transfusional pelo controle estrito dos serviços de hemoterapia e eficaz triagem de candidatos à doação de sangue. Salienta-se a participação do Peru no primeiro objetivo acima citado, mesmo não fazendo parte da iniciativa. Logo o primeiro objetivo foi substituído pelo da eliminação da transmissão da doença por *T. infestans*, ação mais facilmente demonstrável (SILVEIRA *et al.*, 2002).

O Uruguai foi o primeiro a alcançar essa meta, em 1997; seguido pelo Chile, em 1999; e Brasil, em 2006. Os outros países já atingiram algum sucesso, mas os Programas de Controle locais buscam forças para implementar suas ações, e, assim, lograr o mesmo êxito (SILVEIRA *et al.*, 2002). Em 1997, foram lançadas duas Iniciativas, a primeira chamada de Iniciativa dos Países Andinos (IPA), formada por Colômbia, Equador, Peru e Venezuela (WHO/TDR, 1998) (Figura 1) e a segunda chamada de Iniciativa dos Países da América Central (INPCA), em parceria com a Agência Internacional de Cooperação do Japão (JICA), tendo como membros El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicarágua e Panamá (WHO/TDR, 1998) (Figura 1). Ambas tiveram como objetivos a Interrupção da Transmissão Vetorial e Transfusional da Doença de Chagas, seguindo o modelo criado no INCOSUL, com sucesso na América Latina, mas poucos avanços nos Países Andinos (WHO/TDR, 1998).

A Iniciativa dos Países Amazônicos para a Vigilância e Prevenção da Doença de Chagas (AMCHA) foi criada em 2004, com o objetivo principal de evitar o estabelecimento da transmissão vetorial endêmica em larga escala na Região Amazônica. Os países que fazem parte dessa iniciativa são: Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana, Guiana Francesa, Peru, Suriname e Venezuela (ROJAS *et al.*, 2005) (Figura 1).

Figura 1 - Representação das Iniciativas para o Controle da Doença de Chagas nas Américas: INPCA (Iniciativa dos Países da América Central); IPA (Iniciativa dos Países Andinos); AMCHA (Iniciativa dos Países Amazônicos) e INCOSUL (Iniciativa do Cone Sul).



Fonte: Da autora

Independente da escala de sucesso alcançado por essas Iniciativas, o principal resultado é a redução da prevalência e da mortalidade por doença de Chagas (VINHAES; DIAS, 2000). Entre 1990-2001, a carga da doença diminuiu significativamente. O número de anos perdidos, ajustados para incapacidade (DALYs) por doença de Chagas, caiu de 2,8 milhões em 1990 para 867 mil em 2001 nos sete países do Cone Sul, uma redução de 78% (CARLIER *et al.*, 2002; SCHMUNIS, 2007; MONCAYO; SILVEIRA, 2009).

A migração de populações da América Latina para países desenvolvidos como os Estados Unidos acentuou-se por dificuldades econômicas e/ou políticas a partir da década de 1970, sendo a Europa, principalmente a Espanha, o principal destino dos latinos no final dos anos 1990. Com eles, migrou a infecção chagásica para áreas consideradas não endêmicas, enfatizando a doação de hemocomponentes e os transplantes como mecanismos de transmissão mais importantes. Isto demanda novas medidas para conhecimento, controle e prevenção dessa enfermidade, pois, além de não ser uma doença de transmissão natural autóctone, soma-se a dificuldade de identificar esses portadores, devido à ilegalidade e

diversidade dos imigrantes. A principal forma de conhecer a população chagásica nesses países é através da estimativa de prevalência em bancos de sangue em seus países de origem, correlacionados com inquéritos populacionais conhecidos (SCHMUNIS, 2007) (Tabela 1 e Figura 2).

Estima-se que há cerca de 300 mil pessoas infectadas nos Estados Unidos, 5.500 no Canadá, 80 mil na Europa, 3.000 no Japão e 1.500 na Austrália (Figuras 2 e 3) (SCHMUNIS, 2007; COURA; VIÑAS, 2010; SCHMUNIS; YADON, 2010). A doença de Chagas pode se tornar um problema de saúde global, com consequências graves para a saúde humana em longo prazo (SCHMUNIS; YADON, 2010; COURA; VIÑAS, 2010).

Tabela 1 - Número estimado de imigrantes legais e o potencial número de imigrantes infectados por *T. cruzi*, segundo período e país especificado.

País	Período dos dados	Nº de imigrantes legais	Nº estimado de infectados	Taxa por 1000
Austrália	2005-2006	65.225	1.067	16
Canadá	2001	131.135	1.218	9
Espanha	2003	241.866	5.125	25
EUA	1981-2005	7.200.000	56.028-357.205	8-50
	2000	5.600.000	33.193-336.097	6-59

Fonte: Adaptado de SCHMUNIS, 2007.

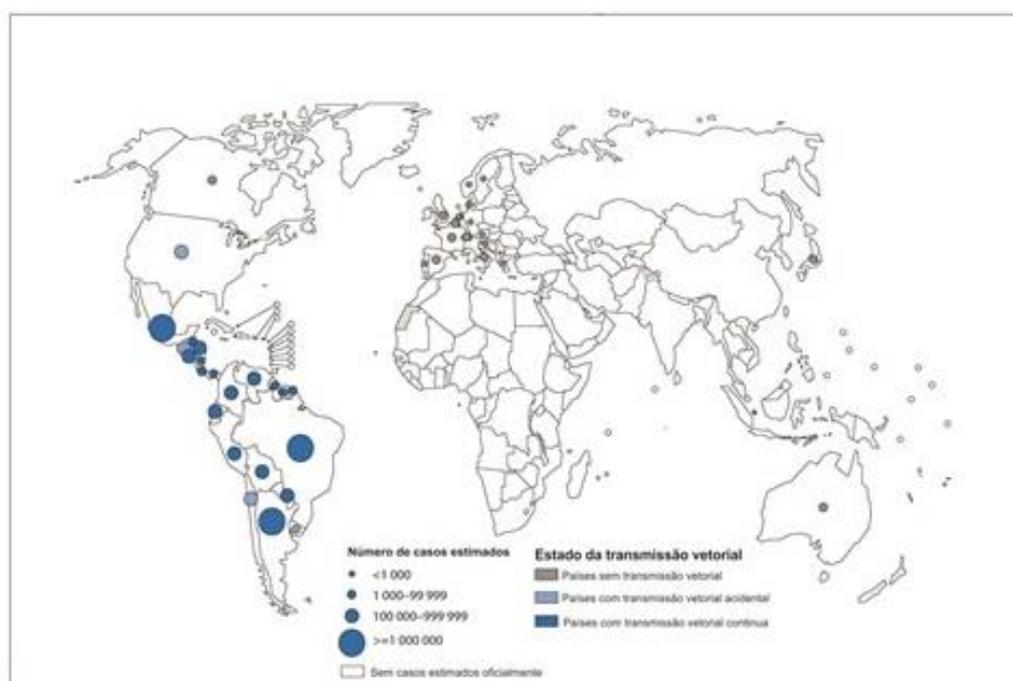
Figura 2 - Principais rotas migratórias internacionais de latino americanos.



Fonte: COURA; VIÑAS, 2010.

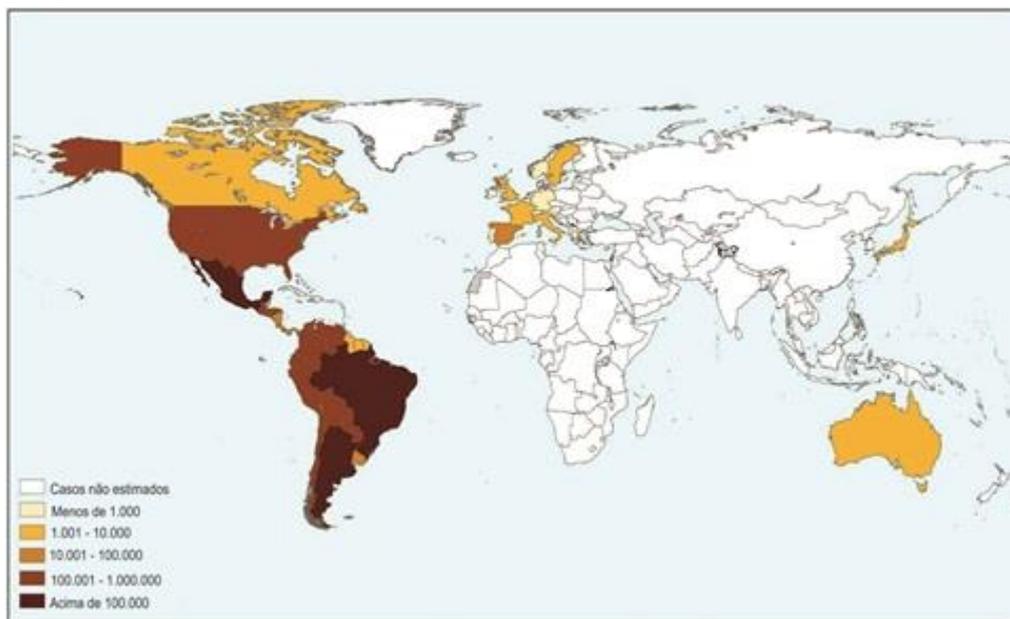
Devido à mobilidade populacional, casos agudos têm sido registrados em diversas regiões do mundo: Américas (Canadá e Estados Unidos da América), Pacífico Ocidental (principalmente Austrália e Japão) e Europa (principalmente Bélgica, França, Itália, Espanha Suíça e Reino Unido; mas também na Áustria, Croácia, Dinamarca, Alemanha, Luxemburgo, Países Baixos, Noruega, Portugal, Romênia e Suécia) (Figura 3) (WHO, 2010).

Figura 3 - Distribuição dos casos de infecção humana por *T. cruzi*, baseados em estimativas oficiais e condição da transmissão vetorial, em nível mundial, 2006-2009



Fonte: WHO, 2010

Figura 4 - População global estimada com infecção por *Trypanosoma cruzi*, 2009



Fonte: <http://www.doctorswithoutborders.org/events/symposiums/2009-dn-di-treat-chagas/background.cfm>

Portanto, países não endêmicos que recebem imigrantes de áreas de risco devem desenvolver políticas, principalmente de educação permanente, e unir forças para proteger os receptores de órgãos (a integridade do fornecimento de hemocomponentes) e realizar a prevenção secundária da doença de Chagas por transmissão congênita.

A fim de superar a complexa transição epidemiológica em que vive o controle da doença de Chagas, a OMS aprovou, em 2007, a Rede Global para Eliminação da Doença de Chagas (GNChE), primeira reunião mundial sobre a doença em Genebra (Suíça) (SCHMUNIS, 2007; GADELHA; ARAÚJO-JORGE, 2009).

1.2.1.2. Doença de Chagas no Brasil

A descoberta da doença de Chagas, em 1909, não foi sinônimo de início de busca de melhoria para a população atingida. O próprio Carlos Chagas buscou mobilizar médicos e políticos sobre o problema que eram as endemias rurais em nosso país, defendendo a urgência para combatê-las. Essa ideia norteou o movimento sanitarista, que, entre 1916 e 1920, preconizou que o atraso do país não se devia ao clima ou à sua composição racial, mas às péssimas condições de saúde das populações rurais e ao descaso do poder público diante dessa situação (KROPF; MASSARANI, 2009), limitando seu

controle a iniciativas pontuais em identificar populações acometidas, bem como seu manejo.

Somente na década de 1940, com a descoberta da ação dos inseticidas clorados contra os triatomíneos e as modificações nas condições de moradia realizadas por Emanuel Dias, José Pellegrino e Mário Pinotti, em Bambuí (MG), que os primeiros alicerces para o controle vetorial foram criados (DIAS *et al.*, 2008).

Desde essa época, o controle do triatomíneo domiciliado era o principal objetivo das estratégias que estavam sendo desenvolvidas para evitar transmissão da doença de Chagas. Inseticidas clorados como hexaclorociclohexano (BHC), alguns fosforados (diazin® e malathion®) e mesmo os carbamatos (propoxur® e bendiocarb®) foram bem eficazes (DIAS *et al.*, 2008).

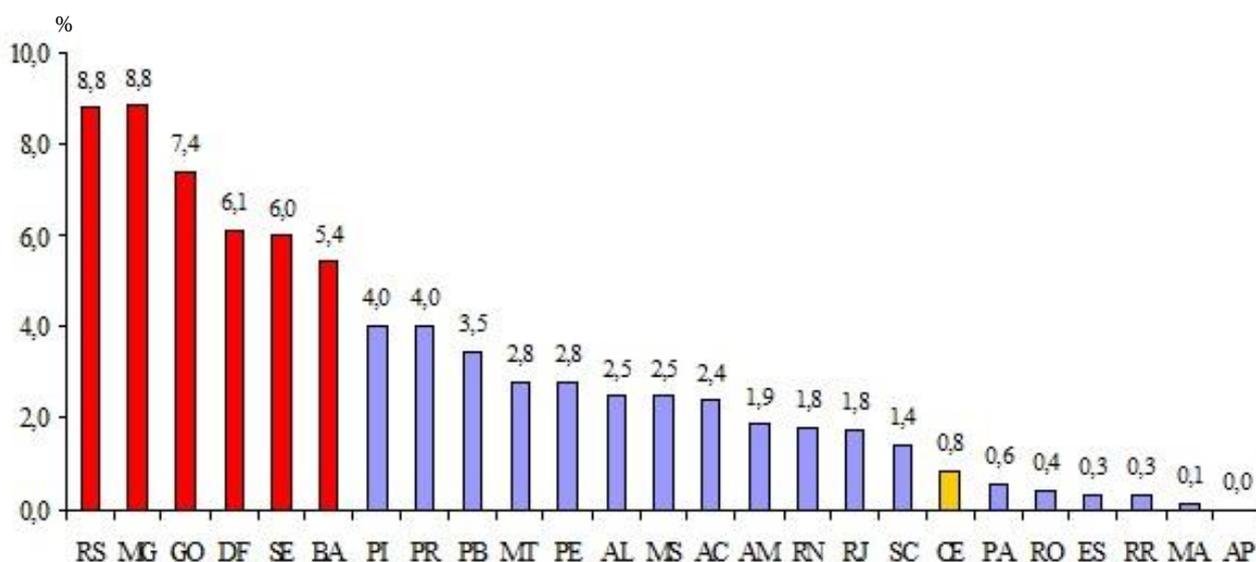
O município de Bambuí (MG) (anos 1950 e 1960) e o estado de São Paulo (anos 1960 e 1970) colocaram em prática, com sucesso, a “luta anti-triatomínica”, baseada na desinsetização extensiva e regular com BHC das cafuas, ora infestada por *T. infestans*, principal espécie vetora da doença de Chagas e responsável por mais de 80% das transmissões. Este modelo foi copiado e institucionalizado para as áreas de risco do país e outras regiões endêmicas da América Latina, a partir da década de 1970 (DIAS, 2009a).

De início, ainda sem reconhecimento de importância de saúde pública, o controle da doença de Chagas fazia parte, ao lado de outras doenças endêmicas “menores” de uma Divisão de Organização Sanitária (1955 – 1970) (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011). Com a reestruturação do Ministério da Saúde em 1970, a Superintendência de Campanhas de Saúde Pública (SUCAM) englobou todas as endemias rurais, e a doença de Chagas passou a ter a importância de Divisão Nacional, na mesma posição hierárquica de outras doenças transmitidas por vetores que já eram consideradas prioritárias, como a malária, peste, varíola, por exemplo (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011).

Em 1975 foi iniciado o inquérito de soroprevalência da infecção na população humana, contemplando todas as faixas etárias da população e incluindo aproximadamente 1.800.000 amostras em 24 estados. A partir dos resultados deste inquérito somados a um entomológico, delimitou-se a área de risco de transmissão para o país, na qual foi implantada a rotina de operações do programa nacional, com os seguintes resultados: a área com risco de transmissão vetorial correspondia a 36% do território nacional, com triatomíneos domiciliares em 2.493 municípios, distribuídos em 18 estados (Figuras 5 e 6); mais de 42 espécies de triatomíneos catalogadas no Brasil, trinta estavam presentes no

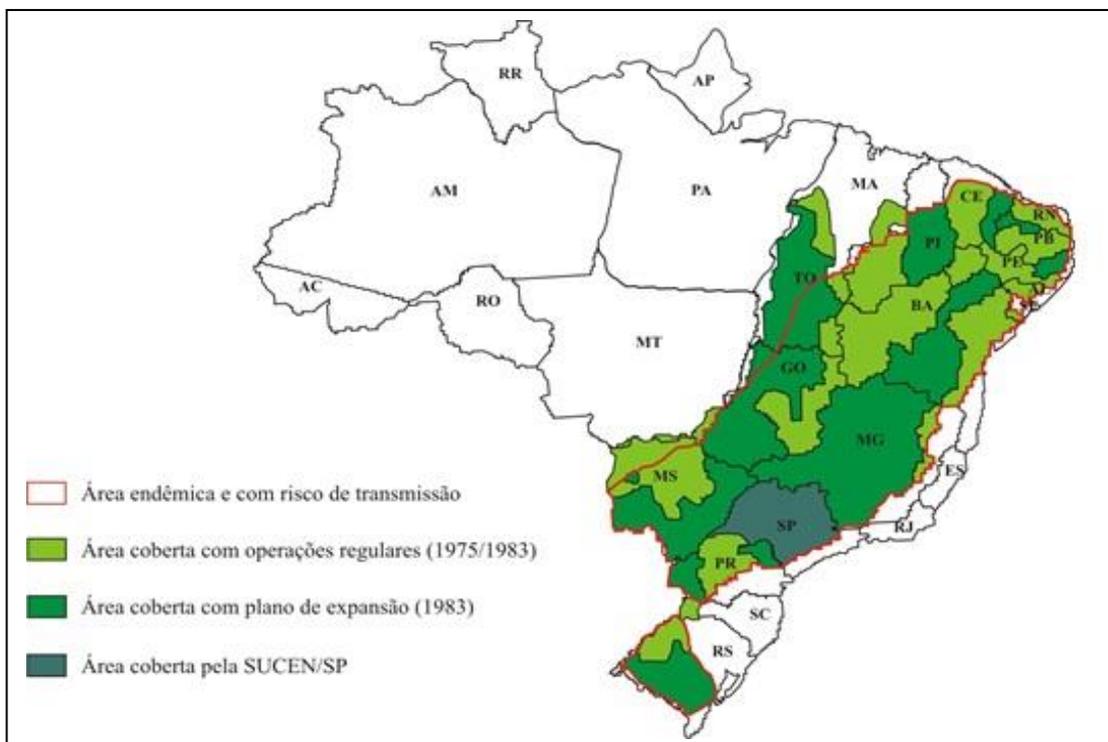
ambiente humano, mas pelo menos cinco destas tinham participação direta na transmissão domiciliar da doença: *Triatoma infestans*, *Triatoma brasiliensis*, *Triatoma pseudomaculata*, *Triatoma sordida* e *Panstrongylus megistus* (Tabela 2); 711 municípios de 11 estados eram positivos para a principal espécie vetora, o *T. infestans*; a prevalência da infecção chagásica na população rural era, então, de 4,4%, com mais altos coeficientes em Minas Gerais (8,8%), Rio Grande do Sul (8,8%), Goiás (7,4%) e Bahia (5,4%) (Figura 5 e Tabela 3), correspondendo a 6,5 milhões de indivíduos infectados, revelando que a prevalência da doença de Chagas no Brasil está relacionada à existência de bolsões com intensidades de transmissão variável, conforme graus de infestação domiciliar e condições socioeconômicas da população (SILVEIRA *et al.*, 2002; SILVEIRA *et al.*, 2011). No estado do Ceará, a prevalência total foi 0,85%, com variações regionais expressivas, com mínima de zero e máxima acima de 8% no Baixo Jaguaribe (CAMARGO *et al.*, 1984). Em diversos estudos realizados entre 1942-1967, por Alencar, em vários municípios, mostraram prevalências humanas variando de 8,5% em Quixadá a 40,7% em Crato, com média estadual de 15% (ALENCAR, 1987). Outros inquéritos de prevalência realizados até 1984 mostraram que a infecção humana no Ceará vinha diminuindo progressivamente, com taxa global acima de 1% (ALENCAR, 1987).

Figura 5 - Estimativa de prevalência da infecção chagásica. Distribuição por estado. Inquérito Sorológico Nacional. Brasil. 1975-1980.



Fonte: Adaptado de SILVEIRA *et al.*, 2002.

Figura 6 - Delimitação da área de risco de transmissão vetorial da doença de Chagas no Brasil, a partir do inquérito de 1975-1983, e período de implantação do programa de controle.



Fonte: SILVEIRA; DIAS, 2011.

Tabela 2 - Número de exemplares de triatomíneos capturados, examinados, positivos para *Trypanosoma cruzi* e taxas de infecção natural nos levantamentos entomológicos de base (Inquérito Triatomínico). Distribuição por espécie. Brasil. 1975–1983.

Gênero e espécie	Nº de Exemplares			
	Capturados	Examinados	Positivos	Positividade (%)
<i>Triatoma sordida</i>	189.260	97.595	2.222	2,3
<i>Triatoma infestans</i>	162.136	92.551	8.079	8,7
<i>Panstrongylus megistus</i>	149.248	114.155	3.988	3,5
<i>Triatoma pseudomaculata</i>	125.634	85.950	1.481	1,7
<i>Triatoma brasiliensis</i>	99.845	57.983	3.904	6,7
Outras	26.900	22.523	55	0,2
Total	753.023	470.757	19.729	4,2

Fonte: SILVEIRA *et al.*, 2002.

O PCDCCh foi expandido a toda a região delimitada como endêmica nos inquéritos acima citados até 1983, à custa do recurso financeiro do governo federal, denominado Fundo de Investimento Social (FINSOCIAL), e assim continuando com esse nível de atuação até 1986 e 1987, quando surgiram as primeiras epidemias de dengue e as crescentes discussões de processo de descentralização das ações de prevenção e controle de doenças no Brasil (1996 – 2000) (DIAS, 2002).

Na década de 1990, os estados passam a ter uma oscilação no grau de cobertura efetiva entre 10 a 100% das ações programadas de controle vetorial. As principais causas, além do progressivo esvaziamento da SUCAM/FUNASA, a não reposição de pessoal, descentralização da força de trabalho e desvio de recursos para outros setores e programas, foram as programações superestimadas que conseqüentemente atingiram baixos níveis de cobertura e falta de inseticida em 1993 e 1994 que comprometeu as atividades de borrifação (DIAS, 2002).

O segundo inquérito nacional foi proposto para avaliar os avanços no controle da transmissão vetorial e transfusional nas novas gerações. Este inquérito sorológico foi realizado no âmbito escolar, com crianças de 7 a 14 anos, na década de 1990, com a participação de 17 estados e o Distrito Federal, com aproximadamente 236.788 amostras e prevalência nacional de 0,14. No Ceará, a prevalência registrada foi de 0,02% (SILVEIRA *et al.*, 1994). Tauá realizou o inquérito entre 1991 e 1993 com 1.732 amostras, sem reações positivas (BRASIL, 1996).

O inquérito soropidemiológico realizado em Independência (CE) em 1997 revelou prevalência global de 5,7% de infecção. A faixa etária de 0-10 anos teve resultado de 0,8% (5/657), taxas que aumentaram conforme a progressão das faixas etárias até 12,6% (56/460) nas pessoas acima de 50 anos (DIOTAIUTI *et al.*, 2000).

Ainda no início da década de 1990 foi formada a Iniciativa dos Países do Cone Sul para o controle da doença de Chagas acima citada que, de algum modo, contribuiu para que fosse preservada a doença de Chagas como prioridade entre os problemas de Saúde no Brasil (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011).

O processo de descentralização das ações de prevenção e controle de doenças no Brasil foi concretamente efetivado a partir do ano de 2000, com a publicação da Portaria do Ministério da Saúde 1399 de dezembro de 1999, que definiu e regulamentou as responsabilidades de cada uma das esferas de governo nessa área e estabeleceu o mecanismo de financiamento, na modalidade fundo a fundo (direto do Fundo Nacional de Saúde para o Fundo Municipal de Saúde) (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011).

A descentralização das ações de saúde se mostra como um importante caminho que beneficia diretamente a população, dando-lhe rapidez, integralidade e eficiência, conforme postulados do Sistema Único de Saúde (SUS) e a Lei Orgânica da Saúde do nosso país (DIAS, 2000). No entanto, esses fatores dependem da organização, disponibilidade competência e mecanismos de sustentabilidade dos municípios (BRASIL, 1982).

Com a descentralização, mudanças estruturais de coordenação e execução das ações de controle de doenças transmitidas por vetores eram essenciais, começando pelo gestor maior, a Fundação Nacional de Saúde (FUNASA), que teve concentrado no Centro Nacional de Epidemiologia (CENEPI) as atribuições de gestão do sistema nacional de Vigilância em Saúde, normatizando, fornecendo insumos estratégicos e gerindo os sistemas de informação epidemiológica (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011).

Em 2003, o Ministério da Saúde passa por novas reestruturações onde o CENEPI foi extinto e criada a Secretaria de Vigilância a Saúde (SVS) para atender o novo perfil demográfico da população brasileira e a globalização, num processo de ampliação dos objetos da vigilância (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011).

Depois disso, com a progressiva descentralização operativa do programa, e o nível nacional tendo assumido como funções que lhe seriam próprias: a normalização, seguimento, avaliação e cooperação técnica a estados e municípios. O Programa de Controle da Doença de Chagas (PCDCh) foi incluído na Gerência Técnica em Coordenação, que reúne um grupo de doenças epidemiologicamente similares, não só pelo mecanismo de transmissão (vetorial), mas também pela origem ancestral (SILVEIRA; PIMENTA JÚNIOR, 2011).

Aos municípios cabem a execução das ações de controle vetorial, aos estados o suporte técnico, supervisão e avaliação das atividades desenvolvidas. O estímulo externo passa a ser essencial, sobretudo os trabalhos de avaliação e supervisão, pois o repasse de conceitos, a definição de procedimentos, dá mobilidade entre os níveis do Sistema de Saúde e orienta a execução dos serviços (BRASIL, 1982).

Para Coura e Dias (2009), o desafio do controle da doença de Chagas consiste no equacionamento de aspectos técnicos e político-administrativos de um sistema permanente e sustentável de vigilância epidemiológica, com características de descentralização, constante supervisão e ampla participação comunitária.

Segundo Villela *et al.* (2007), para Minas Gerais e para o Brasil, os desafios de manutenção e aprimoramento do PCDCh após a descentralização são ainda maiores, sendo que muitos municípios ainda não estão preparados para tais funções. A otimização da

vigilância tem natureza complexa e requer imediata e profunda revisão pelos três níveis de governo. Na consolidação do PCDCh, o processo de descentralização parece politicamente irreversível, mas pode e deve ser tecnicamente viável, na dependência de aprimoramentos administrativos em sua estrutura, e de real vontade política dos governantes.

Em meio ao processo de descentralização foi realizado o último Inquérito da Soroprevalência da Infecção Chagásica (INSIC) entre 2001 e 2008, em crianças de 0 a 5 anos incompletos, com a participação de 26 estados e 104.954 amostras. O resultado demonstrou uma prevalência de 0,03%, com especial ênfase à transmissão congênita de 0,02%. No Ceará foram realizadas 9.797 amostras em 73 municípios, com dois casos confirmados (0,02%), e provavelmente ocorridos via vetorial em áreas infestadas por *T. brasiliensis* (OSTERMAYER *et al.*, 2011). Em Tauá foram coletadas 231 (2,36% do total de amostras) sem positividade. A tabela 3 mostra os resultados dos três inquéritos acima citados, onde é possível observarmos a redução no número de casos da doença, como a baixa importância da transmissão congênita em nosso país, a julgar pelas baixíssimas prevalências detectadas entre as crianças, de uma forma geral (SILVEIRA *et al.*, 2002; OSTERMAYER *et al.*, 2011).

Tabela 3 - Descrição dos resultados do inquérito sorológico nacional geral (1975–1980), inquérito sorológico em escolares de 7 a 14 anos (1989–1999) e de crianças de 0 a 5 anos (2001–2008).

Unidades da Federação	Prevalência		
	1975 / 80	1989 / 99	2001 / 08
Acre	2,39	*	0,09
Alagoas	2,48	0,00	0,08
Amapá	0,00	*	0,00
Amazonas	1,88	*	0,06
Bahia	5,44	0,03	0,01
Ceará	0,84	0,02	0,02
Distrito Federal	6,10	0,00	0,00
Espírito Santo	0,30	0,00	0,00
Goiás	7,40	0,45	0,00
Maranhão	0,19	0,00	0,00
Mato Grosso	2,82	0,00	0,00
Mato Grosso do Sul	2,46	0,05	0,00
Minas Gerais	8,85	0,07	0,03
Pará	0,56	*	0,00
Paraíba	3,48	0,16	0,07
Paraná	4,00	0,03	0,06
Pernambuco	2,79	0,07	0,01
Piauí	4,04	0,04	0,06
Rio de Janeiro	1,75	*	*
Rio Grande do Norte	1,78	0,20	0,06
Rio Grande do Sul	8,84	0,70	0,26
Santa Catarina	1,39	*	0,00
Rondônia	0,41	*	0,00
Roraima	0,31	*	0,00
Sergipe	5,97	0,19	0,00
Tocantins	**	0,00	0,00
Total	4,42	0,14	0,03

Fonte: Adaptado de SILVEIRA *et al.*, 2002; OSTERMAYER *et al.*, 2011.

* Não participou do inquérito;

** Não existia enquanto Unidade Federada.

Em junho de 2006, o Brasil, após consolidar os objetivos traçados pela Iniciativa do Cone Sul (INCOSUL) recebeu, da OPAS/OMS, a Certificação Internacional de Interrupção da Transmissão Vetorial da Doença de Chagas pelo *T. infestans* e a Interrupção da Transmissão pela via Transfusional (OPAS, 2006; SILVEIRA, 2011). Essa conquista, absolutamente, não atende a todas as necessidades da vigilância e controle da doença de Chagas, principalmente em áreas como o Ceará, que nunca teve registro da presença desse vetor. Pelo contrário, a interpretação errônea por parte dos gestores, da

imprensa e até mesmo por pesquisadores, comprometeu a integridade e continuidade das ações de vigilância, por acharem que não mais existe a doença em nosso meio (SILVEIRA, 2011; RAMOS; CARVALHO, 2001).

A re-introdução do *T. infestans* a níveis de infestação encontrados na década de 1970-1990 (SILVEIRA, 2011) é considerada improvável, mas surge, daí, a preocupação dos que militam nessa área, já que, por repetidas vezes, é encontrada, por parte principalmente dos gestores, a falsa crença de que o “problema doença de Chagas” esteja resolvido, quando não é verdade, pela diversidade de ecótopos, espécies vetoras e complexidade da evolução das sociedades em que está inserida, aliado ao processo de descentralização das vigilâncias para os níveis estaduais e municipais. Em algumas áreas, é observada uma completa desestruturação das ações de controle vetorial (RAMOS; CARVALHO, 2001). Portanto, deve-se lembrar que, como doença enzoótica, não é passível de erradicação, uma vez que infecções acidentais podem ocorrer (SILVEIRA; VINHAES, 1999), a eliminação depende da manutenção das atividades de controle da doença por tempo indefinido; e que o principal objetivo da vigilância é a redução da incidência a níveis tão baixos que a doença deixe de ser problema de saúde pública (TAUIL, 1998).

No Brasil, sugere-se a existência hoje de 2 a 3 milhões de infectados, predominando casos crônicos decorrentes de infecções antigas, dos quais cerca de 60% estariam em áreas urbanas, repercutindo, ainda, um elevado impacto social, previdenciário e assistencial (DIAS; MACÊDO, 2005). A perda por ausência ao trabalho é de no mínimo 75.000 trabalhadores/ano, representando US\$ 5.625.000/ano (CARLIER *et al.*, 2002).

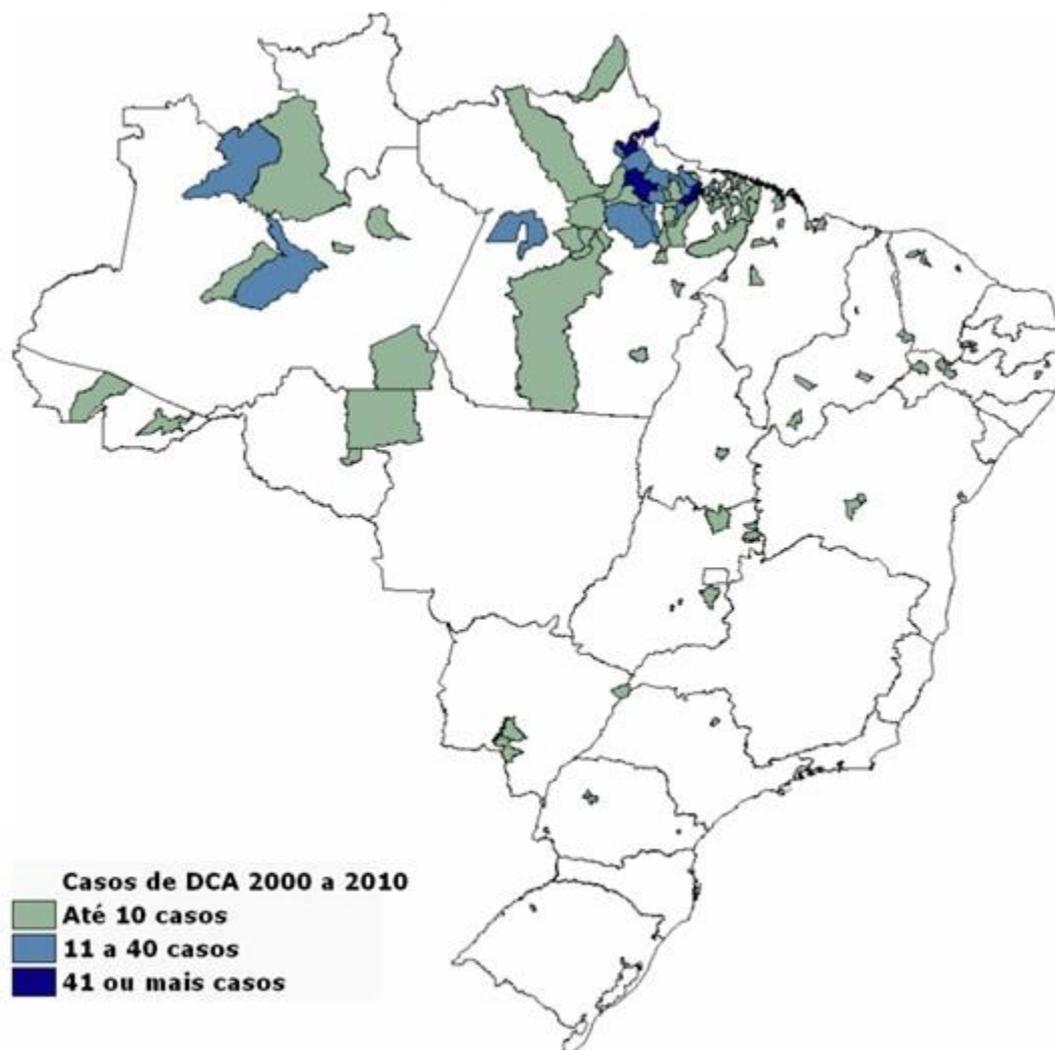
No Ceará, os municípios do Baixo Jaguaribe que fazem parte da área de implantação do PCDCh e juntamente com os do Sertão dos Inhamuns são os principais responsáveis, até os dias atuais, pela alta demanda de atenção dos serviços de saúde aos pacientes crônicos da doença de Chagas no Ambulatório do Hospital Universitário Walter Cantídio da Universidade Federal do Ceará (HUWC / UFC) e do Hospital do Coração em Fortaleza (OLIVEIRA, M. F. comunicação pessoal).

Do ponto de vista social e econômico, o controle da transmissão da doença de Chagas é altamente impactante, não somente por possibilitar a eliminação de um agravo de grande importância humana, mas também por representar enorme retorno financeiro aos investimentos realizados: em termos de economia com atenção médica e previdenciária, de um lado; e da recuperação de dias de trabalho perdidos por morte precoce ou absenteísmo, de outro (SCHOFIELD; DIAS, 1991; SCHMUNIS, 1999).

Os mecanismos considerados primários para transmissão da doença de Chagas se tornaram mais aparentes nos últimos anos no Brasil. O perfil epidemiológico da doença tem apresentado um novo cenário, com a ocorrência de casos e surtos na Amazônia Legal, por transmissão vetorial extradomiciliar ou domiciliar por visitação e a transmissão oral, onde a participação do homem torna-se acidental (SILVEIRA, 2011). Com isso, evidencia-se uma área que, até então, não era considerada prioritária. E, com ela, surge a necessidade de novas estratégias de vigilância, buscando aliar os conhecimentos e estruturas locais de saúde à identificação e mapeamento de marcadores ambientais. A partir do reconhecimento dos ecótopos preferenciais das diferentes espécies de vetores prevalentes e na investigação de situações em que há evidências ou suspeita de domiciliação de alguns deles (BRASIL, 2011), propõe-se a determinação mais precisa possível do risco de fato existente, em cada área, ou município, e a definição de ações de vigilância e controle que sejam a ele proporcionais (SILVEIRA, 2011).

No período de 2000 a 2010 foram registrados no Brasil 1.086 casos de doença de Chagas Aguda (DCA). Destes, 70% (765/1.086) foram por transmissão oral, 7% por transmissão vetorial (80/1.086) e em 22% (234/1.086) não foi identificada a forma de transmissão. A figura 6 mostra os locais de ocorrência dos casos de DCA no Brasil, de 2000 a 2010 (BRASIL, 2011). No Ceará ocorreram dois episódios, em 2006 com oito casos confirmados por transmissão oral no município de Redenção (CAVALCANTI, *et al*, 2009) e um caso por transmissão vetorial num bairro da periferia de Sobral (dados não publicados).

Figura 7 - Casos de doença de Chagas aguda. Brasil, 2000-2010.



Fonte: Sinan – SVS / MS.

Diante do contexto, busca-se traçar o perfil epidemiológico atual da doença de Chagas no Brasil, onde a redução das atividades de pesquisa entomológica e a falta de priorização das ações de controle por parte dos governos se contrapõem à necessidade da assistência a pessoas com doença de Chagas crônica e a alteração dos padrões epidemiológicos clássicos de sua transmissão. Leva-se a inferir que a vontade política, os programas de controle sustentáveis e os conhecimentos técnicos serão os alicerces para que não haja um progressivo restabelecimento da transmissão ativa de focos, envolvendo a recuperação da população de vetores autóctones de importância epidemiológica conhecida, como os silvestres (VINHAES; DIAS, 2000; DIAS, 2009b). Ou seja, os novos desafios a enfrentar em relação à doença de Chagas incluem: a) a necessidade de se preservar os níveis de controle alcançados; b) o desenvolvimento de novas tecnologias e métodos de vigilância e controle que permitam reduzir os riscos de ocorrência de casos associados à transmissão

enzoótica; e c) a garantia de adequada atenção aos infectados e enfermos crônicos de doença de Chagas (SILVEIRA, 2011).

1.2.1.3. A doença de Chagas no Ceará

O conhecimento dos aspectos ecológicos da doença de Chagas no estado do Ceará, bem como a história das ações inicialmente desenvolvidas na sua epidemiologia e controle, confunde-se com a vida do Dr. Joaquim Eduardo de Alencar e da criação da Faculdade de Medicina do Ceará, do Instituto de Medicina Preventiva (IMEP) e do Departamento de Patologia e Medicina Legal, colaboradores diretos do DNERu e SUCAM (ALENCAR, 1965; 1987).

Em 1921, Gavião Gonzaga verificou, pela primeira vez no Cariri e em Quixadá, a presença de triatomíneos infectados no Ceará, mas, somente em 1942 foram diagnosticados os primeiros casos, também no Cariri (ALENCAR, 1965; MACHADO, 1952). A partir de então, vários estudos foram pretendidos e realizados ao longo das décadas por diversos pesquisadores, até a instituição oficial da Campanha de Controle da Doença de Chagas (CCDCh), em 1975. Os dados disponíveis subsidiaram inclusive a indicação dos primeiros municípios para implantação das atividades regulares de controle (ALENCAR, 1987; SILVA, 2004a).

O Serviço Nacional da Malária, em 1951, promoveu pesquisa em vinte municípios das regiões Noroeste, Sertões, Jaguaribe, Cento-Sul, Sul e Metropolitana, visando levantar a distribuição dos triatomíneos domiciliados em nosso estado. Já naquela ocasião, a predominância era de *T. brasiliensis*, *T. pseudomaculata* e *Panstrongylus megistus*, com infecções naturais superiores a 7% (SILVA, 2004a).

Alencar e Sherlock (1962) descreveram a fauna triatomínica no estado, encontrando *T. brasiliensis* (64 municípios), *T. maculata* (42 municípios, depois reconhecido como *T. pseudomaculata*), *P. megistus* (32 municípios), *P. lutzi* (15 municípios) e *R. nasutus* (10 municípios), concluindo que o *T. brasiliensis* era a mais prevalente e mais domiciliada.

A institucionalização da CCDCh ocorreu em 1975 pela SUCAM, inicialmente em oito municípios da região do Vale do Jaguaribe, região de destaque epidemiológico nas pesquisas realizadas até então, registrando inclusive infecções humanas acima de 11%, no município de Russas (1959), seguindo a mesma metodologia das outras áreas consideradas de risco para a transmissão da enfermidade no Brasil (ALENCAR, 1987; DIAS, 2000).

O primeiro inquérito de soroprevalência da infecção na população humana (1975-1981) encontrou baixo coeficiente de prevalência (0,85%), com uma estimativa de 42.304 pessoas infectadas por *T. cruzi* (CAMARGO *et al.*, 1984). Segundo Camargo (1984), estes dados podem ter sido afetados pelo longo período de acondicionamento das amostras. No inquérito entomológico inicial (1975-1983) foram capturadas as espécies: *T. brasiliensis*, *T. pseudomaculata*, *R. nasutus*, *P. megistus* e *P. lutzii* (SILVEIRA *et al.*, 1984; ALENCAR, 1987; SILVEIRA, 2000). O processo de expansão para todo o estado ocorreu a partir de 1983, com recursos do FINSOCIAL e do Ministério da Saúde. Em 1986 e 1987 aconteceram os primeiros surtos de Dengue, ocasião em que ocorreu baixa cobertura do PCDCh, devido a desvio de servidores (DIAS, 2000; OLIVEIRA-LIMA, 2000). Com a implantação do Programa de Combate à Dengue (PCDEN), em 1989, realizou-se o inquérito sorológico em escolares de 7 a 14 anos, com participação de 33 municípios e 38.429 amostras, nove delas reagentes (0,02%) (SILVEIRA *et al.*, 2002). De 2002 a 2005, o estado realizou o INSIC, com a participação de 71 municípios e quase 10.000 amostras coletadas, registrando prevalência de 0,02% (OSTERMAYER *et al.*, 2011).

Em inquérito realizado na tribo indígena Pitaguary (Maracanaú) pela Secretaria da Saúde do Estado em parceria com este município em 2009, 152 amostras foram processadas, com idades de 0 – 72 anos e média de 25 anos, sem sororeagentes (dados não publicados).

No município de Redenção (CE), local onde ocorreu um surto de doença de Chagas por transmissão oral em 2006, foi realizado pela Secretaria da Saúde do Estado em parceria com o município, um inquérito populacional em uma localidade onde as pessoas encaminhavam sucessivamente insetos que estavam parasitados por *T. cruzi*. Esse estudo ocorreu em 2011, e contou 163 participantes, com idades de 0 – 90 anos e mediana de 33, apenas uma senhora de 67 anos foi considerada sororeagente (0,6%) (dados não publicados).

Lima *et al.* (2012) realizou inquérito em comunidade rural do município de Jaguaruana com 1.076 amostras e 13 positivas (1,2%), todos os indivíduos acima de 30 anos.

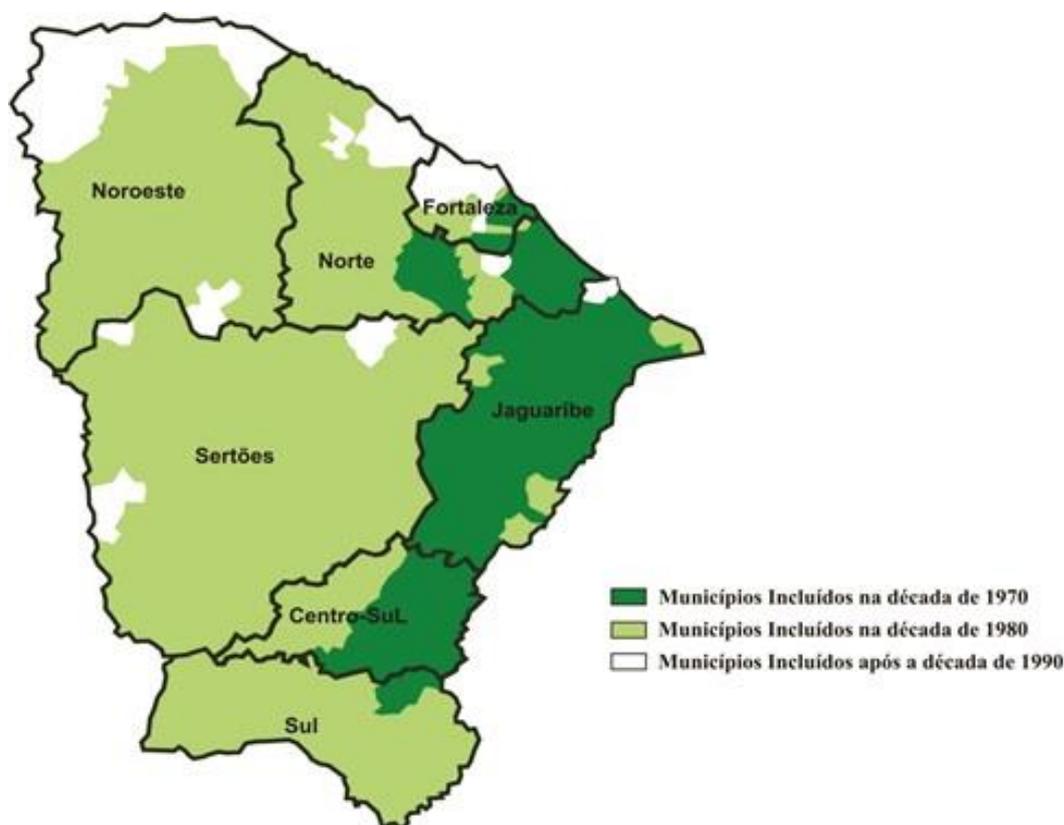
O embrião da municipalização das ações de controle teve seu início na década de 1990, com a celebração de convênios entre a Fundação Nacional de Saúde (FUNASA) e os municípios, a princípio sem repasse de recursos (1990-1993), mas, logo em seguida, estes já o faziam (1994-1997). Graças à liberação de um desses convênios, no segundo semestre de 2000, que as ações de controle tiveram sua continuidade garantida nos

municípios, mesmo com o processo de descentralização acontecendo (VINHAES; DIAS, 1998; SILVA, 2004a).

No estado do Ceará, a certificação dos municípios ocorreu de forma gradual, podendo ser preservada a continuidade das ações de vigilância e controle da doença de Chagas, e os arquivos com os indicadores históricos do PCDCh. Dentro da Secretaria de Saúde do Estado, o controle vetorial organizou-se juntamente com as outras endemias transmitidas por vetores, separada da vigilância epidemiológica, mas pertencendo a mesma Coordenadoria, incorporando muitos dos funcionários da FUNASA, dando continuidade as ações vetoriais desenvolvidas e incorporando as novas atribuições relacionadas às vigilâncias, principalmente as de gestão, orientação, normatização, assessoria técnica, capacitação, parcerias com o hemocentro regional, laboratório central de saúde pública e intercâmbio com instituições de ensino e pesquisa, dentre outras.

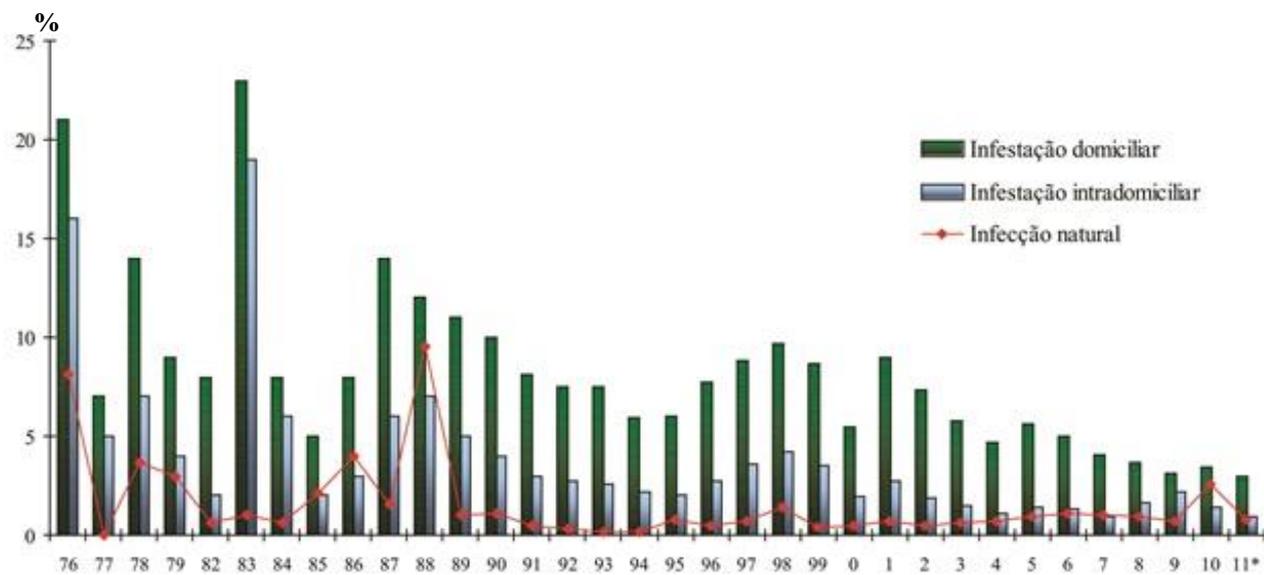
Mostramos nas figuras 8 a 9 alguns dados históricos do Programa de Controle da Doença no Ceará.

Figura 8 - Período de inclusão dos municípios cearenses no Programa de Controle da Doença de Chagas



Fonte: Adaptado de SILVA, 2004a.

Figura 9 - Série histórica das infestações domiciliares e intradomiciliares por triatomíneos e infecção natural por *T. cruzi* no Ceará, de 1976-2011*



Fonte: SUCAM / FNS / SES-CE.

1.3. *Trypanosoma cruzi*

Dentre os parasitas, o *T. cruzi* é um dos organismos de maior sucesso adaptativo, apresentando grande heterogeneidade de comportamento biológico como, por exemplo, diferentes graus de virulência para animais experimentais e humanos, variações na sensibilidade a drogas e tropismo tissular, possuindo mais de 100 espécies de mamíferos como hospedeiros (BRENER, 1973; DEVERA *et al.*, 2003; GARCIA *et al.*, 2007). O ciclo do *T. cruzi* possui duas fases distintas, uma no tubo digestivo dos triatomíneos, insetos vetores pertencentes à família Reduviidae, subfamília Triatominae, e outra no hospedeiro vertebrado. Sua replicação se dá por divisão binária, ocorrendo nas formas epimastigotas presentes no tubo digestivo do vetor e nas formas amastigotas observadas no interior das células de mamíferos. As formas infectantes e que não se replicam, os tripomastigotas metacíclicos, são encontrados nas fezes e urina do triatomíneo e os tripomastigotas circulantes no sangue de mamíferos (REY, 2008; COURA, 2008).

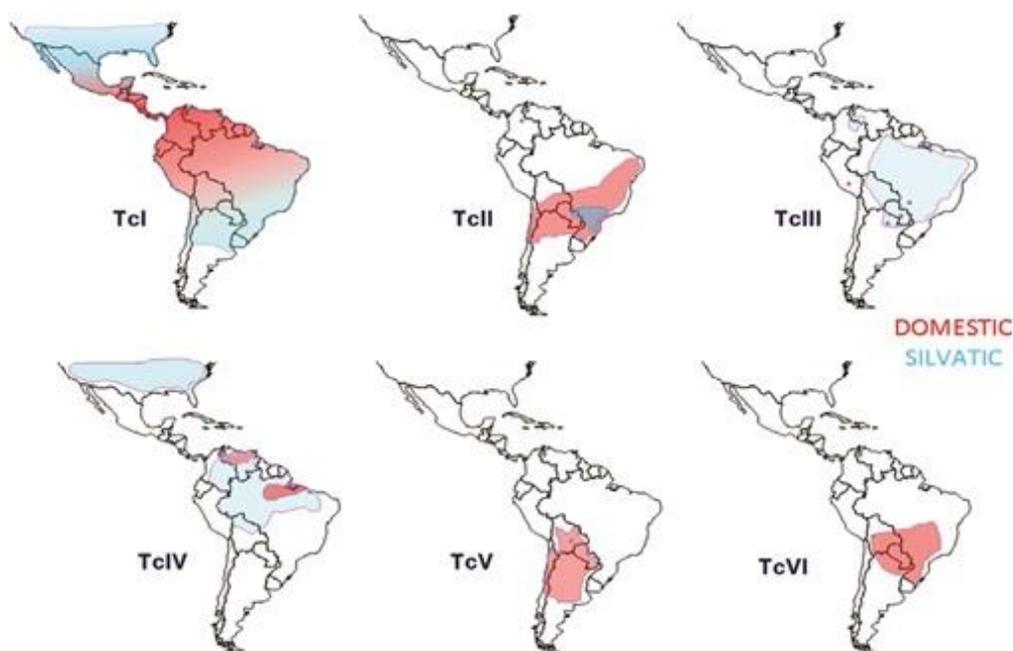
A transmissão do *T. cruzi* ao homem ocorre através da deposição de fezes e urina do triatomíneo infectado sobre a pele lesionada e/ou mucosas do hospedeiro no momento do repasto sanguíneo. Os tripomastigotas metacíclicos invadem diversos tipos de células do hospedeiro, transformam-se em amastigotas, se multiplicam e se diferenciam em tripomastigotas, que rompem as células infectadas e são liberados no meio extracelular. Estas formas podem invadir novas células localizadas no sítio de infecção, mas podem também cair na corrente circulatória e atingir todos os tecidos do hospedeiro, invadindo um grande número de células. O processo descrito e os tecidos mais infectados variam de acordo com a cepa do *T. cruzi* e o animal infectado, podendo a infecção ser rápida ou em outros casos só ser detectada muito tempo após a infecção inicial (TANOWITZ *et al.*, 1992; REY, 2008; COURA, 2008).

A heterogeneidade do *T. cruzi* é demonstrada através da caracterização genética de suas populações, apresentando uma estrutura clonal determinada pela troca genética entre diferentes populações de parasitos e conferidas por suas diferenças morfológicas e biológicas (BRENER, 1992; COURA, 2007; MILES *et al.*, 2003; GAUNT *et al.*, 2003; STURM; CAMPBELL, 2010). E assim expressam propriedades do parasito relacionadas à sua virulência, patogenicidade e as características clínicas da doença de Chagas (TIBAYRENC, 2003). Essas características biológicas devem ser consideradas para a caracterização de populações do parasito e no estudo da sua patogenicidade (BRENER, 1985).

As denominações utilizadas na nomenclatura do *T. cruzi* sempre apresentaram divergência entre os diversos grupos de estudo, buscando revisar e padronizar essa nomenclatura. Em 2009 foi proposto um consenso onde a comissão reconheceu que as seis DTUs (*Discrete Typing Units*) descritas por (BRISSE *et al.*, 2000; BRISSE *et al.*, 2001) passariam a ser reconhecidas por *T. cruzi* I-VI (ZINGALES *et al.*, 2009). A DTU I corresponde à linhagem *T. cruzi* I e a DTU IIb ao *T. cruzi* II, grupos anteriormente definidos e associados aos ciclos silvestre e doméstico, respectivamente (ANONYMOUS, 1999). A evolução dos outros grupos de *T. cruzi* (TcIII, TcIV, TcV, TcVI), correspondentes às DTUs IIc, IIa, IId e IIe, respectivamente, ocorrem por hibridação, mas ainda não estão bem caracterizados (STURM *et al.*, 2003; WESTENBERGER *et al.*, 2005; FREITAS *et al.*, 2006; TOMAZI *et al.*, 2009; ZINGALES *et al.*, 2012).

A distribuição das linhagens genéticas nos ciclos silvestre e doméstico da doença de Chagas parece ser distinta, considerando diferentes regiões geográficas (Figura 10).

Figura 10 - Distribuição geográfica aproximada dos ciclos de transmissão domésticos e silvestre do *T. cruzi* por DTUs



Fonte: Adaptado de ZINGALES *et al.*, 2012.

O *T. cruzi* I corresponde à DTUs mais amplamente abundante e dispersa nas Américas. É encontrado ao longo da distribuição dos triatomíneos, e pode ser associado aos ciclos silvestre e doméstico da transmissão, com registros de 52 gêneros de mamíferos encontrados naturalmente infectados, incluindo Marsupialia, Rodentia, Primata, Chiroptera, Xenartha, Carnivora e Artiodactyla e nos principais gêneros de triatomíneos. A infecção humana está concentrada no norte da América do Sul e América Central, associada a quadros graves de cardiopatia chagásica (BOSSENO *et al.*, 2002; MONTILLA *et al.*, 2002; OCAÑA-MAYORGA *et al.*, 2010; ZINGALES *et al.*, 2012).

T. cruzi II é encontrada predominantemente nas regiões sul e central da América do Sul, mas a sua verdadeira extensão ainda não está clara. Dentro de sua distribuição geográfica é associada mais frequentemente à infecção humana com manifestações cardíacas, megaloesôfago e megacólon. Dentre os hospedeiros naturais e vetores de TcII estão incluídos primatas, outros mamíferos presentes na Mata Atlântica brasileira e triatomíneos da tribo Triatimini (FERNANDES *et al.*, 1999; ZINGALES *et al.*, 1999; LISBOA *et al.*, 2007). Herrera *et al.* (2005) demonstraram a presença de TcII circulando em *T. brasiliensis* no estado Piauí, fato confirmado por Araújo *et al.* (2011). Lima *et al.* (2012) relataram a presença de TcI em *D. albiventris* e *R. rattus* e TcII em *D. albiventris* no Ceará.

No Brasil, cepas do grupo *T. cruzi* II estão mais associadas ao ciclo doméstico e consequentemente à infecção humana, e cepas do grupo *T. cruzi* I são preferencialmente encontradas no ciclo de transmissão silvestre (FERNANDES *et al.*, 1998; ZINGALES *et al.*, 1998; FERNANDES *et al.*, 1999).

TcIII é geralmente associada com o ciclo silvestre no Brasil e países vizinhos, com infecções humanas raras. A posição filogenética do TcIII ainda não está totalmente esclarecida e tem sido considerada como híbrido de TcI e TcII (WESTENBERGER *et al.*, 2005). O ciclo silvestre está associado com os hospedeiros terrestres e com o *Dasybus novemcinctus* (tatu verdadeiro), indo do oeste da Venezuela ao Chaco argentino (LLEWELLYN *et al.*, 2009a; MARCILI *et al.*, 2009a), tendo sido isolado ocasionalmente em cães domésticos (CHAPMAN *et al.*, 1984; CARDEAL *et al.*, 2008) e em roedores da espécie *Thrichomys a. laurentius* (ARAÚJO *et al.*, 2011), que é um mamífero bastante associado ao *T. brasiliensis* na região Nordeste. Câmara *et al.* (2010) identificaram a presença de TcII e TcIII circulando paralelamente em humanos, *T. brasiliensis* e *P. lutzii* em três municípios do Rio Grande do Norte.

TcIV mostra um padrão semelhante de distribuição na América do Sul com o TcIII, com a exceção do Chaco, onde parece estar ausente. Ao contrário do TcIII, TcIV, que

ocorre com bastante frequência em humanos e é uma causa secundária da doença de Chagas na Venezuela (MILES *et al.*, 1981). Cinco novos isolados de TcIV em primatas e oito em *R. brethesi* na bacia amazônica foram recuperados por Marcili *et al.* (2009b), confirmando as indicações anteriores de YEO *et al.* (2005) que TcIV pode ter um ecótopo arbóreo, sugerindo distintas linhagens entre os TcIV das Américas do Norte e Sul (LEWIS *et al.*, 2009; MARCILI *et al.*, 2009b).

Comparações moleculares têm demonstrado que os *T. cruzi* V e VI são híbridos de TcII e TcIII, com distribuições semelhantes aos DTUs associados à Doença de Chagas na América do Sul. Até recentemente marcadores genéticos não eram suficientes para determinar, em primeiro lugar, se TcV e TcVI são os produtos de eventos de hibridação independente (FREITAS *et al.*, 2006) ou um evento de hibridação único seguido por divergência clonal, e em segundo lugar, se esta(s) hibridação(ões) foram evolutivamente eventos antigos (TIBAYRENC; AYALA, 2002; BRISSE *et al.*, 2003) ou recentes (MACHADO; AYALA, 2001; WESTENBERGER *et al.*, 2005). Tem sido sugerido que a TcII, V e VI são mais difundidos geograficamente do que se achava, podendo ser encontrados muito mais ao norte da América, e, assim sendo, é mais provável que tenha havido uma migração recente com humanos ou outros animais (ZAFRA *et al.*, 2008).

Mesmo após um século da descoberta do Carlos Chagas, há muito a conhecer sobre o parasito, vetores e a interação destes com seus hospedeiros. Dessa forma, a compreensão acerca do conhecimento sobre aspectos relacionados à epidemiologia, ecologia e biologia dos triatomíneos, relacionados ao complexo ciclo de transmissão do *T. cruzi*, é essencial para determinar novas estratégias de controle da doença de Chagas (CÂMARA *et al.*, 2010).

1.4. Triatomíneos

Os triatomíneos, hemípteros hematófagos obrigatórios, da família Reduviidae e subfamília Triatominae, estão subdivididos em cinco tribos, dezoito gêneros e 142 espécies (SCHOFIELD; GALVÃO, 2009), das quais 62(63%) com ocorrência somente no Brasil (GALVÃO *et al.*, 2003; SCHOFIELD; GALVÃO, 2009). O Bioma Caatinga é o terceiro em diversidade triatomínica, com 15 (24%) das espécies descritas (GURGEL-GONÇALVES *et al.*, 2012a).

São mais de 100 espécies de triatomíneos responsáveis pela transmissão natural da infecção por *T. cruzi*, intervindo diretamente em sua veiculação no ambiente domiciliar

ou participando na manutenção da enzootia chagásica (OPAS, 2006; SILVEIRA; REZENDE, 1994). A compreensão dos aspectos ecológicos e sua relação com os diferentes animais são de fundamental importância para entender como se perpetua o ciclo de transmissão do *T. cruzi* (DIOTAIUTI, 2007).

No ambiente silvestre, os triatomíneos vivem associados aos mais diversos tipos de animais de sangue quente, como marsupiais, xenartros, roedores, carnívoros, morcegos e aves, seja em seus próprios abrigos ou ninho, seja próximo a estes (CARCAVALLO *et al.*, 1997).

Nos peridomicílios estes insetos podem abrigar-se praticamente em qualquer local, pilhas de telhas, de pedras ou tijolos; paredes e tetos de abrigos de animais; árvores; madeiras etc. Basta que se tenha um microclima com variações aceitáveis, principalmente de temperatura e umidade, para garantir sua integridade fisiológica. E essa capacidade de se estabelecer nos mais diversos locais, aliada à complexa organização do peridomicílio, com estruturas que dificultam a busca pelo inseto, bem como seu contato com o inseticida, fazem com que haja a persistência da infestação nesses locais (FIOCRUZ, 2008b).

As condições de construção do domicílio humano, bem como sua organização, tem um papel de extrema importância na colonização dos triatomíneos. A presença de buracos e frestas nas paredes; a falta de reboco; a presença de entulhos, objetos, móveis e muitas vezes ninhos de aves; ou a manutenção de cães e gatos dentro de casa, facilitam duas das principais necessidades básicas desses insetos, abrigo e alimentação (ALENCAR, 1987; FIOCRUZ, 2008b).

Sabe-se que a adaptação dos triatomíneos aos ecótopos artificiais é o que determina a sua condição de vetor de importância epidemiológica do *T. cruzi*. Essa capacidade depende principalmente de duas características: habilidade de se alimentar nas fontes de sangue disponíveis na casa e a convivência com fatores microclimáticos (temperatura e umidade) determinados pelos esconderijos intradomiciliares. Só assim, uma espécie de triatomíneo deixa de ser um vetor em potencial para se transformar em um real e efetivo transmissor da doença de Chagas humana (LENT; WIGODZINSKY, 1979; LORENZO *et al.*, 2000). Além disso, as alterações ambientais realizadas pelo homem favorecem a dispersão dos triatomíneos (FORATTINI, 1980) e a invasão dos domicílios com fontes luminosas (CARBAJAL DE LA FUENTE *et al.*, 2007). Para *T. brasiliensis* está demonstrado que a adaptação destes insetos ao intradomicílio é favorecida pelas variações microclimáticas domiciliares, semelhantes aos ecótopos naturais da espécie no Ceará (LORENZO *et al.*, 2000). Podemos perceber quão danosa é a ação antrópica sobre o

ambiente, que, além de promover o desequilíbrio ambiental, favorece o estabelecimento do ciclo intradomiciliar da doença de Chagas nessa região (DIOTAIUTI, 2007).

Das mais de 42 espécies de triatomíneos catalogadas no Brasil durante o inquérito entomológico de 1975-1980, trinta estavam presentes no interior das habitações, e cinco destas possuíam importância no ciclo doméstico da doença de Chagas: *T. infestans*, *T. brasiliensis*, *T. pseudomaculata*, *T. sordida* e *P. megistus* (CARCAVALLO *et al.*, 1997, VINHAES *et al.*, 2000). Das 62 espécies no Brasil, 30 (48%) estão no Nordeste, com 19 (63%) encontradas dentro do domicílio, demonstrando a capacidade de invasão e muitas vezes domiciliação desses vetores. Com exceção de *T. rubrofasciata*, todos estão presentes no peridomicílio e/ou ambiente silvestre (SCHOFIELD; GALVÃO 2009). O estudo de Gurgel-Gonçalves, *et al.* (2012a) mostra que as condições ambientais no Brasil são favoráveis ao risco de transmissão da doença de Chagas humana, pois pelo menos uma ou mais espécies são capazes de fazê-los se a vigilância for negligenciada.

No Nordeste, quatro espécies são as mais importantes: *P. megistus* (nas áreas úmidas serranas) (GURGEL-GONÇALVES *et al.*, 2012a); *T. infestans* (focos residuais na Bahia) (GURGEL-GONÇALVES *et al.*, 2012b); *T. brasiliensis* e *T. pseudomaculata* são consideradas as mais importantes vetoras de *T. cruzi* na região da caatinga brasileira, com ampla distribuição, potencial invasivo e ocupando lugar na cadeia doméstica, peridomiciliar e silvestre da doença de Chagas (FORATTINI *et al.*, 1981; DIAS *et al.*, 2000).

O *T. brasiliensis* no ambiente silvestre encontra-se normalmente em locais de pedras, em associação principalmente com roedores e quirópteros (ALENCAR, 1987). É uma espécie que, para se alimentar, é capaz de atacar os animais e o homem com voracidade, mesmo durante o dia (FIOCRUZ, 2008b).

Segundo Alencar (1987), o *T. brasiliensis* foi inicialmente registrado em nosso estado em 1922, por Neiva e Pinto, no sertão Jaguaribano. As publicações entre o período de 1955 e 1983 já chamavam atenção para a distribuição e prevalência desse inseto, registrando sua presença em 86% (121/141) dos municípios cearenses, tendo infectados por *T. cruzi* em 44% (62/141).

Em estudos de hábitos alimentares posteriores, Alencar (1987) mostrou como o *T. brasiliensis* é capaz de sugar o homem, o cão, o gato em praticamente todos os ambientes onde os encontra, sejam eles artificiais intradomiciliares, peridomiciliares ou ecótopos naturais, demonstrando sua ampla valência ecológica.

1.5. Hospedeiros vertebrados e sua importância como reservatórios do *T. cruzi*

Aproximadamente 26 famílias e 164 espécies de animais silvestres já foram descritas como reservatórios do *T. cruzi*, destacando: marsupiais, xenartros, roedores, quirópteros, carnívoros, logomorfos, artiodáctilos e primatas não humanos (WHO, 2002; SIQUEIRA-BATISTA, 2007). No ambiente domiciliar, os principais reservatórios são: cães, gatos, ratos domésticos, camundongos, cobaias, porcos, caprinos e o homem (CRISANTE *et al.*, 2006; COURA, 2008). Estes apresentam diferentes graus de patogenicidade quando infectados, mais benigna para os reservatórios silvestres do que para os domésticos e para o homem (FERREIRA *et al.*, 2005), fato atribuído aos processos evolutivos longos e graduais de interação parasito-hospedeiro entre os animais silvestres (SCHOFIELD, 2000).

Desde a descoberta do *T. cruzi*, uma das principais perguntas a serem respondidas é quais espécies de mamíferos são as principais fontes de infecção para triatomíneos e, conseqüentemente, para o homem (BARRETTO; RIBEIRO, 1979). É sabido hoje que a multiplicidade de interações parasito-hospedeiro na natureza se reflete em ciclos de transmissão que podem ser caracterizados como sistemas complexos e multivariados (OPAS, 2009). Ou seja, o papel das diferentes espécies de mamíferos na manutenção do parasita não é constante, de acordo com o tempo e a região (ASHFORD, 1997). Assim, todos os animais infectados por *T. cruzi* podem ser considerados hospedeiros, mas reservatórios são apenas aqueles que apresentam competência infectiva e o termo **reservatório** é entendido como um “sistema ecológico complexo formado por uma ou mais espécies, responsável pela manutenção de um parasita na natureza. Esse sistema deve ser consistente e considerado único dentro de uma escala espaço-temporal” (ASHFORD, 1997).

Ao se falar em reservatório do *T. cruzi*, é preciso lembrar que o fato de um indivíduo ser encontrado naturalmente infectado não significa que ele é necessariamente um risco à saúde humana ou para outros animais. Significa que é preciso compreendê-lo como integrante de um sistema complexo, variável e dinâmico. Apesar da identificação de uma grande lista de espécies selvagens de mamíferos naturalmente infectados por *T. cruzi*, o papel que cada espécie de hospedeiro desempenha na dispersão (favorecem a transmissibilidade, com formas infectantes na corrente sanguínea) e/ou manutenção (ao serem infectados são capazes de reter a infecção) do parasito pode ser extremamente inconstante, devido principalmente à complexidade desses processos e inter-relações

ecológicas, e a alta velocidade com que o homem modifica os ambientes (NOIREAU *et al.*, 2005; CEBALLOS *et al.*, 2006; JANSEN, 2009).

O ambiente silvestre representa o ecossistema primário do *T. cruzi*, devido sua movimentação entre os reservatórios naturais e triatomíneos, nos mais diversos ecótopos (CORRÊA *et al.*, 1998), tais como: copas e troncos de árvores que abrigam mamíferos, ambientes subterrâneos, pedregais etc (REY, 2008). A principal forma de transmissão do *T. cruzi* nessas áreas é a oral, como consequência da ingestão de triatomíneos ou animais de menor porte infectados (REY, 2008). Nessas redes de transmissão estão incluídas espécies diferentes de mamíferos e triatomíneos, que apresentam peculiaridades de sua interação com o *T. cruzi* que refletem na sua capacidade de transmitir o parasita na natureza (JANSEN; ROQUE, 2010). Embora se saiba de alguns dos comportamentos da infecção pelo *T. cruzi* no ambiente silvestre, sua relação com determinadas regiões geográficas, espécies de mamíferos e de triatomíneos são praticamente desconhecidas (NOIREAU *et al.*, 2005).

Os marsupiais do gênero *Didelphis* são considerados por muitos autores como os mais importantes e mais antigos reservatórios do *T. cruzi* (WHO, 1991; YEO *et al.*, 2005), devido, principalmente, às seguintes características: a) elevados índices de infecção natural; b) ciclo extracelular de multiplicação do parasita nas glândulas de cheiro; c) comportamento nômade; d) adaptabilidade ecológica em diferentes nichos, especialmente em ambiente com alto grau de ação humana (JANSEN; ROQUE, 2010).

Uma particularidade desses animais é o seu trânsito entre os estratos ecológicos, pois embora muitas vezes estejam vinculados ao estrato arbóreo, são capazes de funcionar como elos entre ciclos de transmissão independentes, podendo infectar-se, por exemplo, no solo, e ser fonte de infecção para outro inseto na copa de uma árvore e vice-versa (JANSEN *et al.*, 1999; OPAS, 2009). Some-se a isso a capacidade desses animais em associar-se aos genótipos TcI e TcII (PINHO *et al.*, 2000; LIMA *et al.*, 2012), as principais populações do *T. cruzi* responsáveis pelos ciclos domésticos e silvestres da infecção chagásica no Brasil (FERNANDES *et al.*, 1998; ZINGALES *et al.*, 1998; FERNANDES *et al.*, 1999). Durante as investigações do surto de DCA em Navegantes (SC), o *Didelphis* sp foi o principal reservatório encontrado, onde 93% dos animais capturados estavam infectados com TcI (STEINDEL *et al.*, 2008).

Marsupiais pertencentes a outros gêneros como *Philander*, *Caluromys*, *Lutreolina*, *Marmosa*, *Metachirus* e *Monodelphis* também podem desempenhar papel na transmissão do parasito, dependendo principalmente de sua proximidade com o homem,

atuando como ponte entre a transmissão silvestre e áreas peridomiciliares (BARRETTO; RIBEIRO, 1979; HERRERA *et al.*, 2005; MARCILI *et al.*, 2009b). Inclusive este último é apontado como o principal reservatório do *T. cruzi* no surto de DCA no Ceará, em 2006 (ROQUE *et al.*, 2008).

Ao lado dos marsupiais, os xenarthros (tatus, preguiças e tamanduás) são considerados os “antigos” reservatórios do *T. cruzi*. O tatu (*Dasypus novemcinctus*) foi descrito em 1912 por Carlos Chagas como um “depositário da tripanossomíase brasileira”. O hábito de tocas subterrâneas os associa principalmente a triatomíneos do gênero *Panstrongylus* (CARCAVALLO *et al.*, 1997), podendo estar associados aos genótipos TcI (ACOSTA *et al.*, 2001), TcII (YEO *et al.*, 2005) e TcIII (MARCILI *et al.*, 2009b). A cultura de caçar e comer esses animais favorece a transmissão do *T. cruzi* aos homens, pois o manuseio das carcaças e o consumo de carnes mal cozidas a partir de animais infectados podem ser uma fonte de infecção (BARRETTO; RIBEIRO, 1979).

Segundo Wilson e Reeder (2005), os roedores colonizam vários tipos de habitats na natureza, desde florestas tropicais aos desertos. Dentro de um mesmo lugar, são capazes de se estabelecerem em estratos arbóreos distintos, até mesmo ambientes aquáticos, constituindo a maior biomassa em qualquer ecótopo silvestre. Entre os mamíferos, os roedores são os principais alvos de predação, fato que contribui para a sua importância no ciclo de transmissão do *T. cruzi*, pois favorece a via oral.

Embora muitas espécies de roedores sejam predominantemente silvestres, algumas frequentam o ambiente doméstico e peridomiciliar, servindo de elo para o ciclo do *T. cruzi* entre esses ambientes (MILLS; CHILDS, 1998; ROQUE *et al.*, 2008). Diversos roedores já foram descritos naturalmente infectados por *T. cruzi*, mas os gêneros *Rattus* e *Thrichomys* se destacam nesse papel de reservatórios, principalmente em áreas degradadas, onde a perda da diversidade de pequenos mamíferos seleciona espécies competentes na manutenção de um dado parasito (SCHMIDT; OSTFELD, 2001). Roque *et al.* (2008) encontraram prevalências em hemocultivos de *T. laurentius* de 100% (n=11) das amostras no Ceará, enquanto que (HERRERA *et al.*, 2005) detectaram prevalência que variou de 4-45% em hemocultivos no Piauí para *T. apereoides*. Estudos experimentais demonstraram diferentes respostas à infecção pelo *T. cruzi* nos *T. pachyurus* e o *T. laurentius*, onde este último se mostrou mais resistente à infecção e apresentou uma menor parasitemia e dano tecidual (ROQUE *et al.*, 2005). Esse tipo de resposta pode determinar a importância desses animais como hospedeiros, pois a longa parasitemia subpatente permite que o animal mantenha consigo a infecção, e possa, assim, passá-la a outros.

A ordem artiodactyla (ex.: porcos, bovinos, caprinos) ainda é pouco estudada quanto ao seu papel no ciclo de transmissão do *T. cruzi*. Os caprinos, dentre esse grupo, são os que se destacam. Marzochi *et al.* (1987) foram os primeiros a relatarem sua infecção por *T. cruzi*, através da Reação de Hemaglutinação Indireta (RHI), com positividade em 54% (43/79) das amostras estudadas na Paraíba. Em seguida, outro estudo revelou 26% (195/748) de amostras de cabras reagentes para *T. cruzi* através da RHI (CASTILLO, 1988). No mesmo período vários estudos começaram a ser desenvolvidos no Chile (FERNANDES *et al.*, 1994a), onde através de xenodiagnóstico foi possível constatar a parasitemia circulante em 0,5% (1/232) das amostras.

A prevalência da infecção por *T. cruzi* estudada através de RIFI, RHI e ELISA em São Raimundo Nonato (PI) foi de 25% (37/147), com xenodiagnósticos negativos (GOMES, 1993). Caprinos são notadamente importantes fontes de alimentação para triatomíneos em ambientes peridomiciliares e silvestres (CASTILLO, 1988; LUCENA, 1970). Em estudos de identificação de fontes alimentares de triatomíneos capturados em currais de cabras (CASTILLO, 1988) demonstrou que 45% (48/107) dos *T. brasiliensis* se alimentavam desses animais, e destes, 24% (26/107) estavam infectados por *T. cruzi*. Marcondes *et al.* (1991), estudando o hábito alimentar dos *T. brasiliensis* em Catolé do Rocha (PB), evidenciou que a presença do sangue de cabras nos insetos encontrados no peridomicílio era superior a de cães e gatos.

Inquérito sorológico realizado por Herrera *et al.* (2005) demonstraram que 2% (1/ 56) dos caprinos testados apresentaram anticorpos somente para *T. cruzi* e 43% (24/56) das amostras reagiram tanto para *T. cruzi* como para *Phytomonas davidi* (protozoário da família Trypanosomatidae) que parasitam plantas da família Euphorbiaceae. Algumas dessas plantas são comuns nas pastagens utilizadas pelos caprinos. Bregano *et al.* (2003) sugerem que a ingestão de hortaliças infectadas por *Phytomonas* provocam reações cruzadas com *T. cruzi*.

Em áreas de surto de DCA, os suínos também têm sido investigados quanto a sua importância no ciclo de transmissão do *T. cruzi*. A principal observação é que sua criação de forma semiextensiva, na região amazônica, o expõe ao ciclo de transmissão silvestre e, como consequência, apresenta alta soroprevalência da infecção, mas com parasitemia baixa, uma vez que não foram obtidos nem exames a fresco nem hemocultivos positivos (ROQUE; JANSEN, 2008; ROQUE *et al.*, 2008).

Valente *et al.* (1998) relataram associações entre porcos e triatomíneos, principalmente com *P. geniculatus* na Bacia Amazônica brasileira, onde as 15 pocilgas

investigadas estavam infestadas por triatomíneos, havendo trânsito de marsupiais. As pocilgas eram construídas de pedaços de palmeiras nativas, próximas às residências e os porcos eram criados de forma semiextensiva. Tanto nos porcos como nos *P. geniculatus* o *T. cruzi* isolado foi TcI, possivelmente vindo dos marsupiais.

Além dos animais descritos, outros mamíferos podem ser importantes na manutenção do ciclo silvestre, inclusive em regiões consideradas não endêmicas. Lisboa, *et al.*, (2004), por exemplo, demonstraram que a infecção por *T. cruzi* atingia 52% de micosselões-dourados e outras espécies de primatas em área da Mata Atlântica. Os coatis (*Nasua nasua*) foram descritos como importantes reservatórios na região do Pantanal Matogrossense, por apresentarem altos níveis de parasitemia e infecções por TcI, TcII, Z3 e infecções mistas entre essas subpopulações de *T. cruzi* (HERRERA *et al.*, 2008). Estudos desenvolvidos por Lisboa *et al.* (2008) em quatro famílias de morcegos, obtiveram culturas positivas para *T. cruzi* em 15% (14/93) das amostras, onde a maioria era da espécie *Phyllostomus hastatus*, sugerindo sua importância na manutenção e/ou dispersão do parasito.

Cães e gatos são as espécies de mamíferos domésticos mais investigados quanto à infecção por *T. cruzi*. O primeiro hospedeiro descrito com formas tripomastigotas do parasita no sangue por Carlos Chagas foi um gato, ainda em Lassance (MG), em 1909 (CHAGAS, 1909). Cães sempre estiveram entre os primeiros modelos experimentais utilizados por ele. E, desde então, muitos estudos demonstraram que essas duas espécies poderiam ter papéis importantes no ciclo de transmissão do *T. cruzi* no peridomicílio e/ou intradomicílio, mas, como já foi citado anteriormente, isso sempre dependerá do tempo e espaço.

Alencar (1987) cita trabalhos realizados por ele e seu grupo, onde, ao investigar 10.632 amostras de cães em 38 municípios do estado do Ceará, entre 1962 e 1979, através de xenodiagnóstico, concluíram que a prevalência total foi de 3% (318/10.632), mas com variações expressivas, desde o número nulo até coeficientes de prevalência de 11% (134/1.215) em Russas e 11,7% (7/60) em Jaguaruana. Segundo ele, a infecção em cães é mais elevada em áreas onde o *T. brasiliensis* é predominante, ao contrário do que acontece em áreas com predominância de *P. megistus* e *T. pseudomaculata*. Neste trabalho Alencar (1987) também investigou a importância dos gatos na infecção por *T. cruzi*, descrevendo prevalência de 4,5% (203/4.564). Os municípios com maiores índices foram: Orós 22,5% (9/40), Jaguaruana 18,6% (11/59), Russas 12,6% (93/737) e Icó 12,1% (45/372). Somadas

as duas espécies, os maiores coeficientes são, pela ordem, as de Orós, Jaguaruana, Russas, Icó e Limoeiro do Norte, municípios historicamente com predominância de *T. brasiliensis*.

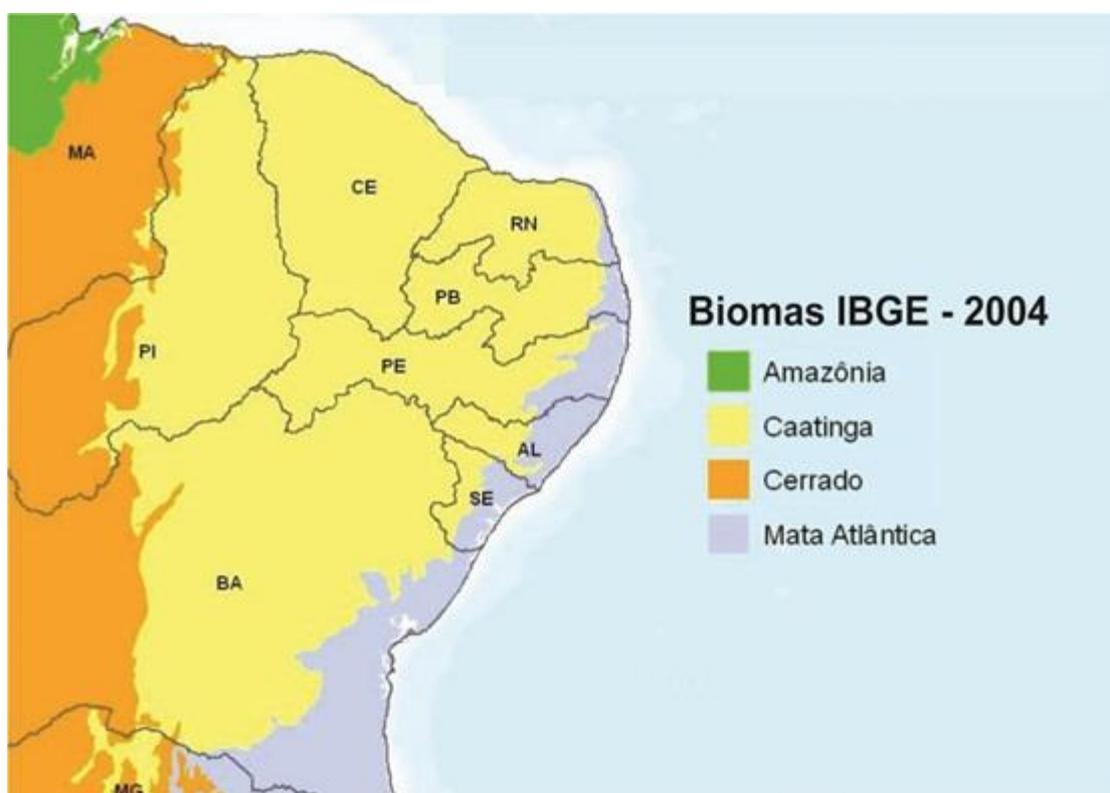
Basombrio *et al.* (1993) afirmaram que triatomíneos possuem mais chances de se infectar em cães do que em humanos. Este fato foi também relatado para cães e gatos por (GÜRTLER *et al.*, 1996; 2007) no Chaco argentino. TcI e TcII foram descritos em cães na Venezuela por (CRISANTE *et al.*, 2006). Cães infectados com Z3 foram descritos no Paraguai (CHAPMAN *et al.*, 1984), na Argentina (CARDINAL *et al.*, 2008) e no Brasil por MARCILI *et al.*, (2009b). A prevalência da infecção por *T. cruzi* em cães no Mato Grosso do Sul foi de 22,7% (17/75), através de RIFI e ELISA (SOUZA *et al.*, 2009). Valores equivalentes aos de Lima *et al.* (2012) no Ceará, com prevalência de 22% (21/96), utilizando as mesmas técnicas.

Herrera *et al.* (2005) observaram 11% (6/52) de prevalência em cães para *T. cruzi* no Piauí. No Panamá, em comunidades rurais, a prevalência foi de 16,2% (16/99), onde esses animais também atuam como sentinelas na prevenção da doença humana (PINEDA *et al.*, 2011). No Texas (EUA), um estudo com dados de 1993-2007 mostrou uma prevalência global de 20,3% (109/537) em cães de 48 raças e vários condados, demonstrando um ativo ciclo de transmissão canina do *T. cruzi* com sintomas graves (KJOS *et al.*, 2008). Cães têm sido considerados com papel limitado na disseminação do *T. cruzi* em áreas urbanas de São Paulo (Brasil) e Bogotá (Colômbia) (ROSYPAL *et al.*, 2007).

1.6. A Caatinga Nordestina e sua relação com o ciclo de *T. cruzi*

A Caatinga estende-se de 2°54' a 17°21'S, aproximadamente 800.000 Km², e inclui os estados do Ceará, Rio Grande do Norte, a maior parte da Paraíba e Pernambuco, sudeste do Piauí, oeste de Alagoas e Sergipe, região norte e central da Bahia e uma faixa estendendo-se em Minas Gerais, seguindo o rio São Francisco. Um enclave no vale seco da região média do rio Jequitinhonha e Fernando de Noronha também devem ser considerados (ANDRADE-LIMA, 1981; PRADO, 2008) (Figura 11).

Figura 11 - Distribuição geográfica original da Caatinga, IBGE.

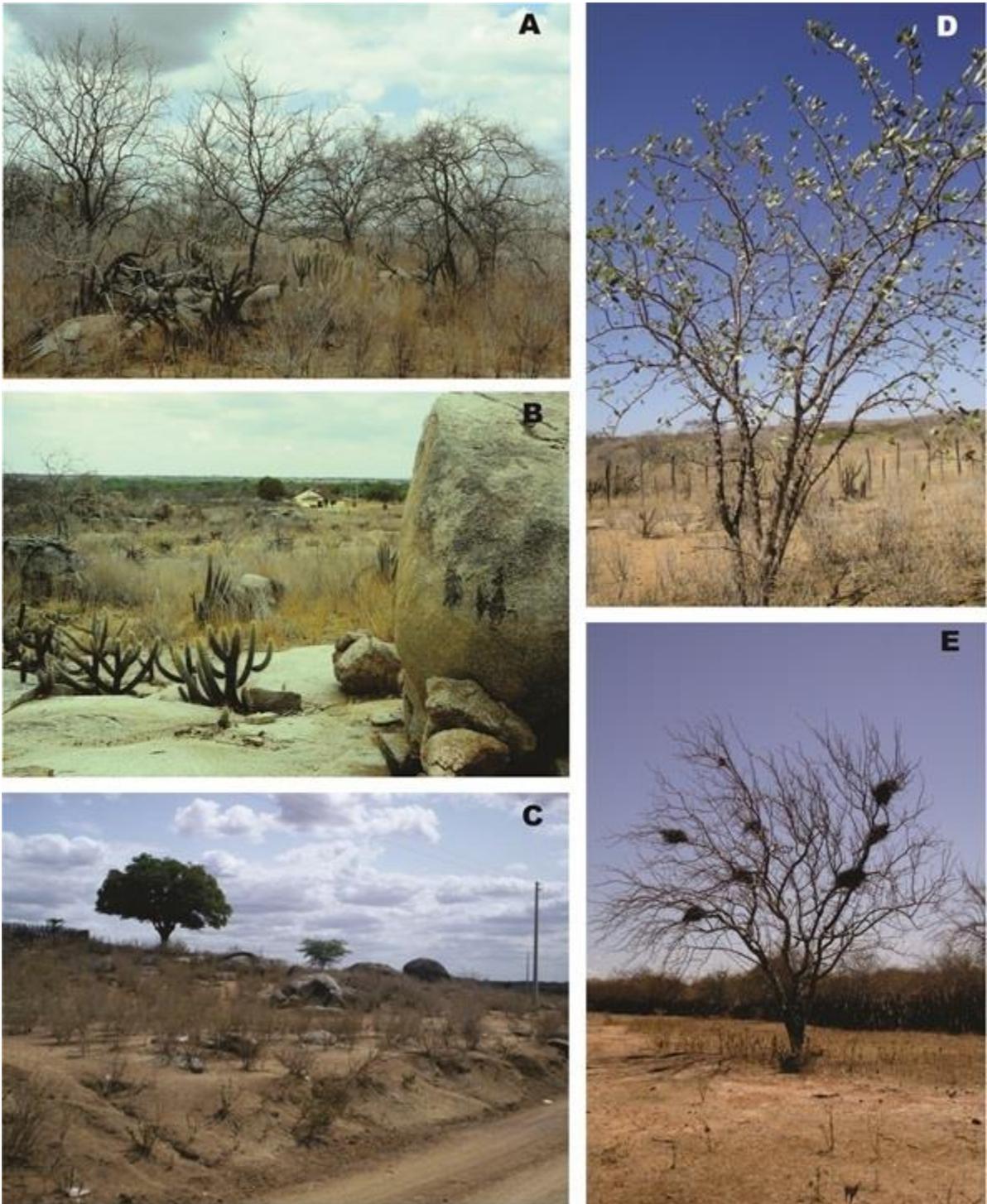


Fonte: Adaptado de http://www.mma.gov.br/estruturas/203/_arquivos/mapas_bsicos_caatinga.pdf. Acesso em: 29/10/2012.

Na região da caatinga predomina o clima quente semiárido, com temperaturas médias anuais elevadas e chuvas de 300 a 800mm, em poucas áreas, chegando a 1000mm anuais. Geralmente o período chuvoso estende-se de janeiro a junho, com picos de abril a maio. Conseqüentemente o período da seca vai de julho a dezembro, mas é comum a seca ultrapassar esses seis meses (LEAL *et al.*, 2005). Para Fernandes (2008), a condição ambiental do semiárido selecionou, para essa região, uma vegetação singular, com

elementos que expressam anatomia, morfologia e mecanismos fisiológicos convenientes às condições locais. Normalmente com árvores e arbustos espinhosos, densos, baixos, retorcidos, de aspecto seco, de folhas pequenas, xerófilas e raízes muito desenvolvidas, capazes de adentrar profundamente a terra (Figura 12), refletindo os fatores climáticos marcantes dessa região que, por sua vez, determinam os tipos de solo, relevo e rede hidrográfica (MEUNIER; FERRAZ, 2005) (Figura 13).

Figura 12 - **A)** Vegetação arbórea, arbustiva e xerófila; **B)** Cactáceas e rochas; **C)** Vegetação arbustiva aberta; **D)** Faveleiro (*Cnidoscolus phyllacanthus*) em abscisão foliar; **E)** Planta sem folhagem com ninhos de casaca-de-couro (*Pseudoseisura cristata*).



Fonte: Da autora.

Figura 13 - A) Caatinga durante a estação chuvosa (inverno);
B) Caatinga durante o período de seca (verão).



Fonte: Da autora.

Rico em biodiversidade, o único bioma exclusivamente brasileiro abriga mais de 1.000 espécies de plantas catalogadas (35% endêmicas) e centenas de tipos de invertebrados: anfíbios, aracnídeos e insetos; 178 espécies de mamíferos (7% endêmicos); 591 de aves (3% endêmicas); 241 de peixes (57% endêmicas); e 221 de abelhas. (LEAL *et al.*, 2005; BRASIL, 2012). A caatinga é um dos biomas mais degradados em todo o mundo, com muito ainda desconhecido e ameaçado. Dados do Ministério do Meio Ambiente mostram que restam apenas 50% da cobertura vegetal original (LEAL *et al.*, 2005, VERAS, 2012). Apesar de representar 11% do território nacional e abranger nove estados, pouca atenção tem sido dada a sua conservação, assim como a sua contribuição à diversidade da

biota brasileira tem sido consistentemente negligenciada (SILVA, 2004b). Podemos expressar isso a partir de análises dos investimentos na pesquisa e conservação da sua biodiversidade, sendo o bioma que tem menos áreas de conservação no país, representando uma devastação de 45% da área total com 12% do território em risco iminente de desertificação (LEAL *et al.*, 2005; VERAS, 2012).

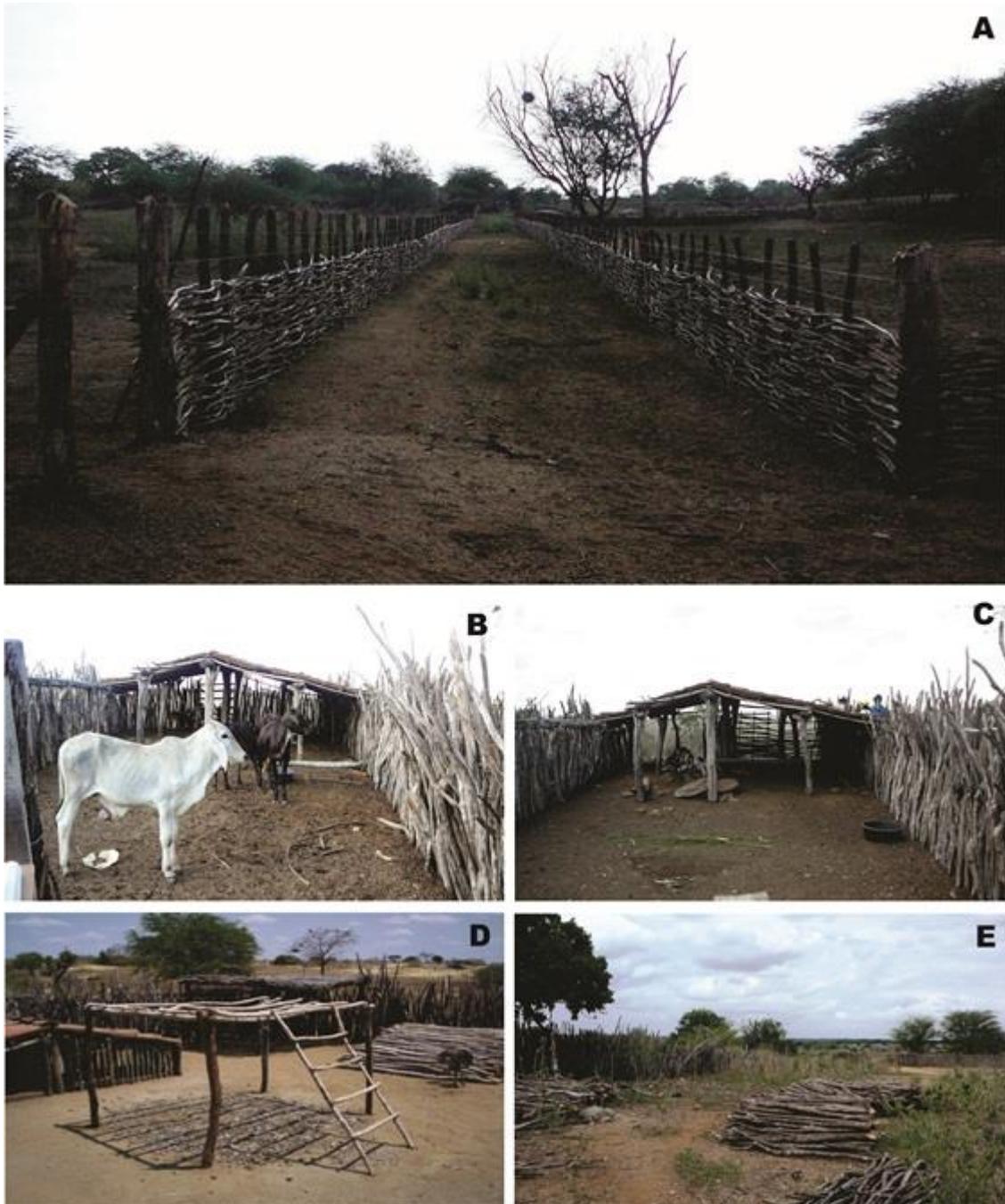
A vida dos aproximadamente 27 milhões de habitantes e a produção agropecuária são altamente dependentes dos recursos vegetais. Os sertanejos dela extraem inúmeros produtos e serviços que possibilitam a vida no semiárido. Estacas de cerca, por exemplo, delimitam propriedades, currais, chiqueiros e corredores para animais (Figura 14). Assim como a utilização do solo, relevo, fauna e flora pelo homem, fazem com que haja uma estreita relação entre sua vida e a de diversos organismos, o secular processo de ocupação da área tem contribuído para uma degradação generalizada da vegetação, implicando em uma profunda modificação do recobrimento vegetal primário (MEUNIER; FERRAZ, 2005). O grande desafio para os tempos atuais é o desenvolvimento de estratégias de conservação regional, buscando: 1) prevenção da perda da diversidade e aumento da desertificação; 2) manutenção de serviços ecológicos necessários para as populações rurais e os seus meios de subsistência; e 3) a promoção do uso sustentável dos recursos naturais da região (LEAL *et al.*, 2005).

O Nordeste brasileiro ocupa importante lugar no contexto nacional da epidemiologia da doença de Chagas, desde a realização dos inquéritos sorológicos e entomológicos nacionais na década de 1970 (DIAS, 2000). *T. brasiliensis* é a segunda espécie de triatomíneo em importância na transmissão domiciliar da doença de Chagas no Brasil, e o primeiro no Nordeste, sendo o seu controle prioritário (SILVEIRA *et al.*, 1984, DIAS *et al.*, 2000). Apesar de a população doméstica poder ser controlada por meio de metodologia semelhante à utilizada contra *T. infestans*, as casas são recolonizadas em uma alta velocidade, exigindo permanente vigilância contra a instalação de novos focos (DIOTAIUTI *et al.*, 2000, BORGES *et al.*, 2005).

Dados do inquérito de soroprevalência da infecção chagásica na população humana e do inquérito entomológico citados anteriormente revelaram que a região Nordeste é a segunda em número de infectados e de índices de infestação triatomínica (DIAS *et al.*, 2000). Passados mais de vinte anos dessas observações, o Nordeste é ainda uma das regiões que preocupa em termos do risco de transmissão da doença de Chagas, devido a, particularmente, três situações: possuir altos índices de habitações favoráveis à colonização de triatomíneos, aliados ao subdesenvolvimento regional; ser responsável pela dispersão de

T. pseudomaculata e *T. brasiliensis*; e, finalmente, pela perda de prioridade das ações de controle vetorial (DIAS *et al.*, 2000).

Figura 14 - **A)** Cerca formando corredor para animais; **B)** Curral de bois; **C)** Curral de cabras; **D)** Poleiro de galinhas; **E)** Pilhas de estacas.



Fonte: Da autora.

No ambiente peridoméstico e domiciliar, as habitações humanas de baixo padrão de construção, a complexidade do seu entorno e o desequilíbrio ecológico foram primordiais para a domiciliação dos triatomíneos e o consequente contato dos homens com o *T. cruzi*, fazendo surgir a doença humana (DIAS, 1989) (Figura 15).

Figura 15 - A) Casa típica da região, parte rebocada e parte não rebocada, e com muitos esconderijos peridomiciliares; **B)** Anexo peridomiciliar usado para guardar materiais e pelos animais (cães, galinhas, gatos).

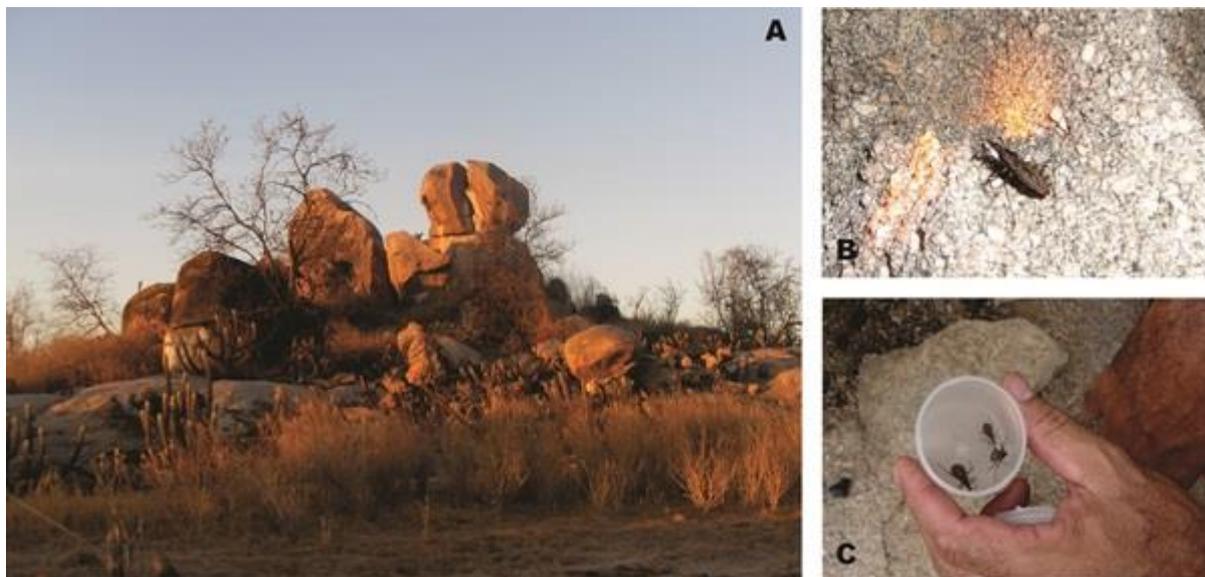


Fonte: Da autora.

A complexidade do peridomicílio é tamanha que o impacto da renovação dos anexos entre uma borrifação e outra, bem como a preferência dos triatomíneos por cada tipo de anexo renovado, interfere diretamente na velocidade de colonização. Segundo Oliveira-Lima *et al.* (2000), a construção de abrigos de animais e as pilhas de materiais são os ecótopos de recolonização mais frequentes, e também os que mais se renovam. Associam-se a essa realidade os inúmeros esconderijos nesses anexos nos quais o inseticida não penetra, a alta luminosidade, elevadas temperaturas, ventos e chuvas que determinam a residualidade transitória dos piretróides (principalmente no peridomicílio), a contiguidade entre ecótopos naturais e artificiais, sobrepondo habitats e facilitando a interação entre os triatomíneos e humanos, facilitando ainda mais o processo de colonização dos triatomíneos na região Nordeste (DIOTAIUTI *et al.*, 2000; OLIVEIRA FILHO *et al.*, 2000), e tendo como consequência o aumento do risco de transmissão de *T. cruzi* (BORGES *et al.*, 2005; SARQUIS *et al.*, 2011).

No ambiente silvestre da caatinga, é comum encontrar diversos exemplares de *T. brasiliensis* em locais de pedras, associados às várias espécies de quirópteros, marsupiais e roedores (ALENCAR, 1987; BORGES *et al.*, 2005) com elevadas infecções, facilitando a transmissão de *T. cruzi* entre eles (Figura 16). Sua proximidade com o peridomicílio, a facilidade de colonizar uma grande diversidade de estruturas peridomiciliares, tais como currais, pocilgas, galinheiros, pilhas de telhas, tijolos e madeiras, faz com que os animais e, conseqüentemente a infecção, transitem entre esses ambientes, aproximando o ciclo de *T. cruzi* e os domicílios. A capacidade de invadir e se adaptar a diferentes ambientes demonstra a importância dessa espécie, enfatizando a necessidade de conhecer aspectos ecológicos e biológicos desses triatomíneos silvestres em seu ambiente natural, buscando sempre implementar a vigilância entomológica (LORENZO *et al.*, 2000; SARQUIS *et al.*, 2004; NOIREAU *et al.*, 2005; ABAD-FRANCH *et al.*, 2005; SARQUIS *et al.*, 2006; CORTEZ *et al.*, 2007; GUHL *et al.*, 2009; SARQUIS *et al.*, 2010; SARQUIS *et al.*, 2011).

Figura 16 - **A)** Ecótopo silvestre de *T. brasiliensis*; **B)** Exemplar adulto de *T. brasiliensis* em ecótopo natural; **C)** Captura de *T. brasiliensis* em ecótopo natural.



Fonte: Da autora.

1.7. O município de Tauá

Tauá localiza-se no sertão dos Inhamuns, a uma latitude de 6°00'11", longitude 40°17'34" e a uma altitude de 402,7 metros, distando 320Km de Fortaleza. Possui uma área territorial 4.018,19km² e 55.755 habitantes, sendo 42,1% na zona rural, distribuídos nos distritos Barra Nova, Trici, Marruás, Carrapateiras, Inhamuns, Marrecas e Santa Tereza, num total de 532 localidades (IPECE, 2012). A temperatura média oscila entre 26°C e 28°C e pluviometria média de 597,2mm³, com período chuvoso de fevereiro a abril. Os municípios limítrofes são: ao norte Pedra Branca e Independência, ao sul Parambu e Arneiroz, ao leste Mombaça e Pedra Branca, ao oeste Quiterianópolis e Parambu (IPECE, 2012). A região é considerada historicamente como uma das mais importantes no contexto da transmissão da doença de Chagas no estado do Ceará (Apêndices A a F).

A cobertura vegetal da caatinga, de modo geral, encontra-se fortemente degradada, apresentando padrões fisionômicos com sucessão secundária, com predominância da caatinga arbustiva-arbórea. A vegetação é predominante caducifólia e garranchenta, sobre solos rasos e quase sempre pedregosos, com extrema deficiência hídrica em grande parte do ano (OLIVEIRA, 2006).

A predominância da floresta caducifólia espinhosa é representada por Cactaceae (Mandacaru, Palma e Xique-xique) e caatinga arbustiva aberta, com espécies lenhosas das

famílias Fabaceae (Angico, Pau-ferro, Imburana, Catingueira e algumas espécies de Juremas); Apocynaceae (Pereiro); Euphorbiaceae (Favela, Velame, Pinhão-bravo e Marmeleiro); Anacardiaceae (Aroeira e Mangueira); Mimosaceae (Jurema-branca e Algarobas) e espécies perenifólias como Rhamnaceae (Juazeiro) (IBGE, 2011).

De acordo com as unidades morfoestruturais estabelecidas para o estado do Ceará por (SOUZA, 1988), o Município de Tauá está inserido nas seguintes unidades: Coberturas Sedimentares Cenozóicas com planícies e terraços fluviais; Maciços Residuais e Depressão Sertaneja Dissecada e Aplainada. O substrato rochoso apresenta predominância de materiais do embasamento cristalino Pré-cambriano (OLIVEIRA, 2006).

As planícies fluviais apresentam alúvios pouco expressivos em decorrência de estarem posicionados no embasamento cristalino. São ambientes formados por acumulações decorrentes de ações fluviais, submetidos a inundações em períodos de chuvas abundantes, constituído por sedimentos areno-argilosos (OLIVEIRA, 2006).

Os maciços residuais se concentram nas porções limítrofes com outros municípios, situando-se entre as cotas altimétricas 550m à 800m, constituindo-se no Maciço de Pedra Branca e Serra da Joanhina (OLIVEIRA, 2006).

A Depressão Sertaneja Dissecada aí existente está disposta entre 450m e 550m, onde o extrativismo vegetal e a pecuária se fazem presentes e a cobertura vegetal predominante é a caatinga do tipo arbórea densa, arbustiva aberta e arbóreo-arbustiva (OLIVEIRA *et al.*, 2000). Configuram-se em um relevo parcialmente dissecado em colinas rasas de topografias suave onduladas, intercaladas por vales abertos, podendo, em alguns setores, apresentar-se em forma de cristas, que possuem textura arenosa e média, fase pedregosa e rochosa, relevo forte ondulado e montanhoso, substrato gnaisse e granito (OLIVEIRA *et al.*, 2000).

Depressão Sertaneja Aplainada dispõe em altimetrias entre 350m a 400m, apresentando-se como vasta superfície de erosão, truncando variados tipos de rochas do embasamento cristalino. A ação da intensa morfogênese mecânica expressa-se nas topografias de colinas onduladas a suavemente onduladas, intercaladas por superfícies planas e vales abertos, recobertos por um pavimento detrítico grosseiro (OLIVEIRA *et al.*, 2000).

É nesse contexto de rochas do embasamento cristalino, marcado principalmente por rochas graníticas com fraturas expressivas, que vivem pequenos mamíferos, répteis e insetos. Dentre eles está o *T. brasiliensis*, que possui esse ambiente como seu habitat natural (FORATTINI, 1980).

O primitivo nome do município de Tauá foi Inhamuns, por ser habitado pelos índios jucás, significando “irmão do diabo”, segundo José de Alencar. A palavra Tauá, também é indígena, e quer dizer “barro vermelho”. Entretanto, Gomes de Freitas prefere que seja “cidade antiga” a significação de Tauá, podendo esse nome ser enfatizado pela existência de três sítios paleontológicos e 15 arqueológicos, onde existem inúmeras manifestações de populações rupestres. O fato dos primeiros habitantes da região habitar os conjuntos de pedras graníticas determina o quão antigo é o contato desse povo com os triatomíneos ali existentes. Em 3 de maio de 1802, foi a povoação elevada à vila, com a denominação de São João do Príncipe, incentivando o povoamento dos vastos Inhamuns (IBGE, 2008).

As primeiras manifestações religiosas datam da doação de um patrimônio para a construção da capela dedicada a Nossa Senhora do Rosário, feita pelo Sargento-Mor José Rodrigues de Matos, inaugurada em 17 de outubro de 1762. A padroeira da cidade é a santa que nomeia a capela. O Serrote Quinamuiú, que pode ser avistado de qualquer ponto da cidade, é um dos afloramentos rochosos considerados mais belos do estado. Pela lei nº 158, de 04-12-1936, é criado o distrito de Santo Antônio das Carrapateiras e anexado ao município de Tauá, passando em 1938 a ser chamado apenas de Carrapateiras. Na Serra da Joanhina nasce o rio Jaguaribe, com o nome de Trici (IBGE, 2008).

2. JUSTIFICATIVA

Diante do exposto, este estudo justifica-se pelos seguintes motivos:

- A importância de conhecer as espécies de hospedeiros (domésticas, peridomiciliares e silvestres) na manutenção e/ou dispersão do ciclo de *T. cruzi*, levando em consideração a complexidade desses processos e as inter-relações ecológicas a partir da intervenção do homem, modificando cada vez mais rápido o ambiente;
- A ampla distribuição, principalmente de *T. brasiliensis*, no ambiente silvestre, frequentemente tão próximo aos peridomicílios, que chegam a se confundir, pela presença de hospedeiros silvestres no peridomicílio e vice-versa, facilitando o intercâmbio de *T. cruzi* nesses ambientes;
- A intensidade do processo de reinfestação das casas após tratamento com inseticidas de ação residual por triatomíneos, principalmente o *T. brasiliensis*;
- O pouco conhecimento sobre os elementos que constituem a dinâmica de transmissão de *T. cruzi*, que podem ser analisados para se buscar elementos que auxiliem na elaboração de estratégias adequadas ao controle dos vetores da doença de Chagas no semiárido;
- Mamíferos silvestres e domésticos possuem importância variada como reservatórios do *T. cruzi*, de acordo com o tempo e espaço;
- Animais domésticos criados com trânsito livre entre o ambiente domiciliar, peridomiciliar e o silvestre estão expostos à infecção, e esta normalmente precede à humana;
- Apesar dos levantamentos históricos da infecção dos mamíferos pelo *T. cruzi*, esses métodos e indicadores nunca foram utilizados como sinalizadores de áreas que necessitassem de implantação de medidas rotineiras de prevenção e controle da doença de Chagas.

Assim, o desenvolvimento do estudo da transmissão aqui proposto poderá fornecer subsídios para se avaliar a importância dos hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres na manutenção e/ou dispersão do ciclo de *T. cruzi*, disponibilizando informações úteis para o planejamento dos serviços de saúde quanto às ações para prevenir a doença.

Após análise das informações históricas geradas pelo PDCDh do município de Tauá e a descontinuidade das ações de controle vetorial deste mesmo programa,

concluimos que essa área poderia ser utilizada em nossos estudos, principalmente por dois motivos: 1) não estar sofrendo pressão por inseticidas aplicados pelo PCDCCh nos últimos dois anos; e 2) por apresentar notificações constantes da presença de triatomíneos nas residências pela população.

3. OBJETIVOS

3.1. Geral

Caracterizar a importância de hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres na transmissão de *T. cruzi* na zona rural do município de Tauá – CE, com ênfase aos ambientes colonizados por *T. brasiliensis*.

3.2. Específicos

- Caracterizar a diversidade dos hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres associados às rochas, ecótopo natural de *T. brasiliensis*;
- Determinar a prevalência da infecção por *T. cruzi* em hospedeiros domésticos, peridomiciliares e silvestres;
- Determinar a infestação por triatomíneos e sua infecção pelo *T. cruzi* nos ambientes doméstico, peridomiciliar e silvestre.

4. METODOLOGIA

4.1. Tipo de Estudo

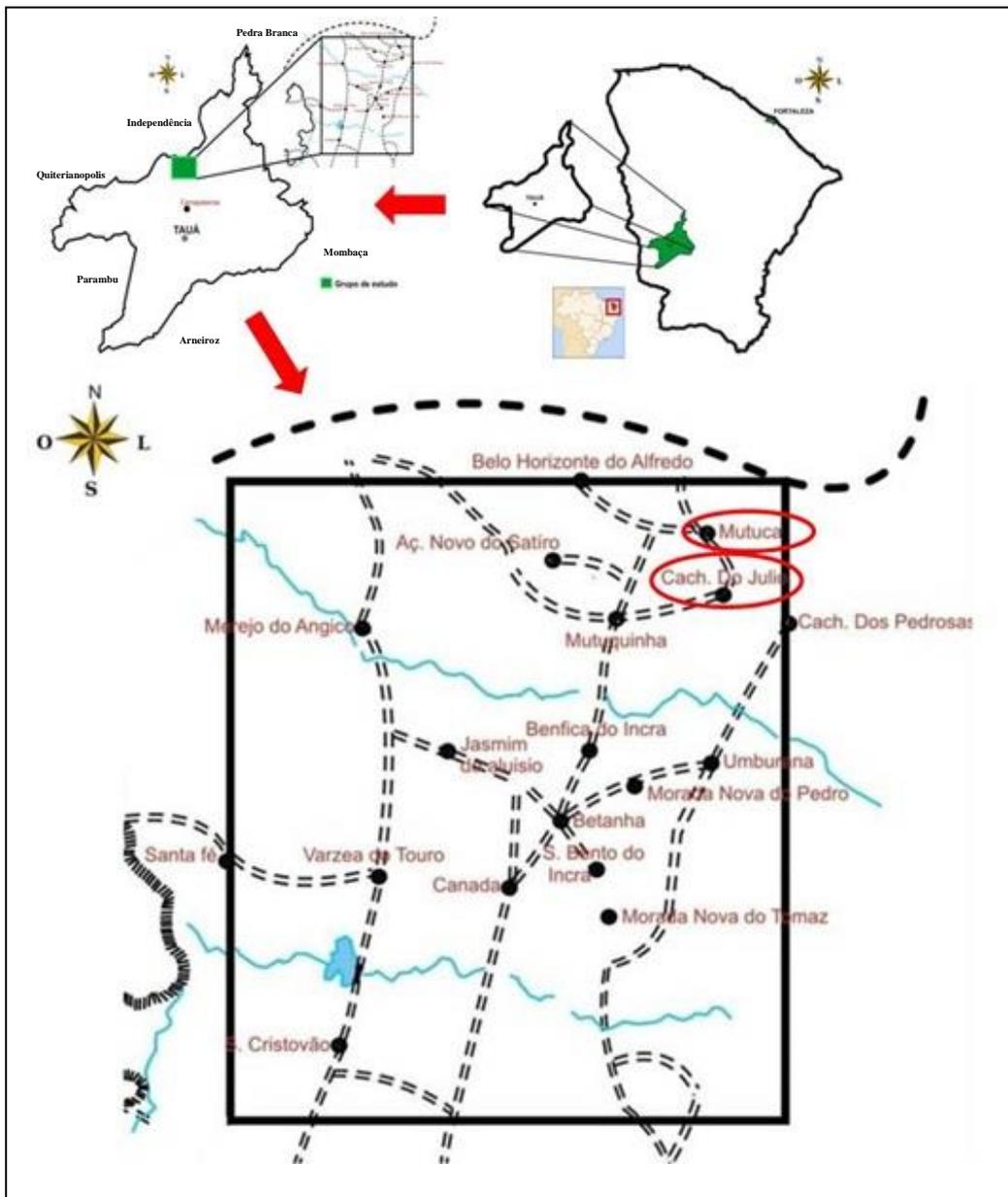
Trata-se de um estudo transversal descritivo.

4.2. Local de estudo

O trabalho foi realizado no município de Tauá (CE), região com características ambientais que historicamente apresentam domicílios infestados por triatomíneos em praticamente toda a sua extensão, sendo o *T. brasiliensis* a espécie predominante (Apêndices A a F). Foram selecionadas 18 localidades distribuídas pelo distrito das Carrapateiras, totalizando 252 unidades domiciliares (ud`s), são elas: Açude Novo do Sátiro (10 ud`s), Belo Horizonte do Alfredo (24 ud`s), Benfica do INCRA (2 ud`s), Betânia (2 ud`s), Cachoeira do Júlio (17 ud`s), Cachoeira dos Pedrosas (5 ud`s), Canadá (6 ud`s), Jasmim do Aluísio (3 ud`s), Merejo do Angico (12 ud`s), Morada Nova do Pedro (17 ud`s), Morada Nova do Tomaz (27 ud`s), Mutuca (61 ud`s), Mutuquinha (36 ud`s), Santa Fé (8 ud`s), São Bento do INCRA (8 ud`s), São Cristóvão (7 ud`s), Umburana (3 ud`s) e Várzea do Touro (4 ud`s) (Figura 17).

Na área de estudo a agropecuária de subsistência é a principal atividade dos moradores, destacando ovinos e caprinos, mas existindo gado, galinhas e porcos, criados na sua maioria de forma extensiva. As culturas de milho e feijão também fazem parte da atividade de produção das comunidades. As atividades econômicas restringem-se ao agroextrativismo e pecuária extensiva, com muito baixos rendimentos e produtividade inexpressivas (OLIVEIRA, 2006).

Figura 17 - Área de estudo, município de Tauá (CE)



Fonte: Adaptado do site <http://www.alunosonline.com.br/geografia/ceara.html>, acesso em 06/04/2009 e dos arquivos do Programa de Controle da Doença de Chagas da Secretaria Estadual da Saúde.

4.3. Captura de hospedeiros

4.3.1. Silvestres

Após a definição do local de estudo, identificou-se, com o auxílio de moradores, formações rochosas que poderiam ser abrigos naturais de *T. brasiliensis* e com presença de pequenos animais silvestres, como roedores e marsupiais, fato constatado por

busca ativa desses insetos e vestígios dos mamíferos. A partir dessas informações foram selecionadas três áreas: a) duas na localidade Mutuca, identificadas como: 1) Pedra da Cruz (**MPC**) (próximo a residências - 94m e mais susceptível à intervenção humana) (Figuras 17 e 18); 2) Seu Evangelista (**ME**) (não tão próximo a residências – 211m e com menor possibilidade de intervenção) (Figuras 17 e 19); e 3) uma na localidade Cachoeira do Júlio (**CJ**) (distante de residências – 370m e praticamente sem intervenção humana) (Figura 17 e 20). A figura 21 mostra as distâncias entre os locais de captura. Nesses lugares foram colocadas as armadilhas em transectos (aramadas com gatilho de gancho, de tamanhos pequena (33x14x10), média (33x12x14), grande (46x16x19) e Tomahawk grande (50x21,5x20), apropriadas para a captura de animais com diversos tamanhos e pesos. Elas permaneceram por 16 dias em campo, divididas em quatro campanhas distintas (fevereiro/2009, agosto/2009, fevereiro/2010 e agosto/2010), com quatro noites e dias cada. Os períodos escolhidos refletem o período máximo de seca (fevereiro) e o imediatamente posterior (agosto), onde se espera encontrar comportamento e estrutura populacional dos animais distintos (Anexo A).

Figura 18 - Localização, proximidade com residências e área do conglomerado de pedras (Mutuca – Pedra da Cruz).



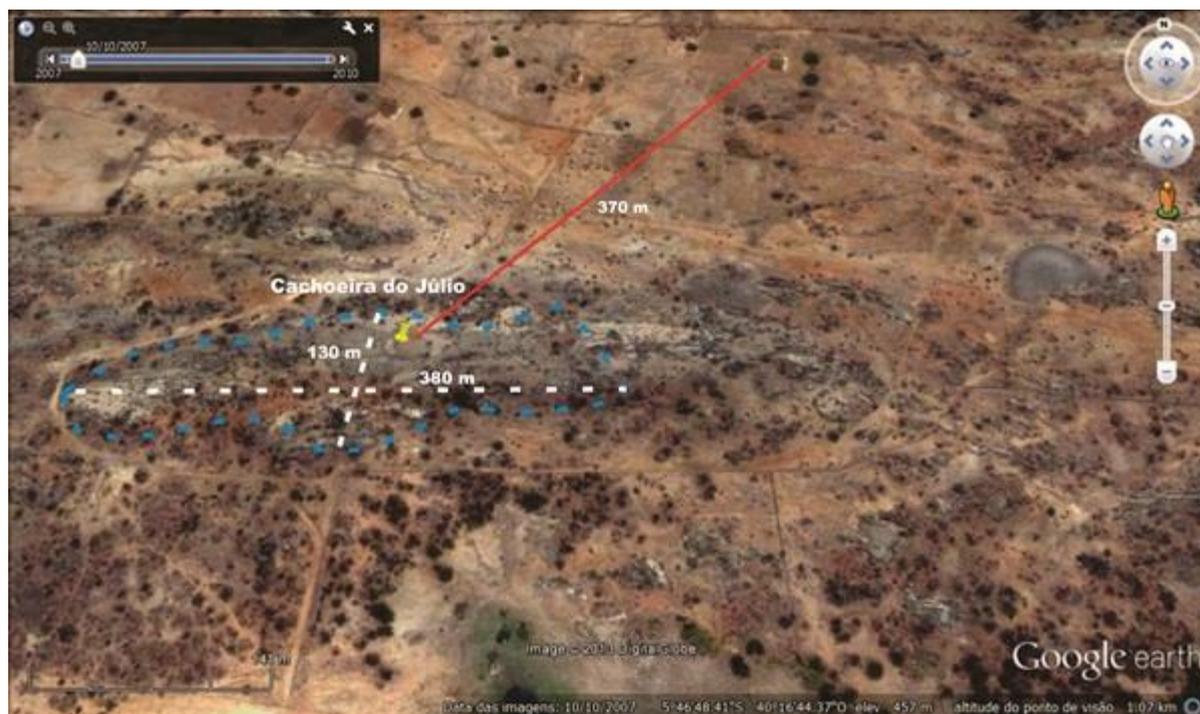
Fonte: Adaptado Google Earth, acesso em 01/02/2013.

Figura 19 - Localização, proximidade com residências e área do conglomerado de pedras (Mutuca – Seu Evangelista).



Fonte: Adaptado Google Earth, acesso em 01/02/2013.

Figura 20 - Localização, proximidade com residências e área do conglomerado de pedras (Cachoeira do Júlio).



Fonte: Adaptado Google Earth, acesso em 01/02/2013.

Figura 21 – Distâncias entre os locais de captura. ME: Mutuca Seu Evangelista; MPC: Mutuca Pedra da Cruz; CJ: Cachoeira do Júlio.



Fonte: Adaptado Google Earth, acesso em 05/06/2013.

A isca utilizada foi uma mistura de bacon, aveia, banana e pasta de amendoim, além de milho para as armadilhas de gancho. Esta isca é generalista, sendo composta de itens que representam grãos, proteína animal e frutas; e visa atrair animais de todos os hábitos alimentares, como carnívoros (ou insetívoros), granívoros e frugívoros (D'ANDREA *et al.*, 2006). As armadilhas foram iscadas ao fim da tarde e revisitadas ao amanhecer. Os indivíduos capturados foram encaminhados para o laboratório nas mesmas armadilhas onde foram capturados, receberam comida e água a vontade, e permaneceram por aproximadamente uma hora antes do início de sua manipulação. Este tempo é o presumido para que o animal possa se acalmar e se alimentar, não ultrapassando três horas do tempo de recolhimento da gaiola e o início do processamento das amostras. Indivíduos lactantes ou com filhotes no marsúpio não foram amostrados.

A amostragem foi por conveniência e definida pelo esforço de captura total das armadilhas-dia no período de exposição (somatório das armadilhas por tipo, multiplicado pelo período de exposição). A busca pela representação da fauna e da infecção pelo *T. cruzi* em cada momento era o objetivo maior, independente dos animais serem recapturados ou não.

Os animais capturados foram anestesiados com uma associação de Quetamina + Xilazina, via intramuscular, com seringas de 1 ml. Para roedores silvestres foi utilizada a dose de Quetamina (90 mg/kg) + Xilazina (5 mg/kg), calibre da agulha 0,38 x 13 mm - 27,5G ½. Nos marsupiais a dose de Quetamina (22 mg/kg) + Xilazina (1,1 mg/kg), calibre da agulha 0,8 x 25 mm - 21G1. Para outros grupos de animais, utilizou-se a técnica específica recomendada pelo Manual de manipulação de animais de laboratório do Centro de Pesquisa Gonçalo Muniz (FIOCRUZ/BA) (PAIVA *et al.*, 2005). Em seguida, os seguintes dados bionômicos foram coletados (Anexos F e G: espécies, local de captura, sexo e idade (adulto/jovem), e coleta de sangue por punção na veia caudal. Nos roedores no máximo 1ml de sangue e nos marsupiais 3 ml, respeitando o peso de cada animal. Após os procedimentos os marsupiais foram devolvidos à natureza no local de captura.

4.3.2. Domésticos e Peridomiciliares

A amostra foi definida por todos os cães, gatos e porcos que encontramos na visita às residências das localidades Mutuca e Cachoeira do Júlio, principal área de estudo (Figura 18).

Para os ovinos e caprinos, animais de maior importância econômica e cultural disponíveis nos peridomicílios, utilizou-se os registros de rebanhos disponíveis na Agência de Defesa Agropecuária do Estado Ceará (ADAGRI) na ocasião da campanha de vacinação contra aftosa em novembro de 2011, para definirmos a amostragem baseada em populações finitas e prevalência conhecida, separada por espécie animal, sexo e idade (menor de seis meses – jovem e maior de seis meses – adulto) (Apêndice G). Consideramos que iríamos trabalhar somente com animais menores de seis meses, buscando identificar o contato recente desses animais com a infecção pelo *T. cruzi*. A prevalência de sororeagentes para o *T. cruzi* estimada na literatura para ovinos e caprinos varia de forma significativa, utilizamos como referência o trabalho de Herrera *et al.* (2005) (prevalência de 2% - 1/56), por ter sido realizado em área de caatinga nordestina e por ser uma publicação recente no tema em relação às demais.

No ambiente doméstico e peridomiciliar a coleta de sangue dos caninos e felinos foi realizada por punção da veia femoral; e para suínos, ovinos e caprinos por punção da veia jugular. Os mesmos dados bionômicos descritos para os animais silvestres foram coletados, incluindo o ambiente por ele frequentado (silvestre, peridomiciliar e intradomiciliar) e há quanto tempo vive naquela casa ou arredores. Não encontramos

animais silvestres descritos como de importância epidemiológica no ciclo da doença de Chagas sendo confinados ou domesticados. Salienta-se que todos os procedimentos foram realizados sob orientação de profissional responsável, obedeceram às recomendações gerais quanto à integridade e bem-estar do animal, e tiveram consentimento através de termo assinado pelo dono ou responsável (Anexos B e F).

O material utilizado nos procedimentos, como lancetas, seringas e agulhas foi acondicionado em um descarte próprio (Descarpack), transportado junto com a equipe. Este Descarpack foi fechado e levado, ao final das amostragens de campo, ao Laboratório de Saúde Pública (LACEN-CE), onde foi devidamente descartado, segundo as normas de biossegurança deste Laboratório.

4.4. Diagnóstico da infecção pelo *T. cruzi*

4.4.1. Parasitológico

Foram confeccionadas duas lâminas de gota espessa por espécime de mamífero, para posterior diagnóstico parasitológico direto de *T. cruzi*, utilizando coloração de Giemsa, com leitura de 100 campos em cada gota em microscopia óptica, com aumento de 1.000x (FIOCRUZ, 2008a).

O diagnóstico parasitológico do *T. cruzi* foi realizado com a colaboração do Núcleo de Controle de Vetores da Coordenadoria de Promoção e Proteção à Saúde da Secretaria Estadual da Saúde em Fortaleza (NUVET / COPROM / SES-Ce).

4.4.2. Sorológico

Foram utilizadas duas técnicas para o diagnóstico sorológico: **a)** Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) nas amostras de caprinos, ovinos, suínos, cães e gatos; **b)** Imunoensaio Enzimático (ELISA Indireto) em cães. Como diagnóstico diferencial para *Leishmania infantum* foi utilizado o Teste Rápido para Diagnóstico de Leishmaniose Visceral Canina (CVL) - (Dual Path Platform - DPP) Bio-Manguinhos específico para cães. E para *Leishmania* spp.: RIFI e ELISA nos cães e RIFI nos gatos.

4.4.2.1. Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI)

Os antígenos utilizados foram as cepas de referência F90 (TcI) e Y (TcII) para *T. cruzi* e 579 (*L. infantum*) e 566 (*L. braziliensis*) para *Leishmania* spp., respectivamente,

ampliadas em culturas axênicas e misturadas em proporções iguais. A pesquisa de anticorpos específicos foi realizada através de pesquisa de anticorpos séricos (IgG anti-*T. cruzi* e IgG anti-*Leishmania*), utilizando RIFI, segundo Camargo (1966). As amostras foram testadas com conjugados IgG anti-cão, anti-gato, anti-cabra, anti-ovelha e anti-porco conjugado ao Isotiocianato de Fluoresceína da Sigma®.

Os soros foram diluídos serialmente em uma proporção decrescente de 2x (1:10 - 1:320) e testados com antígeno total de *T. cruzi* e *Leishmania spp.* A leitura da reação foi feita utilizando um microscópio de fluorescência composto com uma fonte de luz de alta intensidade (luz Ultra Violeta). Os resultados foram expressos pela maior diluição do soro, em que ainda se observa fluorescência específica. Nas amostras que tiveram titulação 1/320, a reação foi repetida e foi feita nova diluição (1/10 - 1/20480). Foram consideradas como positivas as reações que mostrarem fluorescência em pelo menos metade do campo observado ao microscópio com diluição $\geq 1:40$ para cães e gatos e $>1:40$ para as demais espécies. E suspeitas às reações que não atingiram a fluorescência na metade dos campos observados com a diluição acima citada para cada grupo de animais e tiveram outras reações positivas ou na zona cinza.

4.4.2.2. Ensaio Imunoenzimático (ELISA)

A placa de ELISA foi sensibilizada com o antígeno na concentração de 2,4µg/mL diluído em tampão de sensibilização e incubada por 1 hora a 37°C. A placa foi lavada 3 vezes com tampão de lavagem. Em seguida, adicionaram-se as amostras, na diluição 1:100, diluídos em solução diluente de amostra/conjugado, contendo 2% de lectina de leite e incubada a 37°C por 30 minutos. Após essa etapa, a placa foi lavada 6 vezes com o tampão de lavagem. Em seguida, foi diluído o conjugado no diluente de amostra/conjugado na diluição 1:40.000 e incubado a 37°C por 30 minutos. Após essa etapa, a placa foi lavada 6 vezes com o tampão de lavagem. A reação foi revelada pela adição de cromógeno tetrametilbenzidina (TMB) mais o substrato peróxido de hidrogênio em solução diluente do substrato e reação durante 30 minutos em temperatura ambiente. A reação foi bloqueada pela adição de ácido sulfúrico 2M. A quantificação da reação foi determinada através de leitura por espectrofotômetro no comprimento de onda de 450 nm. O ponto de corte para o teste de ELISA foi estabelecido através da média da densidade óptica (DO) do controle negativo adicionado 20% a esse valor. Foram consideradas

suspeitas as reações que permaneceram em zona cinza e positivaram para outro teste diagnóstico.

4.4.2.3. Teste Rápido DPP® (Dual Path Plataform)

O Teste rápido DPP é um teste imunocromatográfico para diagnóstico de Leishmaniose Visceral Canina (Bio-Manguinhos), que detecta qualitativamente anticorpos de cães anti-*Leishmania infantum* (agente etiológico da Leishmaniose Visceral Canina). Consiste na detecção de anticorpos contra os antígenos recombinantes K39 (rK39) e K28 (rK28) expressos nas espécies de *Leishmania* do complexo *Leishmania donovani*, cuja *L. infantum* é a única espécie deste complexo presente no Brasil. O teste emprega uma combinação de proteína A conjugada a partículas de ouro coloidal e anticorpos específicos de amostra para *Leishmania*. Em sequência, reage com antígenos recombinantes de *Leishmania* ligados a uma membrana (fase sólida). Para todos os procedimentos para realização do teste rápido, seguir orientação do fabricante que acompanha o KIT TR DPP® LEISHMANIOSE VISCERAL CANINA – Bio-Manguinhos (Manual de instrução de uso).

O diagnóstico sorológico para *T. cruzi* foi realizado com a colaboração do Laboratório de Referência em Taxonomia e Diagnóstico de Reservatórios Silvestres das Leishmanioses do Instituto Oswaldo Cruz da Fundação Oswaldo Cruz, no Rio de Janeiro (IOC/FIOCRUZ-MS).

4.4.3. Caracterização molecular – PCR Multiplex

Amostras de sangue total foram colocadas em papel filtro (Whatman nº 1). Depois de secas, foram envolvidas em isofilme e papel alumínio, e armazenadas individualmente a -20°C. Foram submetidas a uma PCR (*Polymerase Chain Reaction*) multiplex para o diagnóstico e caracterização do *T. cruzi* em TcI ou TcII.

O DNA foi extraído das amostras em papel de filtro, por meio de sua picotagem milimétrica em microtubos individuais, de acordo com (MACHADO *et al.*, 2000). Em cada tubo acrescentou-se 100µl de água deionizada, a amostra foi aquecida a 70°C por 10 minutos e centrifugada por 3 minutos a 17.900 xg. O sobrenadante contendo o DNA foi estocado a 4°C e utilizado para PCR.

Liarte *et al.* (2009) mostraram que, utilizando os iniciadores específicos para *T. cruzi* Diaz 7 (5' CGCAAACAGATATTGACAGAG 3'), Diaz 8 (5' TGTTACACACTGGACACCAA 3') e TcSat 4 (5' GCAGCCGCTCGAAAACCTATCC 3') não será amplificado o DNA dos hospedeiros (vertebrados e invertebrados) e nem de outros tripanosomatídeos (*T. rangeli*, *L. braziliensis* e *L. amazonensis*).

As reações foram realizadas no termociclador Mastercycler®. O tampão para cada reação foi (50 mM KCl, 20 mM Tris-HCl; pH 8,4), 1,9 mM de MgCl₂, dNTPs (200 µM de cada um dos desoxirribonucleotídeos – Promega, Madison, WI, USA), 5 pmoles de cada iniciador; 0,5 unidades da enzima Taq DNA polimerase (Invitrogen, Carlsbad, CA, USA) e 1 µl do DNA de *T. cruzi*, extraído na etapa anterior. Como controle positivo, utilizamos as cepas padrão Colombiana e Y, pertencentes aos grupos TcI e TcII, respectivamente. Após a PCR, 3 µl do produto foi submetido à análise em gel de poliacrilamida 6% e corado em nitrato de prata 0,2%, revelando a presença de bandas específicas.

O diagnóstico e caracterização molecular do *T. cruzi* foram realizados com a colaboração do Centro de Pesquisa René Rachou, da Fundação Oswaldo Cruz, em Belo Horizonte (CPqRR/FIOCRUZ-MS).

4.5. Caracterização da infestação por triatomíneos e infecção natural pelo *T. cruzi*

Foram definidos os indicadores de **infestação** (porcentagem de unidades domiciliares (UD's) positivas para triatomíneos em relação às pesquisadas), **infecção natural** (porcentagem de triatomíneos infectados pelo *T. cruzi* em relação aos examinados) e **colonização** (porcentagem de casas positivas com ninfas no intradomicílio em relação ao número de casas positivas no intradomicílio), buscando identificar qual a espécie de triatomíneo predominante, bem como seu estágio evolutivo e local de captura (intradomicílio e/ou peridomicílio). A unidade domiciliar (UD) é a união do ambiente intradomiciliar e o peridomiciliar, ou seja, é a habitação humana e o seu entorno, com todas as edificações permanentes, temporárias, acúmulos de matérias, cercas, abrigos de animais etc.

Todas as unidades domiciliares das localidades selecionadas foram pesquisadas pelos agentes de endemias de forma manual, conforme preconiza o *Manual de Normas Técnicas da Campanha de Controle da Doença de Chagas do Ministério da Saúde* (1980), utilizando como instrumento de coleta de dados os formulários próprios dessa atividade

(Anexo G). Foram inspecionados todos os locais possíveis de abrigar triatomíneos, seja na casa, nos anexos e em todos os outros locais da unidade domiciliar que estiverem sendo pesquisados (cercas, materiais expostos, alpendres etc). Todas as superfícies, internas e externas, de paredes, móveis, outros utensílios e objetos diversos devem ser observados (BRASIL, 1980). Além das informações rotineiras obtidas no formulário padrão de campo (Anexo G), foi anotado o local específico de captura, conforme Anexo H. O intradomicílio foi considerado como um único lugar, e o peridomicílio dividido em tipos de anexos: 1) galinheiro; 2) chiqueiro; 3) paiol; 4) lenha; 5) pedra, telha e tijolo; e 6) outros.

Os triatomíneos encontrados foram levados ao Laboratório de Triatomíneos e Epidemiologia da Doença de Chagas (LATEC) do CPqRR/FIOCRUZ-MS para identificação quanto à espécie, estágio de desenvolvimento, infecção natural pelo *T. cruzi*, e identificação de fontes alimentares. Os dados foram organizados conforme modelo em anexo (Anexo I).

A pesquisa triatomínica no ambiente silvestre foi realizada de forma manual, ao anoitecer, com auxílio de lanterna, nos mesmos locais da captura dos mamíferos. O período de captura foi o referente à primeira campanha (fevereiro/2009), por quatro noites consecutivas. Os insetos foram separados por local, para posterior identificação quanto à espécie, estágio de desenvolvimento, infecção pelo *T. cruzi* e identificação de fontes alimentares. Diante dos baixos resultados para a identificação de fontes alimentares encontrados nesse período, uma pesquisa complementar foi realizada em agosto/2009 nos mesmos locais e seguindo a mesma metodologia.

4.6. Identificação da fonte alimentar

A identificação da fonte alimentar foi realizada para complementar a lista de animais que compartilham o ambiente silvestre com o *T. brasiliensis* e determinar aqueles que realmente participam desse processo.

Para a extração do DNA dos triatomíneos as asas e o conexivo (adultos) foram retirados, bem como a cutícula superior do abdomen. Com uma tesoura de dissecação, foi separada a porção lateral da parte central do abdomen, sendo a parte central, local que se encontra o tubo digestivo, destinado à extração do DNA. Nos insetos em que é possível observar grande quantidade de sangue no tubo digestivo, a extração é realizada da porção terminal do abdomen (aproximadamente a partir do sexto tergito). Em ninfas de terceiro estágio, ao invés de retirar a cutícula abdominal superior, é feito um corte em

forma de “V” no abdômen, de maneira que a porção terminal seja destinada à extração. Em ninfas menores, devido ao seu tamanho reduzido, é extraído o DNA da porção abdominal inteira.

As extrações foram processadas em tubos eppendorfs e seguiu protocolo de HotShot (TRUETT *et al.*, 2000). O conteúdo alimentar do inseto (sangue + tecido) foi macerado com o auxílio de um pistilo em 50 ml de solução de lise (25 mM NaOH, 0,2 mM de EDTA). Seguiu-se a incubação deste material a 95°C durante 30 minutos. Após a incubação, as amostras foram colocadas em gelo durante cinco minutos e em seguida, foram adicionados 50 ml de solução de neutralização (40 mM Tris-HCl). As amostras, então, foram centrifugadas rapidamente (20 segundos a 14000 rpm) e o sobrenadante armazenado em tubos tipo eppendorf até a amplificação por PCR.

A qualidade e concentração do DNA purificado foram mensuradas em espectrofotômetro Nanodrop ND 1000, sendo o grau de pureza das amostras determinado pela reação de absorbância 260/280nm de comprimento de onda.

4.6.1. Amplificação do DNA (PCR)

A identificação das fontes alimentares dos triatomíneos foram realizadas utilizando um par de iniciadores que amplificam parte do mtDNA do gene citocromo B (CytB). Estes iniciadores, L14841 5'- AAAAAGCTTCCATCCAACATCTCAGCATGA TGAAA-3' e H15149 5'- AAAGTGCAGCCCCCTCAGAATGATATTTGTCCTCA-3', designados iniciadores universais para animais vertebrados (KOCHER *et al.*, 1989), amplificam um fragmento de 305pb e possuem a vantagem de não amplificar o DNA dos triatomíneos presentes no tecido animal.

A reação de PCR foi realizada em um volume final de 25µl, contendo 2,5µl de Buffer 10X (Promega); 2,0µl de dNTP 2,5mM; 0,75µl de MgCl₂ 50mM; 2,5µl de cada iniciador 10pmol; 0,2µl de Taq Polimerase 0,5U/µl (Invitrogen) e 2,5µl de DNA. Para cada reação de PCR um controle negativo (sem DNA) foi corrido em paralelo.

A amplificação é realizada em termociclador (Eppendorf Mastercycler), sendo que as condições estabelecidas para as reações de sequências foram: desnaturação inicial por 95°C por 5 min, 95°C por 30 segundos, temperatura de anelamento dos iniciadores de 58°C por 30 segundos, temperatura de extensão a 72°C por 1 minuto, retorna ao passo 2 e repete 35 vezes, extensão final de 72°C por 6 minutos.

Após a PCR, 3µl do produto amplificado é submetido a eletroforese em gel de poliacrilamida a 8% para ver se a PCR amplificou a banda de interesse.

4.6.2. Purificação do DNA

A purificação do produto da PCR (banda de interesse) foi realizada utilizando o QIAquick PCR Purification Kit – Qiagen, segundo protocolo do fabricante. Após a purificação, a qualidade e concentração do DNA purificado foram mensuradas em espectrofotômetro Nanodrop ND 1000, sendo o grau de pureza das amostras determinado pela reação de absorvância 260/280nm de comprimento de onda.

4.6.3. Reação de Sequenciamento e Precipitação de DNA

Para cada amostra a ser sequenciada em sequenciador ABI 3730, utilizou-se 10 ng do DNA amplificado. Para a preparação do mix utiliza-se 1 µl de cada iniciador (5 pmol/µL), 1µl de Big Dye, 1µl de tampão e 1µl do produto de PCR amplificado e q.s.p 10µl de H₂O. Utiliza-se um termociclador (Eppendorf Mastercycler) com um programa de 35 ciclos, nas seguintes temperaturas: desnaturação inicial por 96°C por 1 minuto, anelamento por 96°C por 15 segundos, temperatura de extensão 58°C por 15 segundos, retorna ao passo 2 e repete 35 vezes, extensão final de 60°C por 4 minutos.

A precipitação do DNA para a reação de sequenciamento foi realizada segundo protocolo abaixo:

- Adicionar 1µL de EDTA em cada poço;
- Adicionar 1µL de acetato de amônio 7,5M ou acetato de sódio 3M;
- Adicionar 50µL de etanol 100%;
- Selar a placa com adesivo e vortexá-la brevemente;
- Incubar a placa por 15 min dentro da centrífuga desligada;
- Centrifugar por 45 min a 3700 RPM, temperatura ambiente;
- Verter a placa, descartando o sobrenadante;
- Adicional 100 µL de etanol 70%;
- Centrifugar por 15 min a de etanol 70%;
- Centrifugar por 15 min a 3700 RPM, temperatura ambiente;
- Verter e dar um spin na placa invertida;
- Ressuspender com formamida HI DI.

4.6.4. Identificação das sequências

A identificação da fonte alimentar foi obtida por comparação entre a sequência de DNA obtida à depositadas na plataforma geneBank utilizando a ferramenta Blast.

4.7. Aspectos éticos

O presente trabalho é parte integrante do Projeto WHO/TDR A70596 que busca estudar os padrões de reinfestação por vetores da doença de Chagas em quatro países da América Latina: Brasil, Paraguai, Bolívia e Argentina. No Brasil, temos o Laboratório de Triatomíneos e Epidemiologia da Doença de Chagas (LATEC) do Centro de Pesquisa René Rachou (FIOCRUZ/MG) como colaborador e responsável pelo projeto.

O mesmo foi submetido ao Comitê de Ética Animal da Universidade Federal do Ceará, sob protocolo n° 103, em outubro de 2011, e aprovado no Instituto Chico Mendes da Conservação da Biodiversidade do Ministério do Meio Ambiente (ICMBio / MMA), por meio do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO), processo n° 31.693-1 e Código de autenticação 46619742.

5. RESULTADOS

5.1. Mamíferos domésticos e peridomésticos

O diagnóstico parasitológico através de gota espessa foi negativo para todos os 317 animais peridomiciliares e 112 animais silvestres.

O inquérito em ovinos mostrou que 1% (1/102) dos animais testados apresentaram anticorpos para *T. cruzi*, mas 31% (32/102) foram considerados suspeitos com titulação máxima de 1/40 (Tabelas 4 e 5). Embora o animal positivo tenha sido encontrado na Cachoeira do Júlio, a maioria dos suspeitos 59,4% (19/32) foram procedentes da Mutuca. Dentre os caprinos testados observou-se 13% (11/83) de amostras suspeitas para *T. cruzi* com titulação de 1/40 e nenhuma foi considerada positiva (Tabela 5 e 6). A maioria dos suspeitos 64% (7/11) foram animais da Cachoeira do Júlio.

Nos suínos pesquisados 6% (2/34) apresentaram anticorpos para *T. cruzi*, uma fêmea de 10 meses da Cachoeira do Júlio e um macho de 1 ano da Mutuca, e 26,5% (9/34) foram de suspeitos (Tabela 4 e 5 e Figura 22).

Figura 22 – **A)** Pocilga em boas condições de construção, localizada dentro de um curral de ovinos e caprinos, próximo a pedregais. Foto diurna; **B)** Detalhe dos blocos de cimento no interior da pocilga infestados de *T. brasiliensis* à noite.



Fonte: Liléia Diotaiuti

A pesquisa por anticorpos para *T. cruzi* em gatos apresentou 51% (21/41) tiveram RIFI \geq 1:40 (Tabela 4). Destes, 2,4% (1/41) foi positivo apenas para *T. cruzi*; 22% (9/41) apresentaram títulos positivos para *T. cruzi* + *Leishmania* spp.; 17% (7/41) foram positivos somente para *Leishmania* spp. (Tabela 6), apontando a sobreposição desses dois parasitos nesse ambiente.

Nas 53 amostras de cães investigados com infecção por *T. cruzi*, 74% (39/53) e 85% (45/53) reagiram para ELISA e RIFI, respectivamente (Tabela 4). Foram considerados positivos 38% (20/53), 2% (1/53) suspeitos de infecção. Positivos para *Leishmania* spp. 4% (2/53) e 2% (1/53) para *L. infantum*. Concomitantemente 19% (10/53) das amostras reagiram para *T. cruzi* e *Leishmania* spp. e 13% (7/53) para *T. cruzi* e *L. infantum*. Dentre os cães positivos para *T. cruzi*, a idade variou de 8 meses a 15 anos, com mediana de 3 anos (Tabela 6).

Tabela 4 – Abundância de captura e soroprevalência da infecção natural por *Trypanosoma cruzi*, *Leishmania* spp. e *Leishmania infantum* de mamíferos domésticos e peridomésticos em duas localidades no município Tauá (CE), 2012.

Espécies	Abundância	Mutuca					Cachoeira do Júlio					Total				
		ELISA <i>T. cruzi</i>	RIFI <i>T. cruzi</i>	RIFI <i>Leishmania</i> spp.	ELISA LVC	TR- DPP	ELISA <i>T. cruzi</i>	RIFI <i>T. cruzi</i>	RIFI <i>Leishmania</i> spp.	ELISA LVC	TR-DPP	ELISA <i>T. cruzi</i>	RIFI <i>T. cruzi</i>	RIFI <i>Leishmania</i> spp.	ELISA LVC	TR- DPP
<i>Ovis aries</i>	106 (33,4%)	-	0/50	-	-	NA ^a	-	1/52 (2%)	-	-	NA	-	1/102 (1%)	-	-	NA
<i>Capra aegagrus hircus</i>	83 (26,2%)	-	0/34	-	-	NA	-	0/49	-	-	NA	-	0/83	-	-	NA
<i>Canis familiaris</i>	53 (16,8%)	31/41 (76%)	35/41 (85%)	25/41 (61%)	17/41 (41%)	7/41 (17%)	8/12 (67%)	10/12 (83%)	6/12 (50%)	4/12 (33%)	5/12 (42%)	39/53 (74%)	45/53 (85%)	31/53 (58%)	21/53 (40%)	11/53 (21%)
<i>Felis catus</i>	41 (13%)	-	18/34 (53%)	16/34 (47%)	-	NA	-	3/7 (43%)	6/7 (86%)	-	NA	-	21/41 (51%)	22/41 (54%)	-	NA
<i>Sus domesticus</i>	34 (10,6%)	-	1/22 (4,5%)	-	-	NA	-	1/12 (8,3%)	-	-	NA	-	2/34 (6%)	-	-	NA
Total	317 (100%)	31/41 (76%)	54/181 (30%)	41/75 (55%)	17/41 (41%)	7/41 (17%)	8/12 (67%)	15/132 (11%)	12/19 (63%)	4/12 (33%)	5/12 (42%)	39/53 (74%)	69/313 (22%)	53/94 (56%)	21/53 (40%)	11/53 (21%)

Fonte: Da autora

^a - NA: Não se aplica.

RIFI: Reação de Imunofluorescência Indireta

LVC: Leishmaniose Visceral Canina

TR-DPP[®]LVC: Teste Rápido - Dual-Path Platform

Leishmania spp.: *Leishmania braziliensis* e *L. infantum*

Tabela 5 - Soroprevalência da infecção natural por *Trypanosoma cruzi* em ovinos, caprinos e suínos determinada através da técnica de RIFI no município de Tauá (CE), 2012.

Espécies	RIFI +/-total (%)	RIFI no Cut Off/Total (%)
Ovino (<i>Ovis aries</i>)	1/102 (1%)	32/102 (31%)
Caprino (<i>Capra aegagrus hircus</i>)	0/83 -	11/83 (13%)
Porco (<i>Sus domesticus</i>)	2/34 (6%)	9/34 (26,5%)

Fonte: Da autora

RIFI: Reação de Imunofluorescência Indireta

Cut Off; Título pela RIFI= 1/40

Tabela 6 - Soroprevalência da infecção por *Trypanosoma cruzi*, *Leishmania* spp. e *Leishmania infantum* determinada através da técnica de RIFI, ELISA e TR-DPP LVC em mamíferos domésticos, de acordo com a faixa etária no município de Tauá (CE), 2012.

Espécies	Faixa Etária (anos)	<i>T. cruzi</i>	<i>Leishmania</i> spp.	<i>L. infantum</i>	<i>T. cruzi</i> e <i>Leishmania</i> spp.	<i>T. cruzi</i> e <i>L. infantum</i>	Título = 1:40 <i>T. cruzi</i>
Cão (<i>Canis familiaris</i>)	0-1	2/16 (12,5%)	0/16	1/16 (6,2%)	2/16 (12,5%)	1/16 (6,2%)	1/16 (6,2%)
	1-3	9/20 (45%)	1/20 (5%)	0/20	4/20 (20%)	4/20 (20%)	0/20
	3-15	9/17 (53%)	1/17 (6%)	0/17	4/17 (23,5%)	2/17 (12%)	0/17
	Total	20/53 (38%)	2/53 (4%)	1/53 (2%)	10/53 (19%)	7/53 (13%)	1/53 (2%)
Gato (<i>Felis catus</i>)	0-1	0/14	0/14	NA ^a	5/14 (36%)	NA	2/14 (14%)
	1-3	1/16 (6%)	2/16 (12,5%)	NA	3/16 (19%)	NA	1/16 (6,2%)
	3-15	0/11	5/11 (45%)	NA	1/11 (9%)	NA	2/11 (18%)
	Total	1/41 (2,4%)	7/41 (17%)	NA	9/41 (22%)	NA	5/41 (12%)

Fonte: Da autora

^a - NA: Não se Aplica

RIFI: Reação de Imunofluorescência Indireta

TR-DPP[®]LVC: Teste Rápido - Dual-Path Platform

Leishmania spp.: *Leishmania braziliensis* e *L. infantum*

Cut Off; Título pela RIFI= 1/40

5.2. Mamíferos Silvestres

Dentre roedores e marsupiais, um total de nove espécies foram capturadas, correspondentes a 112 amostras (Tabela 9). O sucesso de captura total foi de 9,6%, com um esforço global de 1.165 armadilhas-noite nas quatro etapas e três locais (Tabela 8). O número de espécies coletadas no MPC, ME e CJ foram 5, 5 e 4 respectivamente. A captura de *Trichomys laurentius*, com 74% (83/112), foi a espécie mais abundante e amplamente distribuída, independente se na área havia ou não interferência humana. O *Kerodon rupestris*, com 10% (11/112), foi a segunda espécie mais abundante e sua presença esteve predominantemente relacionada com o ambiente mais antrópico, no MPC com 63% (7/11). O *Didelphis albiventris* 3,5% (4/112) só foi encontrado no ME, ambiente considerado intermediário com relação à interferência humana (Tabela 8).

A captura de *Rattus rattus* é justificada por termos colocado armadilhas em um cômodo que armazenava grãos, a pedido de um morador. O *Mus musculus* estava no interior do ninho abandonado de um pássaro chamado casaca-de-couro (*Pseudoseisura cristata*), no ambiente silvestre.

Em 2009, foi observada uma predominância de 44% (32/73) de machos/adultos e 30% (22/73) machos/jovens nos animais capturados, mas a presença de fêmeas adultas e jovens também foi constatada. Este fato não ocorreu em 2010, onde 79,5% (31/39) dos animais capturados foram machos/jovens.

O sucesso de captura em 2009, por local e período de estudo, foi de 23,6% (73/309) e representou 65% de todos os animais capturados. Em 2010 o sucesso de captura foi de 4,6% (39/853), mesmo com um esforço de captura 2,7 vezes maior (Tabela 8).

Ao relacionarmos os dados da captura de animais silvestres à ocorrência de chuvas e ao esforço de captura, temos que, no início das chuvas (fev2009/mar2010), o número de animais capturados representa 10% a menos do que os animais capturados no início da seca, com predominância de indivíduos machos/jovens (45% - 23/51), seguidos por machos/adultos (33% - 16/51). No início da seca (agosto2009/2010) a captura de machos/jovens foi superior, correspondendo a 49% (30/61).

A tabela 9 mostra que não houve diferença entre o número de espécies quando relacionamos a captura de animais silvestres ao período de incidência das chuvas, bem como na abundância das duas principais espécies encontradas. A espécie *G. spixii* foi capturada unicamente no início das chuvas (100% - 2/2) (fev 2009/mar

2010) no MPC, local com maior interferência humana. Estes dados contrapõem à captura do *W. pyrrhorinos*, onde 100% (2/2), ocorreu no início do período seco (agosto 2009 /agosto 2010), no CJ, local considerado de menor intervenção humana. O *D. albiventris*, apesar de ter sido capturado nos dois períodos, teve sua predominância na seca 75% (3/4), sendo encontrado apenas no ME, local considerado intermediário quanto à interferência humana.

Na caracterização molecular, através do PCR Multiplex, nenhuma das 24 amostras capturadas em fevereiro/2009 amplificou fragmentos que caracterizassem a presença de DNA de *T. cruzi*. Entre estes espécimes, 91,6% (22/24) correspondem a *T. laurentius* e 8,4% (2/24) a *R. rattus*.

Tabela 7 – Esquema de distribuição das armadilhas para captura de pequenos mamíferos por trilha, esforço total e sucesso alcançado por período de estudo no ambiente silvestre do município de Tauá (CE)

Trilha	Local	FEVEREIRO 2009 (Início da chuva)			AGOSTO 2009 (Início da seca)			MARÇO 2010 (Início da chuva)			AGOSTO 2010 (Início da seca)			TOTAL	
		Total de armadilhas por trilha	Esforço total de captura*	Sucesso (%)	Total de armadilhas por trilha	Esforço total de captura	Sucesso (%)	Total de armadilhas por trilha	Esforço total de captura	Sucesso (%)	Total de armadilhas por trilha	Esforço total de captura	Sucesso (%)	Esforço total de captura	Sucesso (%)
CJ	Figura 20	9 (8 Gap + 1 Twg) em 4 noites e 2 (Gam) em 3 noites	42	15,9	20 Gap em 3 noites	60	30	34 (23 Gap + 7 Gam + 2 Gag + 2 Twg) em 4 noites	136	3,7	38 (30 Gap + 6 Gam + 2 Gag) em 4 noites	152	2,6	390	8,7
ME	Figura 19	11 (Gap) em 3 noites e 4 (1 Gap + 2 Twg) em 2 noites	41	24,4	20 (18 Gap + 2 Twm) em 3 noites	60	23,3	33 (22 Gap + 7 Gam + 3 Gag + 1 Twg) em 4 noites	132	9	38 (30 Gap + 7 Gam + 1 Gag) em 4 noites	152	0,6	385	10,1
ME - INTRA**	Figura 19	6 (Gap) em 3 noites	18	11	2 Gap em 2 noites	6	50	-	-	-	-	-	-	24	21
MPC	Figura 18	7 (5 Gap + 2 Gam) em 3 noites e 1 (Gap) em duas noites	23	21,7	19 Gap em 3 noites e 1 (Gap) em 2 noites	59	28,8	33 (23 Gap + 6 Gam + 2 Gag + 2 Twg) em 4 noites	132	7,5	38 (30 Gap + 7 Gam + 1 Gag) em 4 noites	152	4,6	366	10,6
Total		-	124	19,3	-	185	26,5	-	400	6,7	-	456	2,6	1165	9,6

Fonte: Da autora.

* - Armadilhas – noite;

** Solicitação do morador;

Gam – armadilha “tipo gancho” média

Gap – armadilha “tipo gancho” pequena

Gag – armadilha “tipo gancho” grande

Twm – armadilha modelo Tomahawk média

Twg – armadilha modelo Tomahawk grande

Tabela 8 - Abundância de mamíferos silvestres por local de captura no município de Tauá (CE)

Espécie	Abundância (%)	MPC (%)	ME (%)	CJ (%)
<i>Thrichomys laurentius</i>	83 (74)	28 (71)	26 (66,6)	29 (85,3)
<i>Kerodon rupestris</i>	11 (10)	7 (17)	2 (5,2)	2 (5,9)
<i>Rattus rattus</i> *	5 (4,5)	0	5 (12,8)	0
<i>Didelphis albiventris</i>	4 (3,5)	0	4 (10,2)	0
<i>Monodelphis domestica</i>	3 (2,6)	1 (2,4)	1 (2,6)	1 (2,9)
<i>Galea spixii</i>	2 (1,8)	2 (4,8)	0	0
<i>Wiedomys pyrrhorinos</i>	2 (1,8)	0	0	2 (5,9)
<i>Conepatus semistriatus</i>	1 (0,9)	1 (2,4)	0	0
<i>Mus musculus</i> **	1 (0,9)	0	1 (2,6)	0
Total	112 (100)	39 (34,8%)	39 (34,8%)	34 (30,4%)

Tabela 9 - Abundância de mamíferos silvestres capturados por local e período no município de Tauá (CE).

Espécie	Início da chuva				Início da seca				Abundância
	MPC	ME	CJ	Total	MPC	ME	CJ	Total	
<i>Thrichomys laurentius</i>	11 (61%)	18 (75%)	12 (100%)	41/83 (49,4%)	17 (81%)	8 (53%)	17 (77,3%)	42/83 (50,6%)	83 (74%)
<i>Kerodon rupestris</i>	3 (17%)	2 (8,3%)		5/11 (45,4%)	4 (19%)		2 (9,1%)	6/11 (54,5%)	11 (10%)
<i>Rattus rattus</i> *		2 (8,3%)		2/5 (40%)		3 (20%)		3/5 (60%)	5 (4,5%)
<i>Didelphis albiventris</i>		1 (4,2%)		1/4 (25%)		3 (20%)		3/4 (75%)	4 (3,5%)
<i>Monodelphis domestica</i>	1 (5,5%)			1/3 (33,3%)		1 (7%)	1 (4,5%)	2/3 (66,7%)	3 (2,6%)
<i>Galea spixii</i>	2 (11%)			2/2 (100%)				0/2	2 (1,8%)
<i>Wiedomys pyrrhorinos</i>				0/2			2 (9,1%)	2/2 (100%)	2 (1,8%)
<i>Conepatus semistriatus</i>	1 (5,5%)			1/1 (100%)				0/1	1 (0,9%)
<i>Mus musculus</i> **		1 (4,2%)		1/1 (100%)				0/1	1 (0,9%)
Total	18/54 (33%)	24/54 (44%)	12/54 (22%)	54 /112 (48%)	21/58(36%)	15/58 (26%)	22/58 (38%)	58/112 (52%)	112 (100%)

Fonte: Da autora.

* Captura intradomiciliar por solicitação de um morador.

** Capturado em ninho de casaca-de-couro (*Pseudoseisura cristata*).

5.3. Infestação por triatomíneos e infecção pelo *T. cruzi*

Foram pesquisadas 251 UD's em fevereiro e março de 2009, nas 18 localidades do estudo, entre as quais 39% (97/251) foram positivas. Destas, 12,3% (31/97) no intradomicílio, 29% (73/97) no peridomicílio e 7,2% (7/97) tiveram os dois ambientes infestados por triatomíneos. Todas as localidades investigadas apresentaram a presença de triatomíneos com uma infestação média de 40%, variando de 16% a 100%.

As casas trabalhadas possuíam boas condições de construção, sendo 64,5% (162/251) de alvenaria com reboco, 27% (68/251) alvenaria sem reboco, 4,4% (11/251) barro sem reboco e 4% (10/251) barro com reboco. Nos peridomicílios foram pesquisados 437 anexos, sendo positivos 18% (79/437). Entre estes houve a predominância de infestação dos galinheiros 47% (37/79), telhas, tijolos e pedras representaram 24% (19/79) e outros ecótopos 16% (13/79).

Foram capturados 749 triatomíneos na pesquisa domiciliar, sendo 369 (49,3%) de *T. brasiliensis* e 377 (50,3%) de *T. pseudomaculata*. Apenas os espécimes de *T. brasiliensis* estavam infectados por *T. cruzi* 25 (12,8%). Destes, 3 (5,9%) foram encontrados no intradomicílio e 22 (14%) no peridomicílio. Em todos os ambientes a quantidade de ninfas de *T. brasiliensis* foi superior, 74,5%, 78,6% e 79% no intradomicílio, peridomicílio e silvestre, respectivamente. O maior número de insetos foi capturado no peridomicílio (91,3%). O número de *T. pseudomaculata* capturados no peridomicílio foi de 25 vezes maior do que no intradomicílio, mas com presença de ninfas, mostrando sua capacidade de colonizar também este ambiente (Tabela 10).

A captura silvestre de triatomíneos foi realizada nos mesmos locais descritos para a captura dos pequenos mamíferos, focando nos enormes conglomerados de rochas que apresentam inúmeras possibilidades de abrigo para estes e outros animais. A partir do entardecer, triatomíneos de todos os estádios deixam seus esconderijos e postam-se na superfície das pedras. Não há muita movimentação dos insetos, que são facilmente capturados. Surpreendentemente, os triatomíneos têm uma postura agressiva, atacando os capturadores, podendo até mesmo persegui-los por vários minutos, com a proboscide distendida e pronta para a picada (Figura 23). A temperatura da superfície das rochas cai de 65°C até cerca de 30°C ao longo da noite (CATALÁ, S. S. Comunicação pessoal), e os triatomíneos retornam aos esconderijos por volta das 21-22 horas. Em algumas ocasiões foi observado o voo de adultos, mas proporcionalmente ao número de insetos visualizados, voar não é o objetivo dos insetos nesta ocasião. Entre os 166 triatomíneos silvestres

capturados, 131 (79%) eram ninfas e outros 35 (21%) adultos. Destes, uma ninfa de 5º estágio e um macho encontravam-se infectados pelo *T. cruzi* (Tabela 10).

Para a identificação de fontes alimentares nos *T. brasiliensis* capturados no ambiente silvestres, foi extraído DNA de 35 amostras (n = 35). Destas, 16 (nove ninfas e sete adultos) confirmaram a presença do fragmento estudado (banda de ~ 305pb), correspondente ao DNA de citocromo b, após a confecção de géis de poliacrilamida. As amostras pertenciam ao ambiente mais antrópico, MPC e o menos antrópico CJ (Tabela 11).

Tabela 10 – Distribuição de triatomíneos conforme local de captura e taxa de infecção por *Trypanosoma cruzi*, no município de Tauá (CE), 2009.

Estágio	<i>Triatoma brasiliensis</i>			<i>T. pseudomaculata</i>		<i>Panstrongylus lutzi</i>		<i>Rhodnius nasutus</i>	
	Intra (%)	Peri (%)	Silvestre (%)	Intra (%)	Peri (%)	Intra (%)	Peri (%)	Intra (%)	Peri (%)
Adultos	13 (25,5)	68 (21,4)	35 (21)	2 (13,3)	16 (4,4)	0	2	0	1
Ninfas	38 (74,5)	250 (78,6)	131 (79)	13 (86,7)	346 (95,6)	0	0	0	0
Total	51 (100)	318 (100)	166 (100)	15 (100)	362 (100)	0	2	0	1
Taxa de infecção (%)	3 (5,9)	22 (14)	2 (1,2)	0	0	0	0	0	0

Intra: Intradomiciliar

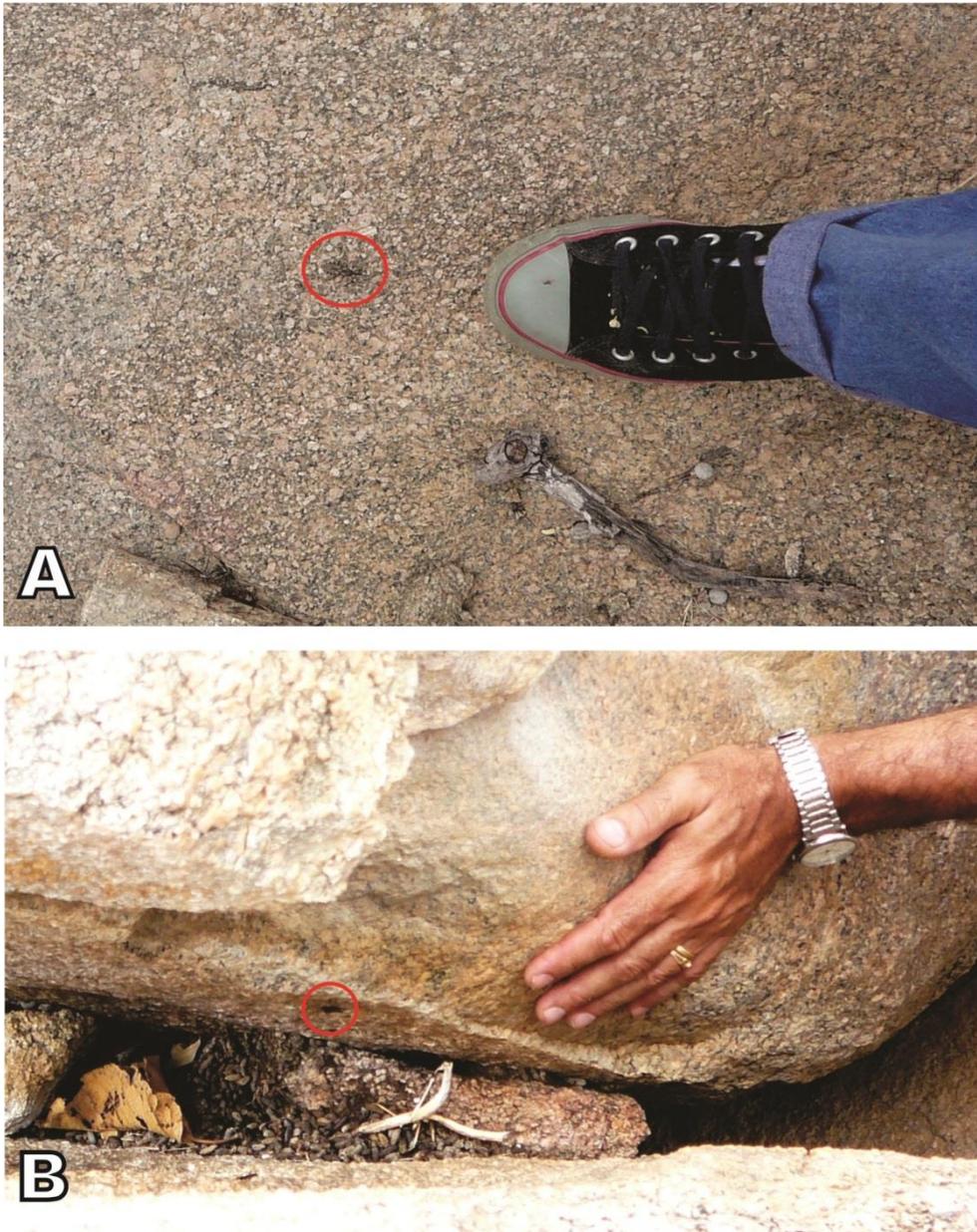
Peri: Peridomicíliar

Tabela 11 – Fontes alimentares de *T. brasiliensis* silvestre, identificadas por citocromo B no município de Tauá (CE), 2009

Fonte alimentar	N (%)
<i>Galea spixii</i>	5 (31,3)
<i>Kerodon rupestris</i>	4 (25)
<i>Capra hircus</i>	3 (18,8)
<i>Tropidurus oreadicus</i>	2 (12,5)
<i>Tupinambis merianae</i>	1 (6,2)
<i>Gallus gallus</i>	1 (6,2)
Total	16 (100)

Fonte: Da autora.

Figura 23 – Ataque de adulto (A) e ninfa (B) de *T. brasiliensis* (com proboscide estendida), no ambiente silvestre, em pleno dia.



Fonte: Liléia Diotaiuti

6. DISCUSSÃO

O nosso estudo demonstra uma alta prevalência da infecção pelo *T. cruzi* em cães presentes em uma região da Caatinga, concordando com outros autores (ALENCAR, 1987; HERRERA *et al.*, 2005; XAVIER *et al.*, 2007; 2012; LIMA *et al.*, 2012). A idade parece ser importante na determinação da prevalência, pois a taxa de infecção cresceu, juntamente com a idade dos animais (Tabela 8). Este fato pode ser atribuído ao número de oportunidades que esses animais tiveram de entrar em contato com o ciclo do *T. cruzi*. Gürtler *et al.* (1996) demonstraram que em áreas onde não há um controle químico regular para triatomíneos, a soroprevalência em cães aumenta com a idade. Castañera *et al.* (1998) citam que cães mais jovens podem estar mais expostos à infecção, por dormirem mais e não terem uma boa reação defensiva. Observamos resultados semelhantes em infecções mistas de *T. cruzi* e *Leishmania spp.* para gatos, onde a faixa etária mais acometida foi a inferior a um ano, com 36% (5/14) de prevalência.

Nos últimos anos tem sido demonstrado que, aparentemente, cães no Brasil possuem um papel menor na dispersão do *T. cruzi*, pois mesmo em áreas com ocorrência de surtos, esses animais são raramente envolvidos na amplificação do parasito, por não apresentarem parasitemia circulante ou hemocultivos positivos, significando que estes animais entram em contato com o *T. cruzi*, são infectados, mas não são fontes de infecção para os triatomíneos (XAVIER *et al.*, 2007; 2012; ROQUE; JANSEN, 2008; PINEDA *et al.*, 2011).

Lana *et al.* (1992) demonstraram que infecções experimentais em cães reproduzem as infecções humanas, tanto na fase aguda como na crônica, assumindo portanto, o papel de fonte de infecção no ambiente humano. Embora não tenhamos evidenciado parasitemia, a prevalência de 38% (20/53) em cães, na região estudada, representa um importante contexto na circulação do *T. cruzi*. E provavelmente tenha uma menor importância porque as populações intradomiciliares de triatomíneos foram reduzidas pelas ações de controle e impossibilitem o estabelecimento das circunstâncias epidemiológicas necessárias para a transmissão do parasita ao homem.

A ocorrência de infecções mistas por *L. infantum* 13% (7/53) e *Leishmania spp.* 19% (10/53) em cães eram esperadas, uma vez que a leishmaniose visceral é endêmica no município de Tauá (CE). Inquéritos sorológicos caninos vêm sendo realizados a partir da presença de triatomíneos infectados no intradomicílio, em municípios da área endêmica no estado do Ceará (dados não publicados), e revelam perfil

semelhante, onde são encontradas altas taxas de prevalência para *T. cruzi* e a ocorrência de infecções mistas por *L. infantum* e *Leishmania* spp.

Gürtler *et al.* (2007) mostraram que *T. infestans* intradomiciliar alimentados em cães apresentaram maior prevalência de infecção (49%) do que aqueles alimentados com gatos (39%), seres humanos (38%) ou aves (29%) entre 1.085 insetos examinados. Segundo Alencar (1987), a infecção em cães é mais elevada em áreas onde o *T. brasiliensis* é predominante se comparado com outros insetos como *T. pseudomaculata* e *P. megistus*.

Cães são considerados por Gürtler *et al.* (1998); Cohen; Gürtler (2001) como importante fator de risco para a transmissão do *T. cruzi* ao homem, baseados nas características de uma infecção permanente e prolongada, e pela sua alta infectividade (GÜRTLER *et al.*, 1996) para triatomíneos, quando comparados com crianças ou adultos. Em infecção experimental em cães, Machado *et al.* (2001) encontraram uma infecção semelhante à humana no Brasil, com parasitemia curta e fase indeterminada predominante, mesmo com reinfecções. Kjos *et al.* (2008) demonstraram um ativo ciclo de transmissão canina do *T. cruzi* com sintomas graves e alta parasitemia no Texas (EUA), o que os torna especialmente importantes como fontes de infecção convivendo com o homem.

Cardinal *et al.* (2006) mostram um declínio a longo prazo na prevalência e incidência da infecção em cães e gatos como resultado da vigilância vetorial sustentada pela população após aplicação de inseticida residual. Da mesma maneira, a transmissão vetorial peridomiciliar está diretamente relacionada a infestações persistentes nesse ambiente e o relaxamento da vigilância entomológica.

Nos gatos obtivemos resultados que reforçam a ocorrência de infecções mistas, onde 22% (9/41) das amostras reagiram para *T. cruzi* e *Leishmania* spp., atingindo 36% (5/14) em animais menores de um ano. Entre eles, quatro possuíam de seis a nove meses e dois estavam na mesma casa, convivendo com três cães acima de cinco anos com sorologia reagente para *T. cruzi* e/ou *L. infantum*.

Gürtler *et al.* (2007), estudando as fontes de alimentação dos triatomíneos na Argentina, afirmaram que a maioria dos repastos sanguíneos realizados em gatos foram mistos, indicando que alimentações repetidas em gatos eram menos prováveis do que em outros hospedeiros, como esperado de seu padrão de exposição, por serem mais ativos durante a noite. Embora os gatos sejam menos agregados às famílias do que os cães, a evidência sugere que os gatos domésticos contribuam significativamente para a

transmissão domiciliar do *T. cruzi* onde estas ocorreram. Mas é óbvio que o comportamento individual do animal é determinante no processo, seja ele cão ou gato.

Comparando nossos resultados para cães e gatos, enquanto 38% (20/53) dos cães apresentaram sorologia reagente para *T. cruzi*, apenas 2,4% (1/41) dos gatos o fizeram, com diferenças expressivas nas faixas etárias acometidas (Tabelas 7 e 8). Basombrio *et al.* (1993) realçam a importância de cães infectados no intradomicílio, afirmando que sua presença pode quadruplicar o risco de infecção em crianças, e que vetores possuem capacidade de se infectar mais em cães e gatos do que em humanos (GÜRTLER *et al.*, 1993; GÜRTLER *et al.*, 2007). O cão é uma fonte frequente de sangue para triatomíneos, às vezes até mais que os humanos (GÜRTLER *et al.*, 1996), galinhas ou gatos (GÜRTLER *et al.*, 2009).

O manejo dos animais domésticos deve ser levado em consideração para a definição de área de risco da transmissão do *T. cruzi*, pois conforme seja seu deslocamento ou confinamento é possível determinar o grau de exposição desses animais ao ciclo de transmissão e sua proximidade com o domicílio (ROQUE; JANSEN, 2008). A utilização de animais domésticos como sentinelas na identificação de áreas de risco para a transmissão do *T. cruzi* já foi proposta em países como Estados Unidos, Venezuela, México e Argentina (SHADOMY *et al.*, 2004; CRISANTE *et al.*, 2006; ESTRADA-FRANCO *et al.*, 2006; GÜRTLER *et al.*, 2007). E assim, descrevendo o perfil da infecção nesses animais, será possível determinar o risco real e iminente de transmissão ao homem.

Segundo Fernandes *et al.* (1994a), em caprinos a fase aguda varia em torno de dois meses, podendo haver sintomatologia ou cura espontânea. Nossos resultados não demonstraram parasitemia circulante por exame direto, fato que poderia acontecer, uma vez que selecionamos apenas animais menores de seis meses. Caprinos e ovinos representaram 58,3% (185/317) de nossas amostras, das quais obtivemos prevalência da infecção apenas nos ovinos 1% (1/102), baixa se compararmos a outros autores (MARZOCHI *et al.*, 1987; CASTILLO, 1988; GOMES, 1993; ROZAS *et al.*, 2005), corroborando apenas com os resultados de (HERRERA *et al.*, 2005), que identificou 2% (1/56) de prevalência em amostras de caprinos no Piauí. Talvez a escolha de animais até seis meses de vida tenha justificado a baixa prevalência por nós identificada, uma vez que os estudos citados determinaram a soroprevalência na população geral dos animais encontrados.

Nesse mesmo trabalho, Herrera *et al.*, (2005) obtiveram 43% (24/56) das amostras reagindo tanto para *T. cruzi* como para *Phytomonas davidi* (tripanosomatídeo

que parasita plantas da família Euphorbiaceae). E de acordo com Bregano *et al.* (2003), a ingestão de hortaliças infectadas por *Phytomonas* provoca reações cruzadas com *T. cruzi*. Este fato talvez possa explicar a quantidade de suspeitos para *T. cruzi*, que encontramos tanto em ovinos 31% (32/102), como em caprinos 13% (11/83), uma vez que não realizamos diagnóstico diferencial.

Nos estudos que esses artiodáctilos são investigados, os caprinos são os mais bem descritos, mas em algumas regiões esses animais são criados com os ovinos num mesmo rebanho e, conseqüentemente, expostos às mesmas condições de contato com o ciclo do *T. cruzi*. O comportamento diferenciado dos animais merece reflexão, pois conforme nossos resultados, apenas os ovinos apresentaram sorologia reagente e, dentre os duvidosos, representaram mais que o dobro dos caprinos.

A importância econômico-social dos caprinos e ovinos criados no Nordeste reside na produção de leite e de carne, para alimentação das populações de média e baixa renda, como fonte de proteína animal de baixo custo, e na produção de peles que, ao serem comercializadas, fornecem renda (SILVA; ARAÚJO, 2000).

Na região estudada esses animais são criados normalmente juntos e de forma semiextensiva, representando os rebanhos mais importantes economicamente, devido a sua boa adaptação às condições severas da caatinga. Durante o dia permanecem soltos para comer e beber, e são recolhidos a currais ao fim da tarde para evitar perdas no rebanho. Estes se encontram no peridomicílio, construídos de madeira nativa e geralmente com a presença de pedregais, locais onde facilmente se verifica a presença de *T. brasiliensis*.

Caprinos são reconhecidamente importantes fontes de alimentação para triatomíneos em ambientes peridomiciliares e silvestres (CASTILLO, 1988; LUCENA, 1970). Marcondes *et al.* (1991) evidenciaram que a presença do sangue de cabras em exemplares de *T. brasiliensis* encontrados no peridomicílio era superior ao de cães e gatos.

Em estudos de identificação de fontes alimentares de triatomíneos capturados em currais de cabras, CASTILLO, 1988 demonstrou que 45% (48/107) de exemplares de *T. brasiliensis* se alimentavam desses animais, dos quais 24% (26/107) estavam infectados por *T. cruzi*, mostrando o potencial desses animais em infectar triatomíneos, principalmente os mais jovens, mesmo diante de um curto período de parasitemia patente (FERNANDES *et al.*, 1994a). Alencar (1987) mostrou que o *T. brasiliensis* suga as cabras em todos os lugares, mas principalmente no ambiente silvestre (locas de pedras).

Assim, embora não tenhamos identificado prevalências importantes, como em outros estudos, percebemos que a ligação entre ovinos, caprinos e triatomíneos é íntima e

persistente não somente no ambiente silvestre, mas principalmente no peridomicílio, onde esses animais representam uma fonte alimentar significativa para tais insetos, e estão vulneráveis ao ciclo de transmissão do *T. cruzi*.

A amostra dos suínos representou 10,6% (34/317) do nosso estudo, com prevalência de 6% (2/34) e suspeitos da infecção de 26,5% (9/34). Esse animal é comum na área trabalhada, mas a coleta de seu sangue tornou-se limitada devido à dificuldade de capturá-lo, pois, na sua grande maioria, vivem em pequenos bandos de forma extensiva, e, apesar de frequentarem o peridomicílio para se alimentarem e dormirem, não permitem a aproximação humana com facilidade.

Os suínos foram recentemente incluídos na lista dos animais peridomiciliares que podem ter importância no ciclo de transmissão do *T. cruzi*, principalmente em áreas de ocorrência de DCA (ROQUE; JANSEN, 2008; ROQUE *et al.*, 2008), onde altas prevalências são descritas, mas com baixa parasitemia. O comportamento descrito por Valente *et al.* (1998), na Bacia Amazônica, já chamava atenção para esses animais quando eram criados de forma semiextensiva e habitavam pocilgas construídas próximas às casas com palmeiras nativas e intimamente ligadas ao ambiente silvestre. Salazar-Schettino *et al.* (1997) descreveram o primeiro caso de infecção natural em porcos no México, com hemocultivos positivos e 15% (3/20) de prevalência por hemaglutinação indireta. Salienta-se que em inóculos realizados em camundongos a partir dos hemocultivos dos porcos apresentou alta virulência, superior aos de cães no mesmo estudo. Cominetti *et al.* (2011), ao pesquisarem a importância de animais domésticos e peridomésticos no ciclo do *T. cruzi* em comunidade quilombola do Mato Grosso do Sul, concluíram que dos animais domésticos, apenas o porco possuía testes moleculares positivos, mas sem parasitemia patente.

Uma prática comum na criação de porcos que talvez possa influenciar no contexto de transmissão do *T. cruzi* no peridomicílio é o seu confinamento em pocilgas por um período antes de ser abatido. As pocilgas são construídas um pouco afastadas das casas, devido ao mau cheiro; são de madeira nativa, palhas e restos de materiais disponíveis no ambiente humano. Após viverem de forma extensiva e promíscua os porcos são fechados nesses locais e aí permanecem, servindo de fonte de alimentação e infecção para triatomíneos. Ao serem abatidos, ou seja, retirada a fonte alimentar dos insetos, estes tenderão a se dispersarem e, assim, colonizarem novos ambientes, levando consigo a infecção.

Nossos dados concordam com Herrera *et al.* (2005); Xavier *et al.* (2007), Roque *et al.* (2008), pois em todos os locais pesquisados a espécie mais abundante foi o *T. laurentius*, um roedor caviomorfo que, no semiárido, está associado principalmente a lugares rochosos. A maior diversidade de espécies estava na localidade ME, considerada por nós como intermediária quanto à interferência humana. Salientamos que a captura de *R. rattus* ocorreu no intradomicílio e um *M. musculus* em um ninho de casaca-de-couro (*Pseudoseisura cristata*), sendo portanto locais distintos ao estabelecido como sítio de captura. A captura do *D. albiventris* ocorreu somente neste lugar, quando era mais esperado no ambiente com maiores modificações humanas, pois sua capacidade de adaptação a esse ambiente é reconhecida e citada como um dos fatores que o torna importante reservatório do *T. cruzi* (JANSEN *et al.*, 1991).

O casaca-de-couro (*P. cristata*) é uma ave passeriforme da família Furnariidae, comum na região, que costuma fazer seus ninhos apoiados nos galhos das árvores, tendo como característica o emaranhado de gravetos com espinhos, podendo ser agregados outros objetos como papéis, plásticos, copos descartáveis etc. A utilização desses objetos é devido principalmente à grande quantidade de lixo solto na natureza e, quanto mais próximo dos ambientes artificiais, maior é a incorporação desses artefatos humanos. Tal comportamento pode servir como indicador de qualidade ambiental. Outra característica é a utilização desses ninhos por animais como formigas, vespas, triatomíneos (*Psammolestes tertius* e *T. pseudomaculata*), outros pássaros e roedores, podendo às vezes esse convívio ser harmônico ou o ninho ser ocupado após seu abandono pelo referido pássaro.

A menor riqueza de mamíferos esteve na localidade CJ, a mais isolada e distante da ação humana, fato contraditório com os da literatura. A maioria dos estudos com pequenos mamíferos silvestres tem mostrado que, quanto maior for a ação antrópica, maior é a simplificação nessa fauna, com a predominância de animais sinantrópicos como marsupiais e roedores, que podem transitar entre o ambiente humano e o silvestre. Enquanto esses animais se beneficiam do ambiente artificial que oferece alternativas de sobrevivência relacionadas à própria permanência do homem, o mesmo não ocorre no ambiente natural, onde as populações de animais sofrem mais com as variações climáticas e escassez de recursos (MILLS; CHILDS, 1998; ROQUE *et al.*, 2008).

Houve uma enorme diferença no sucesso de captura entre as quatro campanhas, mesmo com um incremento no esforço de captura (Tabela 8). Sabe-se que a densidade de pequenos mamíferos está relacionada principalmente à disponibilidade de

água. De acordo com os dados do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET), na curva de precipitação do município de Tauá, entre 2007 e 2009, há uma regularidade acima da média, fazendo com que, nos ambientes habitados por esses animais, exista disponibilidade de água mesmo no período de seca. Este fato se reflete na disposição das populações capturadas em 2009, onde machos e fêmeas, adultos e jovens, foram amostrados. Em 2010 houve uma queda significativa na precipitação e, como consequência, uma diminuição abrupta da população amostrada, com predominância de machos/jovens. Sugere-se que a migração, principalmente dos animais adultos, para ambientes mais estáveis, seja o principal motivo dessa redução.

Marcada sazonalidade climática, com períodos de secas pronunciadas, tem provavelmente afetado a densidade e a sobrevivência de populações de mamíferos na caatinga e, conseqüentemente, a transmissão do ciclo do parasita (FRANKE *et al.*, 2002; WALSH *et al.*, 1993). Herrera *et al.* (2005) descreveram que o *T. apereoides* apresenta distintas condições de infecção para os triatomíneos, de acordo com o microclima colonizado, onde apenas no ambiente mais úmido esses animais apresentaram uma prevalência importante da infecção pelo *T. cruzi*, o que, conseqüentemente, irá influenciar a dispersão do parasita.

Apesar do *T. laurentius* já ter sido descrito como importante no ciclo de transmissão e/ou manutenção do *T. cruzi* em outros lugares do semiárido (HERRERA *et al.*, 2005; XAVIER *et al.*, 2007, ROQUE *et al.*, 2008), nenhuma de nossas amostras amplificaram fragmentos que caracterizassem a presença de DNA de *T. cruzi*, confirmando o exame parasitológico direto negativo. Estes dados mostram que esses animais, apesar de serem os mais abundantes, não estão participando na amplificação do ciclo do *T. cruzi* na área amostrada.

Apenas 6,2% (7/112) dos animais silvestres capturados eram marsupiais (quatro *D. albiventris* e três *M. domestica*) sem parasitemia circulante. Há sempre uma expectativa com relação à captura desses animais, devido principalmente às altas parasitemias relatadas historicamente de marsupiais com determinadas cepas de *T. cruzi*, sendo estes reservatórios considerados os de maior importância no ambiente silvestre, especialmente por serem sinantrópicos (ZELEDÓN *et al.*, 1970; JANSEN *et al.*, 1991; YEO *et al.*, 2005). O fato de termos capturado 71% (5/7) desses animais, a maioria adultos, no início do período da seca, sugere dispersão ou uma maior exploração do ambiente, já que as armadilhas foram colocadas ao nível do solo.

Localidades com maior diversidade de ambientes oferecem maiores oportunidades para serem exploradas pelos hospedeiros do *T. cruzi*. Esses habitats distintos são ocupados por espécies de mamíferos com distintos graus de suscetibilidade, exercem diferentes pressões sobre o parasita e, conseqüentemente, moldam um cenário epidemiológico de maior diversidade para o *T. cruzi* (XAVIER *et al.*, 2007; ROZAS *et al.*, 2007; JANSEN; ROQUE, 2010). Assim, a captura de roedores e marsupiais reconhecidamente importantes na manutenção e/ou amplificação do ciclo do *T. cruzi*, mesmo sem termos detectado parasitemia por exame direto e PCR multiplex, em ambientes que sabidamente eram infestados por *T. brasiliensis*, nos faz refletir sobre a exposição dos animais ao parasita. Conforme seja o grau de interferência humana nesses locais, será possível definir áreas de interface entre os ambientes doméstico e silvestre que representem risco na transmissão do *T. cruzi*.

É importante mencionar que o controle de um parasita multihospedeiro realizado com base em um único vetor ou espécie de hospedeiro pode ser insuficiente, dado que a transmissão do parasita muito raramente se baseia num sistema simples. A simplificação da diversidade de mamíferos hospedeiros, associada com um aumento na abundância de espécies competentes é, certamente, um dos fatores de risco para a transmissão do *T. cruzi* e o aparecimento da doença de Chagas (NOIREAU *et al.*, 2005; XAVIER *et al.*, 2007; ROZAS *et al.*, 2007; JANSEN; ROQUE, 2010).

A infestação domiciliar e dispersão por nós encontrada refletem o comportamento e a capacidade de colonização do *T. pseudomaculata*, espécie predominantemente peridomiciliar, mas que pode colonizar o interior das casas com sucesso, fato demonstrado pela predominância de ninfas nesse ambiente 87% (13/15). Esta capacidade cabe, principalmente, ao *T. brasiliensis*, capaz de colonizar 12,3% (31/97) dos intradomicílios investigados, mesmo com mais de 60% das casas com boas condições de construção.

No peridomicílio, constituído por inúmeros abrigos, hospedeiros e condições favoráveis à proliferação e estabelecimento de colônias de triatomíneos, alguns ecótopos artificiais têm se mostrado mais atrativos do que outros para o desenvolvimento desses insetos (CECERE *et al.*, 2004). Coutinho *et al.* (2012) demonstraram a importância de pilhas de madeiras próximo às residências como fonte de reinfestação para esses locais, assim como casas desabitadas que abrigam animais silvestres. Galinheiros, em nosso estudo, foi o ecótopo mais infestado, seguido de telhas, tijolos e pedras; concordando em parte com Sarquis *et al.* (2006); Diotaiuti *et al.* (2000), que encontraram maiores

infestações em chiqueiros de cabras, galinheiros e poleiros. Isso demonstra as particularidades do perfil epidemiológico de cada região e as influências de fatores ambientais, socioeconômicos e culturais. As intervenções, a fim de evitar a doença humana, serão mais eficazes se essas diferenças forem conhecidas e respeitadas.

A predominância de ninfas de *T. brasiliensis* em todos os ambientes mostra o nível de importância que essa espécie tem como vetor do *T. cruzi* no local. Nenhuma outra espécie capturada estava parasitada, enquanto que o *T. brasiliensis* positivou para o *T. cruzi* nos três ambientes investigados, inclusive no intradomicílio, significando risco real de transmissão do parasita.

As condições de construção do domicílio humano, bem como sua organização, terão um papel de extrema importância na colonização dos triatomíneos. A presença de buracos e frestas nas paredes, a falta de reboco, entulhos, objetos, móveis, ninhos de aves ou a manutenção de cães e gatos dentro de casa, facilitam o abrigo e alimentação desses insetos (ALENCAR, 1987; FIOCRUZ, 2008).

A adaptação dos triatomíneos aos ecótopos artificiais é o que determina a sua condição de vetor de importância epidemiológica do *T. cruzi*. Essa capacidade depende principalmente de duas características: habilidade de se alimentar nas fontes de sangue disponíveis na casa e a convivência com fatores microclimáticos (temperatura e umidade) determinados pelos esconderijos intradomiciliares (LENT; WIGODZINSKY, 1979; LORENZO *et al.*, 2000).

Lorenzo *et al.* (2000), em estudo desenvolvido no Ceará, demonstraram que as semelhanças microclimáticas entre o habitat silvestre (rochas) e os esconderijos nas paredes do intradomicílio favorecem a adaptação de *T. brasiliensis* ao ambiente artificial. Dessa forma, o intradomicílio representa um ambiente muito atrativo para o *T. brasiliensis*, pois reproduz condições ambientais adequadas, como disponibilidade de fontes alimentares estáveis ao longo do ano (DIOTAIUTI, 2007). A ação antrópica sobre o ambiente, além de promover o desequilíbrio ambiental, favorece o estabelecimento do ciclo intradomiciliar da doença de Chagas na região.

A complexidade do peridomicílio é tanta que o impacto da renovação dos anexos entre uma borrifação e outra, bem como a preferência dos triatomíneos por cada tipo de anexo renovado, interfere diretamente na velocidade de colonização. Segundo Oliveira-Lima *et al.* (2000), a construção de abrigos de animais e as pilhas de materiais são os ecótopos de recolonização mais frequentes, e também os que mais se renovam. Associado à complexidade destes inúmeros anexos, a ação dos inseticidas piretróides é

limitada, pois eles não atingem todos os esconderijos, e ainda têm sua residualidade reduzida pela alta luminosidade, elevadas temperaturas, ventos e chuvas, facilitando ainda mais o processo de colonização dos triatomíneos na região Nordeste (DIOTAIUTI *et al.*, 2000; OLIVEIRA FILHO *et al.*, 2000). Esta condição é ainda ampliada como consequência da contiguidade entre ecótopos naturais e artificiais, sobrepondo habitats e facilitando a interação entre os triatomíneos e humanos, aumentando o risco de transmissão de *T. cruzi* (BORGES *et al.*, 2005; MONCAYO; SILVEIRA, 2009; SARQUIS *et al.*, 2011). Para Gürtler *et al.* (2005), a falha na vigilância entomológica para áreas infestadas por *T. infestans* na Argentina, incluindo a falta de uma ampla e regular cobertura com inseticida e ausência de supervisão, conduziu a uma rápida recuperação da população de insetos e após 2-3 anos há um restabelecimento da transmissão domiciliar.

A facilidade que o *T. brasiliensis* tem de invadir e colonizar uma grande diversidade de estruturas peridomiciliares faz com que os animais e, conseqüentemente, a infecção, transitem entre esses ambientes, aproximando o ciclo de *T. cruzi* e os domicílios. Neste estudo, o peridomicílio foi o lugar em que os insetos tiveram maior infecção natural 14% (22/157), mesmo sendo o galinheiro o ecótopo mais infestado. Este fato enfatiza a necessidade de conhecer aspectos ecológicos e biológicos desses triatomíneos, a fim de implementar a vigilância entomológica, principalmente pela importância do ambiente peridomiciliar na recolonização das habitações. (LORENZO *et al.*, 2000; SARQUIS *et al.*, 2004; NOIREAU *et al.*, 2005; ABAD-FRANCH *et al.*, 2005; BORGES *et al.*, 2005; SARQUIS *et al.*, 2006; CORTEZ *et al.*, 2007; GUHL *et al.*, 2009; SARQUIS *et al.*, 2010; SARQUIS *et al.*, 2011).

Em áreas silvestres e peridomiciliares, as aves devem ser consideradas de importância no ciclo de transmissão do *T. cruzi*, não como um hospedeiro do parasito, mas por representarem uma ótima fonte de alimentação aos triatomíneos. É muito comum a infestação de triatomíneos em abrigos de aves no peridomicílio, e a oferta alimentar continuada aos insetos pode resultar em uma superpopulação. A proximidade dos criadouros desses animais com as habitações humanas pode facilitar o contato dos insetos com animais domésticos e/ou sinantrópicos, bem como seu ingresso nas residências, possibilitando colonização.

Nossos resultados concordam com os de SARQUIS *et al.*, 2004; 2006; 2010, onde colônias de *T. brasiliensis* no peridomicílio são maiores do que as encontradas no ambiente silvestre, embora se saiba que não é possível ter acesso a todos os insetos nesse ambiente.

A disponibilidade de alimento é essencial para determinar o tamanho das populações de triatomíneos em ecótopos distintos (SCHOFIELD, 2000). E assim, a unidade domiciliar pode contribuir com a disponibilidade de alimento, uma vez que as colônias dos triatomíneos, na sua maioria, estão intimamente relacionadas aos animais domésticos, principalmente os peridomiciliares. Este fato é demonstrado inclusive pelo melhor estado nutricional dos *T. brasiliensis* encontrados no peridomicílio quando comparados com os da captura silvestre da mesma região (SARQUIS *et al.*, 2010). Com a maior variedade de fontes alimentares utilizadas pelos insetos no peridomicílio, aumentam-se as chances dos triatomíneos se infectarem.

Nosso trabalho identificou fonte alimentar em dezesseis insetos capturados no ambiente silvestre, 56% (9/16) das fontes encontradas pertenciam a roedores que convivem no mesmo ambiente, associados às formações rochosas, 18,7% (3/16) de caprinos que vivem de forma semiextensiva, como descrito acima, e 25% (4/16) de reptéis e aves, animais que não oferecem risco de infecção. Fato que pode ter limitado a infecção natural dos triatomíneos no ambiente silvestre por nós encontrados. Some-se a isso os resultados que demonstram menores taxas de infecção em *T. brasiliensis* capturados na época da seca, se comparados com os da época das chuvas no mesmo ambiente (SARQUIS *et al.*, 2010).

A identificação de fontes alimentares é muito útil na caracterização dos hábitos alimentares das populações de triatomíneos, permitindo o reconhecimento de espécies de animais sinantrópicos que podem favorecer a colonização e avaliar o contato entre humanos e vetores, indicando a importância sobre o potencial de transmissão da endemia chagásica (BOSSENO *et al.*, 2006). Segundo Forattini *et al.* (1981) o caráter oportunista predomina na alimentação desses insetos que sugam ampla variedade de vertebrados. Em inquérito realizado entre 1975-1980 no Nordeste foram identificados 42,4% (2.757/6.502) de insetos com uma ou mais fontes alimentares sanguíneas. Dentre as espécies que evidenciaram alimentação em mais de dois hospedeiros, destacaram-se *T. infestans*, *P. megistus* e *T. brasiliensis* que apresentaram coeficientes de 11,7%, 6,3% e 5,8%, respectivamente. A predominância das reações positivas para os antisoros testados foram: 54,8% (4.677/8.532) de aves, 30% (2.563/8.532) de homens, 7,5% (640/8.532) de gatos, 3% (260/8.532) de marsupiais, 2,8% (236/8.532) de cães e 1,8% (156/8.532) de roedores. Alencar (1987) demonstrou esse ecletismo ao pesquisar 2.045 amostras de *T. brasiliensis* capturados em ecótopos domésticos, peridomésticos e naturais (locas de pedras), entre 1973 e 1979, identificou que 718 (35,1%) reagiram para até três antisoros ao mesmo

tempo, são eles: homem (3,9%), cão (20,3%), gato (29%), roedor (1,1%) cabra (47,5%) e galinha (16,2%).

Outro comportamento que demonstra a valência ecológica e o caráter oportunista do *T. brasiliensis* silvestre é a agressividade em buscar um repasto sanguíneo ao sair do abrigo. A Figura 21 exemplifica um desses ataques por nós presenciado, onde o inseto é capaz de perseguir sua presa em busca de alimento, às vezes até mesmo durante o dia.

Na caatinga a vida e a produção agropecuária são altamente dependentes dos recursos vegetais. Os sertanejos dela extraem inúmeros produtos e serviços que possibilitam a vida no semiárido. A utilização do solo, relevo, fauna e flora pelo homem, fazem com que haja uma estreita relação entre sua vida e a de diversos organismos. O secular processo de ocupação da área tem contribuído para uma degradação generalizada da vegetação, implicando em uma profunda modificação do recobrimento vegetal primário (MEUNIER; FERRAZ, 2005). E somente com o desenvolvimento de estratégias de conservação regional, através do uso sustentável dos recursos naturais da região, buscando preservar a diversidade e barrar o aumento da desertificação, que será possível manter serviços ecológicos necessários para as populações rurais e os seus meios de subsistência (LEAL *et al.*, 2005).

A preservação dos ecossistemas e a manutenção de sua diversidade devem reduzir a prevalência de doenças infecciosas (KESSING *et al.*, 2006; 2010). E o aumento da diversidade das espécies pode reduzir o risco de infecção, pois diminui as chances de, ao simplificar as populações de animais, seja selecionando uma ou mais espécies que possuem a capacidade de manter ou amplificar um parasito, e, assim, sua transmissão ser favorecida (PINTO *et al.*, 2006; OSTFELD; KESSING, 2000).

A alta prevalência da infecção por *T. cruzi* observada nos animais domésticos e peridomiciliares reforça a estreita relação entre o ciclo enzoótico e a população humana. A criação dos animais peridomiciliares próximo às habitações é importante para garantir a segurança desses “bens”, e isso é característica no semi-árido nordestino. A doença de Chagas no Nordeste apresenta características peculiares quando comparada às vastas áreas endêmicas que tiveram o *T. infestans* como espécie principal. O status representado por esta espécie como de maior importância na transmissão vetorial da doença de Chagas domiciliada deixava de levar em consideração as espécies autóctones, diminuindo a importância destas. Fato errôneo, pois nos locais em que as espécies autóctones são predominantes e onde não houve a presença do *T. infestans*, estas são as responsáveis pela

transmissão domiciliar da doença. Some-se a isso a dificuldade no seu controle, uma vez que estão no ambiente natural e exercem pressão incessante para colonizar os ambientes livres de sua presença. Nesse contexto, a presença do parasita no peridomicílio representa um risco real de transmissão da doença de Chagas na região, podendo ser agravada se as medidas de controle forem falhas, interrompidas ou descontinuadas.

6.1. Limitações do estudo

Dentre as principais limitações desse estudo cabe destacar a dificuldade de ter acessos aos animais que ficavam no peridomicílio. Os suínos viviam de forma extensiva, o que dificultou a aproximação humana. Os caprinos e ovinos permaneceram na maior parte do tempo soltos e só retornam aos currais à noite o que dificultava a coleta de sangue. Outro aspecto que merece destacar foi a necessidade de vigiar as armadilhas armadas durante a noite após encontrarmos algumas delas mexidas e sem os animais que haviam sido capturados.

7. CONCLUSÕES

- *T. brasiliensis* partilha o ambiente natural com *T. laurentius*, *K. rupestres*, *D. albiventris*, *M. domestica*, *G. spixii*, *W. pyrrhorinos*, *C. semistriatus* e *M. musculus* (animais capturados) e com *G. spixii*, *K. rupestres*, *T. oreadicus* e *T. merianae* (identificados via fonte alimentar), além de animais observados durante as capturas (*Athene cuniculariae* e *Felis catus*) e confirmados via fonte alimentar (*C. hircus* e *G. gallus*).
- O *T. laurentius* foi a espécie mais abundante e amplamente distribuída no ambiente silvestre da área de estudo, independente se na área havia ou não interferência humana, seguida por *K. rupestres*, predominante na área com maior antropofização. O *D. albiventris* ocorreu apenas no ambiente intermediário à ação humana e *M. domestica* esteve presente em todos os ambientes. Os animais machos/jovens foram a maioria dos capturados.
- As populações de animais silvestres amostradas variaram enormemente de 2009 para 2010, tanto em tamanho, sexo e idade, provavelmente pela irregularidade climática, que pode ter desfavorecido a relação destes com o ambiente.
- Não identificamos parasitemia pelo *T. cruzi* entre os mamíferos investigados através de exame parasitológico direto.
- Amostras de *T. laurentius* e *R. rattus* não amplificaram fragmentos que caracterizassem a presença de *T. cruzi* através de PCR multiplex.
- Dentre os animais peridomiciliares, os suínos apresentaram a maior prevalência para *T. cruzi* (6%, 2/34).
- Ovinos e caprinos até seis meses de vida possuem baixa prevalência para *T. cruzi* (< 1%), mas com um elevado número de suspeitos (13-31%), podendo ter havido reações cruzadas com o *P. davidi*.
- Os cães (38%, 20/53) apresentaram maior prevalência para *T. cruzi* do que os gatos (2,4%, 1/41). A idade parece ser importante na determinação da prevalência para cães, pois a taxa de infecção cresceu juntamente com esta.

- Infecções mistas entre *T. cruzi*, *L. infantum* e *Leishmania* spp. em cães foram comuns, fato esperado, pois a área de estudo também é endêmica para Leishmaniose Visceral.
- Para gatos as infecções por *Leishmania* spp. (17%, 7/41) ou infecções mistas de *T. cruzi* e *Leishmania* spp. (22%, 9/41) foram mais prevalentes que a infecção somente por *T. cruzi* (2,4%, 1/41).
- Existe uma alta dispersão e infestação de *T. pseudomaculata* e *T. brasiliensis* na área estudada, mesmo com as boas condições de construção das habitações humanas.
- A infestação peridomiciliar representa o principal ambiente de colonização de *T. brasiliensis* e *T. pseudomaculata*, sendo os galinheiros os ecótopos mais infestados, seguidos por telhas, tijolos e pedras, ambientes que talvez estejam associados à manutenção do ciclo do *T. cruzi*, uma vez que a infecção natural mais expressiva se deu no peridomicílio.
- Embora o *T. pseudomaculata* esteja amplamente distribuído no ambiente peridomiciliar, este triatomíneo raramente coloniza o intradomicílio das unidades domiciliares da região estudada e é pouco provável que esteja associada ao ciclo de transmissão do *T. cruzi*.
- A colonização, ou seja, a presença de ninfas do *T. brasiliensis*, é expressiva no ambiente doméstico, peridomiciliar e silvestre, representando o grau de adaptabilidade do inseto a ecótopos artificiais de forma semelhante a que ocorre no ambiente natural.
- O peridomicílio foi o lugar com maiores índices de infestação, colonização e infecção por *T. cruzi*, sendo este ambiente o principal responsável por amplificar o potencial ecoepidemiológico do *T. brasiliensis*.

8. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O manejo dos animais domésticos, principalmente cães e gatos por estarem mais próximos aos humanos, deve ser levado em consideração para a definição de área de risco da transmissão do *T. cruzi*, pois conforme seja seu deslocamento ou confinamento é possível determinar o grau de exposição desses animais ao ciclo de transmissão e sua proximidade com o domicílio. Animais que circulam livremente no ambiente silvestre estão mais expostos a esse ciclo de transmissão e conseqüentemente apresentarão maiores prevalências de infecção e podem servir de elo entre os ambientes silvestres e domiciliares. Sabe-se que, semelhante ao que ocorre em infecções por *Leishmania* sp., em áreas que apresentam alta prevalência por *T. cruzi* em hospedeiros e triatomíneos, a infecção humana é um risco iminente. Assim, descrevendo o perfil da infecção (sorológico e parasitológico) nesses animais será possível determinar quais mamíferos podem atuar como amplificadores e reais reservatórios do *T. cruzi*, bem como aqueles que podem servir de sinalizadores de áreas que necessitam de implementação nas medidas de controle epidemiológico e principalmente educação em saúde, buscando esclarecer a população sobre as medidas necessárias para minimizar o risco de transmissão ao homem.

Cabe nesse contexto uma reflexão sobre o comportamento humano como o principal responsável pelas modificações ambientais em nosso planeta e todas as conseqüências que este ato representa. Tanto os governos como a sociedade possuem papéis fundamentais na construção de soluções para que o desenvolvimento sustentável se fortaleça como paradigma para todos os atores relevantes na área econômica, social e ambiental. Somente com o consenso em torno da complementaridade desses três pilares do desenvolvimento que poderemos efetivar a sustentabilidade e garantir o suprimento das necessidades atuais dos seres humanos, sem comprometer o futuro das próximas gerações.

A regulação do acesso aos recursos naturais, buscando compatibilizar as necessidades de desenvolvimento econômico e social com a utilização democrática, racional e menos danosa possível desses recursos, de forma a fortalecer uma dinâmica de reforço mútuo entre desenvolvimento econômico e proteção do meio ambiente, é necessária e urgente para a inclusão social por meio da conservação e uso sustentável da diversidade biológica visando garantir acesso justo e equitativo aos seus benefícios.

Como em todos os biomas a sobrevivência no semiárido está intimamente relacionada à forma de utilização dos recursos naturais e o desenvolvimento de estratégias de conservação regional. Só assim será possível manter serviços ecológicos necessários

para as populações rurais e seus meios de subsistência. A preservação dos ecossistemas, a manutenção de sua diversidade, o estancamento da desertificação e a valorização dos diferentes modos de vida contribuirão para ampliar as possibilidades de respostas para o equilíbrio entre saúde, ambiente e o desenvolvimento sustentável.

9. REFERÊNCIAS

- ABAD-FRANCH, F.; PALOMEQUE, F.S.; AGUILAR, H.M.; MILES, M.A. Field ecology of sylvatic *Rhodnius* populations (Heteroptera, Triatominae): risk factors for palm tree infestation in western Ecuador. **Tropical Medicine and International Health**. 10:1258–1266, 2005.
- ACOSTA, N.; SAMUDIO, M.; LÓPEZ, E.; VARGAS, F.; YAKSIC, N.; BRENIÈRE, S. F.; ROJAS DE ARIAS, A. Isoenzyme profiles of *Trypanosoma cruzi* stocks from diferente áreas of Paraguay. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 96:527-533, 2001.
- ALENCAR, J. E. Estudos sobre a Epidemiologia da Doença de Chagas no Ceará. III – Região do Baixo Jaguaribe. **Revista Brasileira de Malariologia de Doenças Tropicais**. 17(2-3):149-158, 1965.
- _____, J. E.; ALMEIDA, Y. M.; SANTOS, A. R.; FREITAS, L.M. Epidemiology of chagas' disease in the state of Ceará, Brazil. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**. Vol. 23/27, p. 5-26, 1976.
- _____, J. E. **História Natural da Doença de Chagas no Estado do Ceará**. Fortaleza, Imprensa Universitária da UFC, 1987.
- _____, J. E.; SHERLOCK, V. A. Triatomíneos capturados em domicílios no estado do Ceará, Brasil. **Boletim da Sociedade Cearense de Agronomia**. Vol. 3, p. 49-54, 1962.
- AMATO NETO, V.; YASUDA, M. A. S.; AMATO, V. S. Doença de Chagas Aguda. *In.*: DIAS, J. C. P.; COURA, J. R. **Clínica e Terapêutica da Doença de Chagas: Uma abordagem prática para a clínica geral**. Rio de Janeiro: Ed. FIOCRUZ. 486p, 1997.
- ANDRADE-LIMA, D. The Caatingas dominium. **Revista Brasileira de Botânica**, 4;149-163, 1981.
- ARAÚJO, C. A. C.; WANIEK, P. J.; XAVIER, S. C.C.; JANSEN, A. M. Genotype variation of *Trypanosoma cruzi* isolates from different Brazilian biomes. **Experimental Parasitology**, 127:308-312, 2011.
- ASHFORD, R. W. What it takes to be a reservoir host. **Belgian Journal of Zoology**, 127:85-90, 1997.
- AUFDERHEIDE, A. C. *et al.* A 9,000-years record of Chagas disease. **Proceedings of the National Academy of Sciences of USA**, v. 101, p. 2034-2039, 2004.
- BARRETTO, M. P., Epidemiologia. *In.*: BRENER, Z.; ANDRADE, Z. A. (eds) **Trypanosoma cruzi e Doença de Chagas**, Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, p. 89-291, 1979.
- _____.; RIBEIRO, R. D. Reservatórios silvestres do *Trypanosoma* (Schizotrypanum) *cruzi*, Chagas 1909. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, 39:25-36, 1979.

BARRETTO, A. C. P., AZUL, L. G.; MADY, C.; IANNI, B. M.; DE BRITO VIANA, C.; BELLOTI, G.; PILEGGI, F. Forma indeterminada da doença de Chagas: uma forma polimórfica. **Arquivo Brasileiro de Cardiologia**, 55:347-353, 1990.

BASOMBRIO, M. A.; SEGURA, M. A.; MORA, M. C.; GOMEZ, L. Field trial of vaccination against American trypanosomiasis (Chagas Disease) in dogs. **American Journal of Tropical Medicine & Hygiene**, 49(1):143-151, 1993.

BREGANO, J.; PICAIO, R.; GRAÇA, V.; MENOLLI, R.; ITOW JANKEVICIUS, S.; FILHO, P.; JANKEVICIUS, J. V. *Phytomonas serpens*, a tomato parasite, shares antigens with *Trypanosoma cruzi* that are recognized by human sera and induce protective immunity in mice. **FEMS Immunology and Medical Microbiology**, 39:257-264, 2003.

BORGES E. C.; DUJARDIN J. P.; SCHOFIELD C. J.; ROMANHA A. J.; DIOTAIUTI L. Dynamic between sylvatic, peridomestic and domestic populations of *Triatoma brasiliensis* (Hemiptera: Reduviidae) at the municipality of Independência, Northeastern Brazil. **Acta Tropica**, Vol. 93, 119-126, 2005.

BOSSENO M. F.; GARCIA, L. S.; BAUNAURE, F.; MAGALLÓN-GASTELÚM, E.; GUTIERREZ M. S.; KASTEN, F. L.; DUMONTEIL, E.; BRENIÈRE, S. F. Identification in triatomine vectors of feeding sources and *Trypanosoma cruzi* variants by Heteroduplex Assay and a Multiplex Miniexon Polymerase Chain Reaction, **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 74:303–305, 2006.

BRASIL: Ministério da Saúde, Secretaria de Recursos Humanos. **Seminário Internacional de Supervisão: a supervisão na rede de serviços básicos de saúde**. Brasília, 1982.

_____: Ministério da Saúde, FNS (Fundação Nacional da Saúde). **Relatório de atividades desenvolvidas pela FNS/CE no ano de 1995**. Fortaleza, 200p.1996.

_____: Ministério da Saúde, SUCAM (Superintendência de Campanhas de Saúde Pública). **Manual de Normas Técnicas da Campanha de Controle da Doença de Chagas**. Brasília, 167p. 1980.

_____: Ministério a Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. Consenso Brasileiro em doença de Chagas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. Vol 38 (Supl. III), 29p. 2005.

_____: Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Guia de Vigilância Epidemiológica**. 7ª. ed.: Brasília, Cap.10, 1-18, 816p. 2010.

_____: Ministério a Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Grupo Técnico de Doença de Chagas. **Atualização das informações epidemiológicas da doença de Chagas, 2011a**. Consultado a partir de <http://portal.saude.gov.br/portal/saude/profissional/visualizar_texto.cfm?idtxt=31454>. Acesso em 21/07/2011.

_____: Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. **Portal da Saúde: Aspectos Epidemiológicos da Doença de Chagas, 2011b**. Disponível em: <http://portal.saude.gov.br/portal/saude/profissional/visualizar_texto.cfm?idtxt=31454>. Acesso em: 24/01/2012.

_____: Ministério do Meio Ambiente. **Biomás: Caatinga**. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomás/caatinga>>. Acesso em: 10/01/2013.

CAMARGO, E. P. Growth and differentiation in *Trypanosoma cruzi*. I. Origin of metacyclic trypanosomes in liquid media. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, 6:93-100, 1964.

CAMARGO, M.E. Fluorescent antibody test for the serodiagnosis of American trypanosomiasis. Technical modification employing preserved culture forms of *Trypanosoma cruzi* in a slide test. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. Sep-Oct;8(5):227-235, 1966.

CAMARGO, M. E.; SILVA, G. R.; CASTILHO, E. A.; SILVEIRA, A. C. Inquérito sorológico da prevalência da infecção chagásica no Brasil, 1975/1980. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. Vol. 26, 192-204, 1984.

CARBAJAL DE LA FUENTE, A. L.; MINOLI, S. A.; LOPES, C. M.; NOIREAU, F.; LAZZARI, C. R.; LORENZO, M. G. Flight dispersal of the Chagas disease vectors *Triatoma brasiliensis* and *Triatoma pseudomaculata* in northeastern Brazil. **Acta Tropica**, Vol. (101):115–119, 2007.

CARCAVALLO, R.U., GIRON, I. G., JURBERG, J., LENT, H. **Atlas dos Vetores da Doença de Chagas nas Américas**. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, 1997.

CARDINAL, M. V.; CASTAÑERA, M. B.; LAURICELLA, M. A.; CECERE, M. C.; CEBALLOS, L. A.; VAZQUEZ-PROKOPEC, G. M.; KITRON, U.; GÜRTLER, R. E. A prospective study of the effects of sustained vector surveillance following community-wide insecticide application on *Trypanosoma cruzi* infection of dogs and cats in rural northwestern Argentina. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 75(4):753–761, 2006.

_____.; LAURICELLA, M. A.; CEBALLOS, L. A.; LANATI, L.; MARCET, P. L.; LEVIN, M. J.; KITRON, U.; GÜRTLER, R. E.; SCHIJMAN, A. G. Molecular epidemiology of domestic and sylvatic *Trypanosoma cruzi* infection in rural northwestern Argentina. **International Journal for Parasitology**, 38:1533–1543, 2008.

CARLIER, Y.; DIAS, J. C. P.; LUQUETTI, A. O.; HONTEBEYRIE, M.; TORRICO, F.; TRUYENS, C. Trypanosomiase américaine ou maladie de Chagas. **Enciclop Méd-Chirurgicale** 8:505-520, 2002.

CASTAÑERA, M. B.; LAURICELLA, M. A.; CHUIT, R.; GÜRTLER, R. E. Evaluation of dogs as sentinels of the transmission of *Trypanosoma cruzi* in a rural area of northwestern Argentina. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, 92(6):671- 683, 1998.

- CASTILLO, A. R. F. **Estúdio epidemiológico de la infección humana y caprina por *Trypanosoma cruzi* em la área rural del município de São Sebastião de Umbezeiro, Paraíba.** 1988. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) - Escola Nacional de Saúde Pública, Fundação Oswaldo Cruz, Rio Janeiro, 1988.
- CAVALCANTI, L. P. DE G.; ROLIM, D. R.; NETO, R. DA J. P.; VILAR, D. C. L. F.; NOGUEIRA, J. O. L.; POMPEU, M. M. DE L.; TEIXEIRA, M. J.; DE SOUSA, A. Q. Microepidemia de Doença de Chagas Aguda por transmissão oral no Ceará. **Caderno de Saúde Coletiva**, Rio de Janeiro, 17 (4):911-921, 2009.
- CEBALLOS, L.A.; CARDINAL, M.V.; VAZQUEZ-PROKOPEC, G.M.; LAURICELLA, M.A.; OROZCO, M.M.; CORTINAS, R.; SCHIJMAN, A.G.; LEVIN, M.J.; KITRON, U.; GÜRTLER, R.E. Long-term reduction of *Trypanosoma cruzi* infection in sylvatic mammals following deforestation and sustained vector surveillance in northwestern Argentina. **Acta Tropica** 98: 286-296, 2006.
- CECERE, M. C.; VASQUEZ-PROKOPEC, G. M.; GÜRTLER, R. E.; KITRON, U. Spatio-temporal analysis of reinfestation by *Triatoma infestans* (Hemiptera: Reduviidae) following insecticide spraying in a rural community in northwestern Argentina. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 71:803–810, 2004.
- CHAGAS, C., Nova tripanossomíase humana. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 1, p. 159-218, 1909.
- CHAPMAN, M. D.; BAGGALEY, R. C.; GODFREY-FAUSSET, P. F.; MALPAS, T. J.; WHITE, G.; CANESE, J.; MILES, M. A. *Trypanosoma cruzi* from the Paraguayan Chaco: Isoenzyme profiles of strains isolated at Makthlawaiya. **The Journal of Protozoology**, 31:482–486, 1984.
- COHEN J. E., GÜRTLER R. E. Modeling household transmission of American Trypanosomiasis. **Science**, 293: 694-698, 2001.
- COMINETTI, M. C.; ANDREOTTI, R.; OSHIRO, E. T.; DORVAL, M. E. M. C. Epidemiological factors related to the transmission risk of *Trypanosoma cruzi* in a Quilombola community, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 44(5):576-581, 2011.
- CORRÊA, A. D., MIRANDA FILHO, N., SIQUEIRA-BATISTA, R., HUGGINS, D. W. Papel dos reservatórios na epidemiologia da moléstia de Chagas. **Revista Brasileira de Medicina**. Vol. 55, 414-420, 1998.
- CORTEZ, M.R.; EMPERAIRE, L.; PICCINALI, R.V.; GÜRTLER, R.E.; TORRICO, F.; JANSEN, A.M.; NOIREAU, F. Sylvatic *Triatoma infestans* (Reduviidae, Triatominae) in the Andean valleys of Bolivia. **Acta Tropica**. 102: 47-57, 2007.
- COURA, J. R. Chagas disease: what is known and what's needed – A background article. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, Vol. (102):113-122, 2007. Supplement 1.

_____. **Síntese das doenças infecciosas e parasitárias**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 297p, 2008.

_____.; DIAS, J. C. Epidemiology, control and surveillance of Chagas disease: 100 years after its Discovery. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Vol. 104 (Suppl. 1):31-40, 2009.

_____.; VIÑAS, P. A. Chagas disease: a new worldwide challenge. **Nature**, p. 6-7, jun., 2010.

_____.; BORGES-PEREIRA, J. Chagas disease: 100 years after its discovery. A systemic review. **Acta Tropica**, 115: 5–13, 2010.

COUTINHO, C. F. S.; SOUZA-SANTOS, R.; LIMA, M. M. Combining geospatial analysis and exploratory study of triatomine ecology to evaluate the risk of Chagas disease in a rural locality. **Acta Tropica**, 121:30– 33, 2012.

CRISANTE, G.; ROJAS, A.; TEIXEIRA, M. M.; ANEZ, N. Infected dogs as a risk factor in the transmission of human *Trypanosoma cruzi* infection in western Venezuela. **Acta Tropica**, 98:247-254, 2006.

D'ANDREA, P. S., JANSEN, A. M., BEZERRA, C. M., ROQUE, A. L. R., TEIXEIRA, B. R., LIMA, V. S. **Relatório de Atividades: Avaliação do ciclo de transmissão silvestre do *Trypanosoma cruzi* na área de ocorrência do surto de doença de Chagas em Redenção/CE – Levantamento faunístico e diagnóstico da infecção**. 2006.

DIAS, E. Observações sobre eliminação de dejeções e tempo de sucção em alguns triatomíneos sulamericanos. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 54:115-124, 1956.

DIAS, J. C. P. Control of Chagas disease in Brasil. **Parasitology Today**, Vol.3, 31-341, 1987.

_____. Presente e futuro dos controles dos triatomíneos vetores da Doença de Chagas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. Vol 22 (Supl. II), 5-10, 1989.

_____. Epidemiology of Chagas disease. In: _____ WENDEL, S. *et al.* **Chagas Disease (American Trypanosomiasis): It`s impact on transfusional and clinical medicine**. São Paulo, ISBT Brazil`92, 1992.

_____.; COURA, J. R. **Clínica e Terapêutica da Doença de Chagas: Uma abordagem prática para a clínica geral**. Rio de Janeiro: Ed. FIOCRUZ. 486p, 1997.

_____., Epidemiologia. In.: BRENER, Z., ANDRADE, Z. A., BARRAL-NETO, M. (eds). ***Trypanosoma cruzi* e doença de Chagas**, 2ª Ed., Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, p. 48-74, 2000.

_____.; MACHADO, E. M. M.; FERNANDES, A. L.; VINHAES, M. C. Esboço geral e perspectivas da doença de Chagas no Nordeste do Brasil. **Caderno de Saúde Pública**, 16(Suppl 2): 13-34, 2000.

_____. Vigilância epidemiológica em doença de Chagas. **Caderno de Saúde Pública**, 16(Suppl 2): 43-59, 2000.

_____.: O controle da doença de Chagas no Brasil. *In:* _____.; Arias, A. R. de; Segura, E.; Guillén, G.; Russomando, G.; Schenone, H.; Dias, J. C. P.; Padilla, J. V.; Lorca, M.; Salvatella, R. **El control de la enfermedad de Chagas en los países del Cono Sur de América: História de una iniciativa internacional. 1991/2001**. Organização Pan-Americana da Saúde, 2002, 316p.

_____.; MACEDO, V. O. Doença de Chagas. *In:* _____. Coura, J. R. **Dinâmica das doenças infecciosas e parasitárias**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005.

_____. Globalização, iniquidades e doença de Chagas. **Caderno de Saúde Pública**, Vol. 23, (Suppl 1), 12-22, 2007.

_____.; PRATA, A.; CORREIA, D. Problems and perspectives for Chagas disease control: in realistic analysis. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Vol. 41(2):193-196, 2008.

_____. A Doença de Chagas e seu controle. Uma visão geral com destaque à sua prevenção. *In:* DIOTAIUTI, L.; OLIVEIRA, M. A. de.; SANTOS, J. P. dos. (org.). **Triatomíneos**. Belo Horizonte, FIOCRUZ, 1-28, 2009a.

_____. Elimination of Chagas disease transmission: perspectives. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. Vol.104, (Suppl 1), 41-45, 2009b.

_____.; AMATO NETO, V. Prevenção referente às modalidades alternativas de transmissão do *Trypanosoma cruzi* no Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Vol. 44, (Suppl 2), 68-72, 2011.

_____. Emanuel Dias: Sumula biográfica, 2008. Disponível em: <http://www.paho.org/Portuguese/AD/DPC/CD/emmanuel-dias-biografia.pdf>. Acesso em 17/01/2012.

DIOTAIUTI, L.; FILHO, O. F. F.; CARNEIRO, F. C. F.; DIAS, J. C. P.; PIRES, H. H. R.; SCHOFIELD, C. J. Aspectos operacionais do controle do *Triatoma brasiliensis*. **Caderno de Saúde Pública**. 16(Suppl.2): 61-67, 2000.

_____. Triatomíneos. *In:* Teixeira, A. **Doença de Chagas e evolução**. Brasília, Editora Universitária de Brasília, pp 205-231, 2007.

DRUGS FOR NEGLECTED DISEASES INITIATIVE (DNDi). DNDi Informativo n° 19. Doença de Chagas. Disponível em http://www.dndi.org.br/images/stories/pdf/informativo_n_3.pdf. Acesso em 02/01/2012.

ESTRADA-FRANCO, J. G.; BHATIA, V.; AZ-ALBITER, H.; OCHOA-GARCIA, L.; BARBABOSA, A.; VAZQUEZ-CHAGOYAN, J. C.; MARTINEZ-PEREZ, M. A.; GUZMAN-BRACHO, C.; GARG, N. Human *Trypanosoma cruzi* infection and seropositivity in dogs, Mexico. **Emerging Infectious Diseases**, 12:624-630, 2006.

FERNANDES A. **Fitogeografia Brasileira**, Multigraf, Fortaleza, 340 pp, 2008.

FERNANDES, A. J.; VITOR, R. W. A.; DIAS, J. C. P. Avaliação parasitológica e sorológica de caprinos inoculados experimentalmente pelo *Trypanosoma cruzi*. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, 36(1): 11-17, 1994a.

_____.; DIOTAIUTI, L.; DIAS, J. C. P.; ROMANHA, A. J.; CHIARI, E. Inter-relações entre os ciclos de transmissão do *Trypanosoma cruzi* no município de Bambuí, Minas Gerais, Brasil. **Cadernos de Saúde Pública**, 10(4): 473-480, 1994b.

FERNANDES, O.; SOUTO, R. P.; CASTRO, J. A.; PEREIRA, J. B.; FERNANDES, N.C.; JUNQUEIRA, A. C.; NAIFF, R. D.; BARRET, T. V.; DEGRAVE, W.; ZINGALES, B.; CAMPELL, D. A.; COURA, J. R. Brazilian isolates of *Trypanosoma cruzi* from humans and triatomines classified into two lineages using mini-exon and ribossomal RNA sequences. **American Journal of Tropical Medicine & Hygiene**, 58:807-811, 1998.

_____.; JANSEN, A. M. The complexity of the sylvatic cycle of *Trypanosoma cruzi* in Rio de Janeiro State (Brazil) revealed by nontranscribed spacer of the mini-exon gene. **Parasitology**, 118:161-166, 1999.

FERREIRA, M. S.; LOPES, E. R.; *et al.* Doença de Chagas. In: _____ Veronesi, R. **Tratado de Infectologia**. 3. ed. Rio de Janeiro, Atheneu, 2005.

FIOCRUZ: Fundação Oswaldo Cruz. **Curso de Capacitação dos microscopistas de malária e dos laboratoristas da rede pública para detecção do *Trypanosoma cruzi***. Rio de Janeiro. Módulo II, 208p, 2008a.

FIOCRUZ: Fundação Oswaldo Cruz. **Triatomíneos**. Belo Horizonte, 2008b. 1CD-ROM.

FRANKE, C. R.; ZILLER, M.; STAUBACH, C.; LATIF, M. Impact of the El Niño/Southern oscillation on visceral leishmaniasis, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**. 8:914-917, 2002.

FORATTINI, O. P. Biogeografia, origem e distribuição da domiciliação de triatomíneos no Brasil. **Revista de Saúde Pública**, 14:265-299, 1980.

_____.; BARATA, M. J. S.; SANTOS, I. L. F.; SILVEIRA, A. C. Hábitos alimentares, infecção natural e distribuição de triatomíneos domiciliares na região Nordeste do Brasil. **Revista de Saúde Pública**. 15:113-164, 1981.

FREITAS, J.M.; AUGUSTO-PINTO, L.; PIMENTA, J. R.; BASTOS-RODRIGUES, L.; GONÇALVES, V. F.; TEIXEIRA, S. M.; CHIARE, E.; JUNQUEIRA, A. C.; FERNANDES, O.; MACEDO, A. M.; MACHADO, C. R.; PENA, S. D. Ancestral genomes, sex and population structure of *Trypanosoma cruzi*. **Plos Pathogens**, 2:24, 2006.

GADELHA, P; ARAÚJO-JORGE, T. Doença de Chagas: velha enfermidade, novos desafios. 2009. Correio Braziliense. 11/09/2009. Disponível em: <<http://www.fiocruz.br/ccs/cgi/cgilua.exe/sys/start.htm?infoid=2853&sid=4&tpl=printerview>>. Acesso em: 03/12/2011.

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

GARCIA, E. S.; RATCLIFFE, N. A.; WHITTEN, M. M.; GONZALEZ, M. S.; AZAMBUJA, P. Exploring the role of insect host factors in the dynamics of *Trypanosoma cruzi* – *Rhodnius prolixus* interactions. **Journal of Insect Physiology**, 53:11–21, 2007.

GAUNT, M. W., YEO, M., FRAME, I. A., STOTHARD, J. R., CARRASCO, H. J., TAYLOR, M. C., MENA, S. S., VEAZEY, P., MILES, G. A. J., ACOSTA, N., DE ARIAS, A. R., MILES, M.A. Mechanism of genetic exchange in american trypanosomes. **Nature**. 421:936–939, 2003.

GOMES, A. P.; SANTOS, S. S.; MARTINS, W. de A.; SIQUEIRA-BATISTA, R.; OLIVEIRA, de L. B.; ANTONIO, V. E. Aspectos Clínicos. *In.*: SIQUEIRA-BATISTA, R. (ed.) **Moléstia de Chagas**. 2. ed. Rio de Janeiro: Editora Rubio, 2007.

GOMES, M. A. T. **Potencial de transmissão de tripanossomíase americana nas localidades do Sítio do Mocó e Borda, Município de São Raimundo Nonato, Sudeste do Piauí**. 1993. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) - Escola Nacional de Saúde Pública, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 1993.

GUARNERI, A. A.; CARVALHO, M. G.; PEREIRA, M. H.; DIOTAIUTI, L. Potencial biológico do *Triatoma brasiliensis*. **Caderno de Saúde Pública**, 16(Sup. 2): 101-104, 2000.

GUHL, F., JARAMILLO, C., VALLEJO, G. A., YOCKTENG, R., CÁRDENAS-ARROYO, F., FORNICIARI, G. Isolation of *Trypanosoma cruzi* DNA in 4000 year old mummified human tissue from northern Chile. **American Journal Physiology and Anthropology**, 108:625-635, 1999.

_____.; PINTO, N.; AGUILERA, G. Sylvatic triatominae: a new challenge in vector control transmission. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. 104 (Supl 1): 71-75, 2009.

GURGEL-GONÇALVES, R.; GALVÃO, C.; COSTA, J.; PETERSON, A. Geographic Distribution of Chagas Disease Vectors in Brazil Based on Ecological Niche Modeling. **Journal of Tropical Medicine**, v. 2012, 1-15, 2012a.

_____.; GALVÃO, C.; MENDONÇA, J.; COSTA NETO, E. M. **Guia de triatomíneos da Bahia**. Feira de Santana: UEFS Editora, 2012b. 112 p.

GÜRTLER, R. E.; CECERE, M. C.; PETERSEN, R. M.; RUBEL, D. N.; SCHWEIGMANN, N. J. Chagas disease in north-west Argentina: association between *Trypanosoma cruzi* parasitaemia in dogs and cats and infection rates in domestic *Triatoma infestans*, **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, 87:12-15, 1993.

_____.; CECERE, M. C.; CASTAÑERA, M. B.; CANALE, D. N.; LAURICELLA, M. A.; CHUIT, R.; COHEN, J. E.; SEGURA, E. L. Probability of infection with *Trypanosoma cruzi* of the vector *Triatoma infestans* fed on infected humans and dogs in northwest Argentina. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 55, 24-31, 1996.

_____.; COHEN, J. E.; CECERE, M. C.; CHUIT, R.; SEGURA, E. L. Influence of humans and domestic animals on the household prevalence of *Trypanosoma cruzi* in *Triatoma infestans* populations in northwest Argentina. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 58, 748-758, 1998.

_____.; CECERE, M. C.; LAURICELLA, M. A.; PETERSEN, R. M.; CHUIT, R.; SEGURA, E. L.; COHEN, J. E. Incidence of *Trypanosoma cruzi* infection among children following domestic reinfestation after insecticide spraying in rural northwestern Argentina. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 73: 95–103, 2005.

_____.; CECERE, M. C.; LAURICELLA, M. A.; CARDINAL, M. V.; KITRON, U.; COHEN, J. E. Domestic dogs and cats as sources of *Trypanosoma cruzi* infection in rural northwestern Argentina. **Parasitology**, 134: 69-82, 2007.

_____.; CEBALLOS, L. A.; ORDÓÑEZ-KRASNOWSKI, P.; LANATI, L. A.; STARIOLO, R.; KITRON, U. Strong Host-Feeding Preferences of the Vector *Triatoma infestans* Modified by Vector Density: Implications for the Epidemiology of Chagas Disease. **PloS Neglected Tropical Diseases**, 3(5):1-12, 2009.

HERRERA, L.; D'ANDREA, P.S.; XAVIER, S.C.C.; MANGIA, R.H.; FERNANDES, O.; JANSEN, A.M. *Trypanosoma cruzi* infection in wild mammals of the National Park 'Serra da Capivara' and its surroundings (Piauí, Brazil), an area endemic for Chagas disease. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, 99: 379-388, 2005.

HERRERA, H. M.; LISBOA, C. V.; PINHO, A. P.; OLIFIERS, N.; BIANCHI, R. C.; ROCHA, F. L.; MOURÃO, G. M.; JANSEN, A. M. The coati (*Nasua nasua*, Carnivora, Procyonidae) as a reservoir host for the main lineages of *Trypanosoma cruzi* in the Pantanal region, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, 102:1133-1139, 2008.

IBGE: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Divisão Territorial do Brasil e Limites Territoriais**. Disponível em: <<http://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/dtbs/ceara/taua.pdf>>. Acesso em 28 jan. 2013.

_____: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Primeiros dados do Censo 2010**. 2011. Disponível em: <http://www.censo2010.ibge.gov.br/primeiros_dados_divulgados/index.php?uf=23>. Acesso em: 21 set. 2011.

IPECE: Instituto de Pesquisa e Estatística Econômica do Ceará. **Perfil Básico Municipal de Tauá 2012**. 2012. Disponível em: <http://www.ipece.ce.gov.br/publicacoes/perfil_basico/pbm-2012/Taua.pdf>. Acesso em 28 jan. 2013.

JANSEN, A. M.; LEON, L.; MACHADO, G. M.; SILVA, M. H.; SOUZA-LEÃO, S. M.; DEANE, M. P. *Trypanosoma cruzi* in the opossum *Didelphis marsupialis*: Parasitological

and serological follow-up of the acute infection. **Experimental Parasitology**, 249-259, 1991.

_____.; PINHO, A. P. S.; LISBOA, C. V.; CUPOLILLO, E.; MANGIA, R. H.; FERNANDES, O. The sylvatic cycle of *Trypanosoma cruzi*: a still unsolved puzzle. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**. 94 (Suppl 1): 203-204, 1999.

_____. **Ecologia**, 2009. Disponível em: <http://www.fiocruz.br/chagas/cgi/cgilua.exe/sys/start.htm?sid=141>. Acesso em: 6/6/2011.

_____.; ROQUE, A. L. R. Domestic and wild mammalian reservoirs. *In*: TELLERIA, J.; TIBAYRENC, M. **American Trypanosomiasis, Chagas disease - one hundred years of research**. Eds. London: Elsevier. pp 249–276, 2010.

KEESING, F.; HOLT, R. D.; OSTFELD, R. S. Effects of species diversity on disease risk. **Ecology Letters**, 9:485–498, 2006.

_____.; BELDEN, L. K.; DASZAK, P.; DOBSON, A.; DREW HARVELL, C.; HOLT, R. D.; HUDSON, P.; JOLLES, A.; JONES, K. E.; MITCHELL, C. E.; MYERS, S. S.; BOGICH, T.; OSTFELD, R. S. Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. **Nature**, 468:647–652, 2010

KJOS, S. A.; SNOWDEN, K. F.; CRAIG, T. M.; LEWIS, B.; RONALD, N.; OLSON, J. K. Distribution and characterization of canine Chagas disease in Texas, **Veterinary Parasitology**, 152:249–256, 2008.

KOCHER, T. D.; THOMAS, W. K.; MEYER, A.; EDWARDS, S. V.; PAABO, S.; VILLABLANCA, F. X.; WILSON, A. C. Dynamics of mitochondrial DNA evolution in animals: Amplification and sequencing with conserved primers (cytochrome b/12S ribosomal DNA/control region/evolutionary genetics/molecular phylogenies). **Proceedings of the National Academy of Sciences of USA**, Evolution, August, vol. 86, p. 6196-6200, 1989.

KROPT, S. P.; MASSARANI, L. Carlos Chagas, a ciência a combater doenças tropicais. Rio de Janeiro: Museu da Vida / Casa de Oswaldo Cruz / FIOCRUZ, 16p. 2009.
LEAL, I. R., DA SILVA, J. M. C., TABARELLI, M., LACHER, T. E. Changing the course of biodiversity conservation in the caatinga of northeastern Brazil. **Conservation Biology**. 19:701-706, 2005.

LANA, M. de.; CHIARI, E.; TAFURI, W. L. Experimental Chagas' Disease in dogs. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Vol. 87, (1):59-71, 1992.

LENT, H.; WYGODZINSKY, P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae), and their significance as vectors of Chagas' disease. **Bulletin of the American Museum of Natural History**. 163 (3):123-520, 1979.

LEWIS, M. D., MA, J., YEO, M., CARRASCO, H. J., LLEWELLYN, M. S., MILES, M. A. Genotyping of *Trypanosoma cruzi*: systematic selection of assays allowing rapid and accurate discrimination of all known lineages. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**. 81:1041-1049, 2009.

LIARTE, D. B., MURTA, S. M. F., STEINDEL, M., ROMANHA, A. J. *Trypanosoma cruzi*: Multiplex PCR to detect and classify strains according to groups I and II. **Experimental Parasitology**, 123: 283-291, 2009.

LIMA, M. M.; SARQUIS, O.; DE OLIVEIRA, T. G.; GOMES, T. F.; COUTINHO, C.; DAFLON-TEIXEIRA, N. F.; TOMA, H. K.; BRITTO, C.; TEIXEIRA, B. R.; D'ANDREA, P. S.; JANSEN, A. M.; BÓIA, M. N.; CARVALHO-COSTA, F. A. Investigation of Chagas disease in four periurban áreas in northeastern Brazil: epidemiologic survey in man, vectors, non-human hosts and reservoirs. **Transaction of the Royal of Tropical Medicine and Hygiene**, 106:143-149, 2012.

LIMA, V. S.; YOTSUKI, R. K.; IÑIGUEZ, A. M.; SILVA, L. F. R. R.; ARAUJO, A. J. G.; JANSEN-FRANKLEN, A. M.; VICENTE, A. C. P. Seven thousand years of *Trypanosoma cruzi* infection in pre-Columbian Brazilian Indians. *In.*: VI WORLD CONGRESS ON MUMMY STUDIES, 1, 2007, Tegui, Lanzarote. Programa y Resúmenes. Tegui: Pablo Atoche y Maria Angeles Ramirez, p. 152-152, 2007.

LISBOA, C. V.; MANGIA, R. H., DE LIMA, N. R.; MARTINS, A.; DIETZ, J. Distinct patterns of *Trypanosoma cruzi* infection in *Leontopithecus rosalia* in distinct Atlantic coastal rainforest fragments in Rio de Janeiro–Brazil. **Parasitology**, 129: 703–711, 2004.

_____.; PINHO, A. P.; MONTEIRO, R. V.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* (Kinetoplastida Trypanosomatidae): biological heterogeneity in the isolates derived from wild hosts. **Experimental Parasitology**, 116:150–155, 2007.

_____.; PINHO, A. P.; HERRERA, H. M.; GERHARDT, M.; CUPOLILLO, E.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) genotypes in neotropical bats in Brazil. **Veterinary Parasitology**, 156: 314–318, 2008.

LLEWELLYN, M. S.; LEWIS, M. D.; ACOSTA, N.; YEO, M.; CARRASCO, H. J.; SEGOVIA, M.; VARGAS, J.; TORRICO, F.; MILES, M. A.; GAUNT, M. W. *Trypanosoma cruzi* IIc: phylogenetic and phylogeographic insights from sequence and microsatellite analysis and potential impact on emergent Chagas disease. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, Vol. 3(9), pp. e510, 2009a.

LORENZO, M.G.; GUARNERI, A.A.; PIRES, H.H.; DIOTAIUTI, L.; LAZZARI, C.R. Microclimatic properties of the *Triatoma brasiliensis* habitat. **Caderno de Saúde Pública**, 16:(Suppl. II) 2:69-74, 2000.

LUCENA, D.T. Estudos sobre a Doença de Chagas no Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Malariologia**, 22:3-173, 1970.

MACÊDO, V. de O. Forma indeterminada da doença de Chagas. *In.*: DIAS, J. C. P.; COURA, J. R. **Clínica e Terapêutica da Doença de Chagas: Uma abordagem prática para a clínica geral**. Rio de Janeiro: Ed. FIOCRUZ. 486p, 1997.

MACHADO, C. A.; AYALA, F. J. Nucleotide sequences provide evidence of genetic exchange among distantly related lineages of *Trypanosoma cruzi*. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**. Vol 98(13):7396–7401, 2001.

MACHADO, H.; PINTO, O. F. Contribuição ao conhecimento da distribuição geográfica dos triatomíneos domiciliários e de seus índices de infecção natural no Estado do Ceará, Brasil. **Revista Brasileira de Malariologia de Doenças Tropicais**, 4(2):158-170, 1952.

MACHADO, E. M., ALVARENGA, N. J., ROMANHA, A. J., GRISARD, E. C. A simplified method for sample collection and DNA isolation for polymerase chain reaction detection of *Trypanosoma rangeli* and *Trypanosoma cruzi* in triatomine vectors. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 95(6): 863-866, 2000.

_____.; FERNANDES, A. J.; MURTA, S. M. E.; VITOR, R. W. A.; CAMILO JUNIOR, D. J.; PINHEIRO, S. W.; LOPES, E. R.; ADAD, S. J.; ROMANHA, A. J.; DIAS, J. C. P. A study of experimental reinfection by *Trypanosoma cruzi* in dogs. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 65(5):958-965, 2001.

MARCILI, A.; LIMA, L.; CAVAZZANA, M. J.; JUNQUEIRA, A. C. V.; VELUDO, H. H.; DA SILVA, F. M.; CAMPANER, M.; PAIVA, F.; NUNES, V. L. B.; TEIXEIRA, M. M. G. A new genotype of *Trypanosoma cruzi* associated with bats evidenced by phylogenetic analyses using SSU rDNA, cytochrome b and Histone H2B genes and genotyping based on ITS1 rDNA. **Parasitology**. 136:641–655, 2009a.

_____.; LIMA, L.; VALENTE, V. C.; VALENTE, S. A.; BATISTA, J. S.; JUNQUEIRA, A. C. V.; SOUZA, A. I.; ROSA, J. A.; CAMPANER, M.; LEWIS, M. D.; LLEWELLYN, M. S.; MILES, M. A.; TEIXEIRA, M. M. G. Comparative phylogeography of *Trypanosoma cruzi* TCIIC: new host, association with terrestrial ecotopes, and spacial clustering. **Infection, Genetics and Evolution**, 9:1265–1274, 2009b.

MARCONDES, C. B.; DIAS, J. C. P.; GUEDES, L.; FERRAZ FILHO, A. N.; RODRIGUES, V. L. C. C.; MENDONÇA, D. D. Estudo epidemiológico de fontes de alimentação sanguínea dos triatomíneos da Fazenda Aroeira (Catolé da Rocha, Paraíba) e circunvizinhanças. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 24:137-140, 1991.

MARTINS, A. V., Epidemiologia. *In.*: Cançado, JR. Doença de Chagas, Imprensa Oficial, Belo Horizonte, p. 225-260, 1968.

MARZOCHI, M. C. A.; FUENTES, A. R.; MENESES, A. P. Primeira evidência da infecção natural caprina *Trypanosoma cruzi* associado ao *Triatoma brasiliensis* no Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 20(Suppl.):89-90, 1987.

MEUNIER, I.; FERRAZ, J. **As Caatingas**, 2005. Disponível em: <http://www.nordeste rural.com.br/dev/nordeste rural/matler.asp?newsId=2359>. Acesso em 16/02/08.

MILES, M. A.; CEDILLOS, R. A.; POVOA, M. M.; SOUZA DE, A. A.; PRATA, A. A.; MACEDO, V. Do radically dissimilar *Trypanosoma cruzi* strains (zymodemes) cause Venezuelan and Brazilian forms of Chagas disease? **The Lancet**, 317:1338-1340, 1981.

_____.; FELICIANGELI, M. D.; DE ARIAS, A. R. American tripanosomiasis (Chagas' disease) and the role of molecular epidemiology in guiding control strategies. **British Medical Journal**, 28:1444–1448, 2003.

_____. The discovery of Chagas disease: progress and prejudice. **Infectious Disease Clinics North America**, v. 8, p. 247-260, 2004.

MILLS, J. N.; CHILDS, J. E. Ecologic studies of rodent reservoirs: their relevance of human health. **Emerging Infectious Diseases**. 4:529-537, 1998.

MINTER, D. M.; MINTER, G. E.; MARSDEN, P. D.; MACEDO, V. Domestic risk factor attack to assess the risk of infection with *Trypanosoma cruzi* in houses in Brazil. **Transaction of the Royal of Tropical Medicine and Hygiene**, 67: 1973, 290p.

MONCAYO, A.; SILVEIRA, A. C. Current epidemiological trends for Chagas disease in Latin America and future challenges in epidemiology, surveillance and health policy. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Vol. 104, (Supl 1), 17-30, 2009.

MONTILLA, M. M.; GUHT, F.; JARAMILLO, C.; NICHOLLS, S.; BARNABÉ, C.; BOSSENO, M. F.; BRENIÈRE, S. F. Isoenzyme clustering of Trypanosomatidae Colombian populations. **American Journal of Tropical Medicine & Hygiene**, 66:394-400, 2002.

NOIREAU, F.; CARBAJAL-DE-LA-FUENTE, ANA L.; LOPES, CATARINA M.; DIOTAIUTI, L. Some considerations about the ecology of Triatominae. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, 77(3): 431-436, 2005.

_____.; DIOSQUE, P., JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi*: adaptation to its vectors and its hosts. **Veterinary Research**, 40(2):26, 2009.

OCAÑA-MAYORGA, S.; LLEWELLYN, M. S.; COSTALES, J. A.; MILES, M. A.; GRIJALVA, M. J. Sex, subdivision, and domestic dispersal of *Trypanosoma cruzi* lineage I in Southern Ecuador. **PloS Neglected Tropical Diseases**. Vol. 4 (12), p.e 915, 2010.

OLIVEIRA FILHO, A. M., MELO, M. T. V., SANTOS, C. E., FILHO, O. F. F., CARNEIRO, F. C. F. OLIVEIRA-LIMA, J. W., VIEIRA, J. B. F., GADELHA, F. V., ISHIHATA, J. Tratamentos focais e totais com inseticidas de ação residual para o controle de *Triatoma brasiliensis* e *Triatoma pseudomaculata* no Nordeste brasileiro. **Caderno de Saúde Pública**, 16(Sup. 2): 105-111, 2000.

OLIVEIRA-LIMA, J. W., FILHO, O. F. F., VIEIRA, J. B. F., GADELHA, F. V., FILHO, A. M. O. Alterações do peridomicílio e suas implicações para o controle do *Triatoma brasiliensis*. **Caderno de Saúde Pública**. 16(Sup.2): 75-81, 2000.

OLIVEIRA, V. P. V.; BESERRA, C. L. F.; PRINTZ, A.; CRUZ, M. L. B. Geo-ecological Analysis and Assessments of Degradation in the Municipality of Tauá – Microrregião dos

Inhamuns, Ceará, Brazil – Abstracts. **German-Brazilian Workshop on Neotropical Ecosystems. German-Brazilian Workshop on Neotropical Ecosystems – Achievements and Prospects of Cooperative Research.** Hamburg, September, 3 – 8, 2000.

_____. A problemática da degradação dos recursos naturais no domínio dos sertões secos do Estado do Ceará-Brasil. *In:* SILVA, J. B.; DANTAS, E. W. C.; ZANELLA, M. E.; MEIRELES, A. J. A. (Orgs) **Litoral e Sertão – natureza e sociedade no nordeste brasileiro.** Expressão Gráfica: Fortaleza, p. 187-199, 2006. Consultado a partir de <http://books.google.com.br/books?id=KL3DUBpk0a4C&pg=PA195&lpg=PA195&dq=floramento+rochoso+em+taua&source=bl&ots=LA6oyEzsFi&sig=AMAB_TyatDE57JptZLqthLSbEWw&hl=pt-BR&sa=X&ei=MtujUcj3KoSS9gT0wYDABw&ved=0CDUQ6AEwAQ#v=onepage&q=floramento%20rochoso%20em%20taua&f=false>. Acesso em 27/05/2013.

OPAS: Organização Panamericana de Saúde. **Enfermedad de Chagas (tripanosomiasis americana),** 2006a. Consultado a partir de <<http://paho.org/spanish/ad/dpc/cd/chagas.htm>>. Acesso em 17/05/2007.

_____: Organização Panamericana de Saúde. Estimación cuantitativa de la enfermedad de Chagas en las Américas, 2006b. OPS/HDM/CD/425-06.

_____: Organização Panamericana de Saúde. **Guia para vigilância, prevenção, controle e manejo clínico da Doença de Chagas aguda transmitida por alimentos.** Rio de Janeiro: PANAFTOSA-VP/OPAS/OMS, 92p, 2009.

_____: XV^a Reunión de la Comisión Intergubernamental del Cono Sur para la Eliminación de *Triatoma infestans* y la Interrupción de la Transmisión de Tripanosomiasis Transfusional (INCOSUR-Chagas), Brasília, Junio de 2006. Disponível em: <http://www.ops-oms.org/Spanish/AD/DPC/CD/dch-incosur-xv.htm>. Acesso em: 22/01/2012.

OSTERMAYER, A. L.; PASSOS, A. D. P.; SILVEIRA, A. C.; FERREIRA, A. W.; MACEDO, V.; PRATA, A. R. O inquérito nacional de soroprevalência de avaliação do controle da doença de Chagas no Brasil (2001-2008). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical.** Vol. 44, (Suppl 2), 108-121, 2011.

OSTFELD, R. S.; KEESING, F. Biodiversity and disease risk: the case of Lyme disease. **Conservation Biology,** 14:722–728, 2000.

PAIVA, F. P., MAFFILI, V. V., SANTOS, A. C. S. (Org). **Curso de Manipulação de Animais de Laboratório.** Salvador, BA: Centro de Pesquisa Gonçalo Muniz (FIOCRUZ/BA), 2005. 28p.

PINEDA, V.; SALDAÑA, A.; MONFANTEB, A.; SANTAMARÍA, A.; GOTTDENKER, N.L.; YABSLEY, M. J.; RAPOPORT, G.; CALZADA, J. E. Prevalence of trypanosome infections in dogs from Chagas disease endemic regions in Panama, Central America, **Veterinary Parasitology,** 178:360-363, 2011.

PINTO, C. M.; OCAÑA-MAYORGA, S.; LASCANO, M.S.; GRIJALVA, M. J. Infection by trypanosomes in marsupials and rodents associated with human dwellings in Ecuador. **The Journal of the Parasitology**, 92:1251–1255, 2006.

PRADO, D. E., As Caatingas da América do Sul. *In.*: LEAL, I. R.; TABARELLI, M.; SILVA, J. M. C. da. **Ecologia e Conservação da Caatinga**, 3ª Ed.Universitária - UFPE, Recife, p. 3-74, 2008.

PRATA, A. R. Natural history of chagasic cardiomyopathy. *In.*: American Trypanosomiasis Research. **Pan-American Health Organization**, 318. 1975. 191p.

RAMOS JR, A. N.; CARVALHO, D. M. Os diferentes significados da certificação conferida ao Brasil como estando livre da doença de Chagas. **Caderno de Saúde Pública**. Vol.17(6): 1403-1412, 2001.

RASSI, A. Fase aguda. *In.*:BRENER, Z; ANDRADE, Z; A. BARRAL-NETTO, M. **Trypanosoma cruzi e Doença de Chagas**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1979.

RASSI, A. J.; RASSI, A.; MARIN-NETO, J. A. Chagas disease. **Lancet**, 375:1388-402, 2010.

REY, L. **Parasitologia: Parasitos e Doenças Parasitárias do Homem nos Trópicos**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.

REZENDE, J. M.; MOREIRA, H. Forma digestiva da doença de Chagas. *In.*: BRENER, Z., ANDRADE, Z. A., BARRAL-NETO, M. (eds). **Trypanosoma cruzi e doença de Chagas**, 2ª Ed., Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 2000.

ROJAS, A.; VINHAES, M.; RODRÍGUEZ, M.; MONROY, J.; PERSAUD, N.; AZNAR, C.; NÁQUIRA, C.; HIWAT, H.; BENÍTEZ, J. Reunião Internacional sobre Vigilância e Prevenção da Doença de Chagas na Amazônia: implementação da Iniciativa Intergovernamental de Vigilância e Prevenção da doença de Chagas na Amazônia. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 38(1): 82-89, 2005.

ROQUE, A. L. R.; D'ANDREA, P. S.; DE ANDRADE, G. B.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi*: distinct patterns of infection in the sibling caviomorph rodent species *Thrichomys apereoides laurentius* and *Thrichomys pachyurus* (Rodentia, Echimyidae). **Expermentary Parasitology**, 111:37-46, 2005.

_____.; XAVIER, S. C. C.; DA ROCHA, M. G.; DUARTE, A. C.; D'ANDREA, P. S.; JANSEN, A. M. *Trypanosoma cruzi* transmission cycle among wild and domestic mammals in three areas of orally transmitted Chagas disease outbreaks. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 79:742-749, 2008.

_____.; JANSEN, A. M. Importância dos animais domésticos sentinelas na identificação de áreas de risco de emergência de doença de Chagas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Vol: 4 (Supl. 3), 191-193, 2008.

ROSYPAL, A. C.; CORTE´S-VECINO, J. A.; GENNARI, S. M.; DUBEY, J. P.; TIDWELL, R. R.; LINDSAY, D. S. Serological survey of *Leishmania infantum* and *Trypanosoma cruzi* in dogs from urban areas of Brazil and Colombia, **Veterinary Parasitology**, 149:172–177, 2007.

ROZAS, M.; BOTTO-MAHAN, C.; CORONADO, X.; ORTIZ, S.; CATTAN, P. E.; SOLARI, A. Short Report: *Trypanosoma cruzi* infection in wild mammals from a chagasic area of Chile. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 73(3):517-519, 2005.

_____.; BOTTO-MAHAN, C.; CORONADO, X.; ORTIZ, S.; CATTAN, P. E.; SOLARI, A. Coexistence of *Trypanosoma cruzi* genotypes in wild and peridomestic mammals in Chile, **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 77(4):647–653, 2007.

SALAZAR-SCHETTINO, P. M.; BUCIO, M. I.; CABRERA, M.; BAUTISTA, J. First case of natural infection in pigs. review of *Trypanosoma cruzi* reservoirs in Mexico. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Vol. 92(4): 499-502, 1997.

SALVATELLA, R. A. Achievements in controlling Chagas disease in Latin America. WHO, Geneva, 2007.

SARQUIS, O.; BORGES-PEREIRA, J.; MACCORD, J.R.; GOMES, T.F.; CABELLO, P.H.; LIMA, M.M. Epidemiology of Chagas disease in Jaguaruana, Ceará, Brazil. I. Presence of triatomines and index of *Trypanosoma cruzi* infection in four localities of a rural area. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 99: 263-270, 2004.

_____.; SPOSINA, R.; OLIVEIRA, T.G.; MACCORD, J.R.; CABELLO, P.H.; BORGES-PEREIRA, J.; LIMA, M.M. Aspects of peridomiciliary ecotopes in rural areas of Northeastern Brazil associated to triatomine (Hemiptera, Reduviidae) infestation, vectors of Chagas disease. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 101: 143-147, 2006.

_____.; CARVALHO-COSTA, F.A.; OLIVEIRA, L.S.; ROSEMERE, D.; D'ANDREA, P.S.; OLIVEIRA, T.G.; LIMA, M.M. Ecology of *Triatoma brasiliensis* in northeastern Brazil: seasonal distribution, feeding resources, and *Trypanosoma cruzi* infection in a sylvatic population. **Journal of Vector Ecology**, 35(2):385-394, 2010.

_____.; CARVALHO-COSTA, F.A.; TOMA, H.K.; GEORG, I.; BURGOA, M.R.; LIMA, M.M. Eco-epidemiology of Chagas disease in northeastern Brazil: *Triatoma brasiliensis*, *T. pseudomaculata* and *Rhodnius nasutus* in the sylvatic, peridomestic and domestic. **Parasitology Research**. 07 october 2011 (published online).

SCHMIDT, K. A.; OSTFELD, R. S.; Biodiversity and the dilution effect in disease ecology. **Ecology**, 82(3):609-619, 2001.

SCHOFIELD, C. J.; DIAS, J. C. P., A cost-benefit analysis of Chagas disease control. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 86:285-295, 1991.

_____. *Trypanosoma cruzi*- the vector-parasite paradox. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 95:535-544, 2000.

_____.; GALVÃO, C. Classification, evolution and species groups within the Triatominae. **Acta Tropica**, 110(2-3):88-100, 2009.

SCHMUNIS, G. A. A Tripanossomíase americana e seu impacto na saúde pública das Américas. In: **Trypanosoma cruzi e doença de Chagas** (Z. Brener, A. A. Andrade & M. Barral-Netto, org.), pp. 1-15, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan Editora, 1999.

_____. Epidemiology of Chagas disease in non-endemic countries: the role of international migration. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 102 (Suppl 1):75-85, 2007.

_____.; YADON, Z. E. Chagas disease: A Latin American health problem becoming a world health problem. **Acta Tropica**, 115:14-21, 2010.

SHADOMY, S.V.; WARING, S. C.; MARTINS-FILHO, O. A.; OLIVEIRA, R. C.; CHAPPELL, C. L. Combined use of enzyme-linked immunosorbent assay and flow cytometry to detect antibodies to *Trypanosoma cruzi* in domestic canines in Texas. **Clinical and Diagnostic Laboratory Immunology**, 11:313-319, 2004.

SILVA, F. L. R.; ARAÚJO, A. M. Desempenho Produtivo em Caprinos Mestiços no Semi-árido do Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Zootecnia**, 29(4):1028-1035, 2000.

SILVA, A. D.G. **Programa de Controle Vetorial da Doença de Chagas no Estado do Ceará. 1975 a 2002. Histórico e Avaliação.** 2004. 100 f. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) – Departamento de Saúde Comunitária, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2004a.

SILVA, J. M. C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M. T.; LINS, L. Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. 2004b.

SILVEIRA, A. C.; FEITOSA, V. R.; BORGES, R. Distribuição de triatomíneos domiciliados no período 1975/1983 no Brasil. **Revista Brasileira de Malariologia e Doenças Tropicais**, 36:15-312, 1984.

_____.; REZENDE, D. F. Epidemiologia e controle da transmissão vetorial da doença de Chagas no Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 27(3): 5-16, 1994.

_____.; VINHAES, M. C. Doença de Chagas: Aspectos epidemiológicos e de controle. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 31:15-60, 1998.

_____.; VINHAES, M. C. Elimination of vector-borne transmission of Chagas Disease. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 94:405-411, 1999.

_____. Situação do controle da transmissão vetorial da doença de Chagas nas Américas. **Caderno de Saúde Pública** 16 (Suppl 2): 35-42, 2000.

_____.; ARIAS, A. R. de; SEGURA, E.; GUILLÉN, G.; RUSSOMANDO, G.; SCHENONE, H.; DIAS, J. C. P.; PADILLA, J. V.; LORCA, M.; SALVATELLA, R. **El control de la enfermedad de Chagas en los países del Cono Sur de América: Historia de una iniciativa internacional. 1991/2001.** Organización Pan-Americana da Saúde, 2002, 316p.

_____.; PIMENTA JUNIOR, FABIANO. A inserção institucional do controle da doença de Chagas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 44 (Suppl 2): 19-24, 2011.

_____.; SILVA, G. R.; PRATA, A. O Inquérito de soroprevalência da infecção chagásica humana (1975-1980). **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 44 (Suppl 2): 33-39, 2011.

_____. Os novos desafios e perspectivas futuras do controle. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 44 (Suppl 2): 122-124, 2011.

SIQUEIRA-BATISTA, R.; QUINTAS, L. E. M. Colopatia Chagásica. **Journal of the American Medical Association/Gastro**, 4:15-18, 1995.

_____. (ed.) **Moléstia de Chagas**. 2. ed. Rio de Janeiro: Editora Rubio, 2007.
SOUZA, A. I.; OLIVEIRA, M. F. S. T.; MACHADO, R. Z. & CAMACHO, A. A. Soroprevalência da infecção por *Trypanosoma cruzi* em cães de uma área rural do estado de Mato Grosso do Sul. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, 29(2): 150-152, 2009.

SOUZA, M. J. N. de. Contribuição ao estudo das unidades morfo-estruturais do Estado do Ceará. **Revista de Geologia**, 1:73-91, 1988.

STEINDEL, M.; KRAMER, P. L.; SCHOLL, D.; SOARES, M.; DE MORAES, M. H.; EGER, I.; KOSMANN, C.; SINCERO, T. C.; STOCO, P. H.; MURTA, S. M.; CARVALHO-PINTO, C. J.; GRISARD, E. C. Characterization of *Trypanosoma cruzi* isolated from humans, vectors, and animal reservoirs following an outbreak of acute human Chagas disease in Santa Catarina State, Brazil. **Diagnostic Microbiology and Infectious Disease**, St. Louis, 60(1): 25-32, 2008.

STURM, N. R.; VARGAS, N. S.; WESTENBERGER, S. J.; ZINGALES, B.; CAMPBELL, D. A. Evidence for multiple hybrid groups in *Trypanosoma cruzi*. **International Journal for Parasitology**, 33:269-279, 2003.

_____.; CAMPBELL, D. A. Alternative lifestyles: the population structure of *Trypanosoma cruzi*. **Acta Tropica**. 115:35-43, 2010.

TANOWITZ, H. B.; KIRCHHOFF, L. V.; SIMON, D.; MORRIS, S. A.; WEISS, L. M.; WITTNER, M. Chagas' disease. **Clinical Microbiology Review**, 5:400-419, 1992.

TAUIL, P. L. Controle de agravos à saúde: Consistência entre objetivo e medidas preventivas. **Informe Epidemiológico do SUS**, 8:55-58, 1998.

TEIXEIRA, A. R. L. **Doença de Chagas e outras doenças por Tripanosomos**. Brasília: Ed. Universidade de Brasília, 161p, 1987.

TIBAYRENC, M.; AYALA, F. J. The clonal theory of parasitic protozoa: 12 years on. **Trends Parasitology**, 18:405–410, 2002.

_____. Genetic subdivisions within *Trypanosoma cruzi* (Discrete Typing Units) and their relevance for molecular epidemiology and experimental evolution. **Kinetoplastid Biology Disease**. 28:2-12, 2003.

TOMAZI, L.; KAWASHITA, S. Y.; PEREIRA, P. M.; ZINGALES, B.; BRIONES, M. R. S. Haplotype distribution of five nuclear genes based on network genealogies and Bayesian inference indicates that *Trypanosoma cruzi* hybrid strains are polyphyletic. **Genetics and Molecular Research**, 8:458–476, 2009.

TRUETT, G. E.; HEEGER, P.; MYNATT, R. L.; TRUETT, A. A.; WALKER, J. A.; WARMAN, M. L. Preparation of PCR-quality mouse genomic DNA with hot sodium hydroxide and tris (HotSHOT). **Biotechniques**. Jul 29(1):52-54, 2000.

VALENTE, V. C.; VALENTE, S. A.; NOIREAU, F.; CARRASCO, H. J.; MILES, M. A. Chagas disease in Amazon basin: association of *Panstrongylus geniculatus* (Hemiptera: Reduviidae) with domestic pigs. **Journal of Medical Entomology**, 35:99-103, 1998.

VERAS, C. A riqueza natural já é reconhecida, mas a devastação ainda ameaça a caatinga. **Revista Plenário**, Fortaleza, ano V, 28ª ed., p. 26-31, abril/maio/junho. 2012.

VILLELA, M. M.; SOUZA, J. M. B. de.; MELO, V. P.; DIAS, J. C. P. Vigilância epidemiológica da doença de Chagas em programa descentralizado: avaliação de conhecimentos e práticas de agentes municipais em região endêmica de Minas Gerais, **Caderno de Saúde Pública**, Vol. 23 (10):2428-2438, 2007.

VINHAES, M. C.; DIAS, J. C. P. Doença de Chagas no Brasil. **Caderno de Saúde Pública**, 16(Suppl 2): 7-12, 2000.

XAVIER, S. C. C.; VAZ, V. C.; D'ANDREA, P. S.; HERRERA, L.; EMPERAIRE, L.; ALVES, J. R.; FERNANDES, O.; FERREIRA, L. F.; JANSEN, A. M. Mapping of the distribution of *Trypanosoma cruzi* infection among small wild mammals in a conservation unit and its surroundings (Northeast-Brazil). **Parasitology International** 56:119–128, 2007.

_____.; ROQUE, A. L.; LIMA, V. S.; MONTEIRO, K. J.; OTAVIANO, J. C.; FERREIRA DA SILVA, L. F.; JANSEN, A. M. Lower richness of small wild mammal species and Chagas disease risk. **PloS Neglected Tropical Diseases**, 6:1-11, 2012.

WALSH, J. F.; MOLYNEUX, D. H.; BIRLEY, M. H. Deforestation: effects on vector-borne disease. **Parasitology**, 106 (Suppl.), 55-75, 1993.

WESTENBERGER, S. J.; BARNABÉ, C.; CAMPBELL, D. A.; STURM, N. R. Two hybridization events define the population structure of *Trypanosoma cruzi*. **Genetics**, 171:527–543, 2005.

WHO. **Control of Chagas Disease**. Report of a WHO Expert Committee. Technical Report Series n. 811, 95p. Geneva, 1991.

_____. Report of a WHO Expert Committee. Technical Report Series n. 905. Geneva, 2002.

_____. **Working to overcome the global impact of neglected tropical diseases: First WHO report on neglected tropical diseases**. World Health Organization, Geneva, 2010.

WHO/TDR. Iniciativa de los Países Andinos de Control de la Transmisión Vectorial y Transfusional de la Enfermedad de Chagas. 1998. Disponível em: <http://www.paho.org/spanish/ad/dpc/cd/dch-ipa.htm>. Acesso em 02/01/2012.

_____. Iniciativa de los Países de América Central para el Control de la Transmisión Vectorial, Transfusional y la Atención Médica de la Enfermedad de Chagas. 1998. Disponível em: <http://www.paho.org/spanish/ad/dpc/cd/dch-ca-pre-ipca-97.pdf>. Acesso em 02/01/2012.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. **Mammal Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference**. 3ed. Johns Hopkins University Press, Baltimore, Maryland, 2142 pp, 2005. Disponível em: <http://www.press.jhu.edu/>.

YEO, M.; ACOSTA, N.; LLEWELLYN, M.; SANCHEZ, H.; ADAMSON, S.; MILES, G. A. J.; LÓPEZ, E.; GONZÁLEZ, N.; PATTERSON, J. S.; GAUNT, M. W.; ARIAS, A. R. DE.; MILES, M. A. Origins of Chagas disease: didelphis species are natural hosts of *Trypanosoma cruzi* I and armadillos hosts of *Trypanosoma cruzi* II, including hybrids. **International Journal for Parasitology**, 35:225–233, 2005.

ZAFRA, G.; MANTILLA, J. C.; VALADARES, H. M.; MACEDO, A. M.; GONZALEZ, C. I. Evidence of *Trypanosoma cruzi* II infection in Colombian chagasic patients. **Parasitology Research**, 103:731–734, 2008.

ZELEDÓN, R.; SOLANO, G.; SAENZ, G.; SWARTZWELDER, J. C. Wild reservoirs of *T. cruzi* with special mention of the opossum, *D. marsupialis*, and its role in the epidemiology of Chagas disease in na endemic area of Costa Rica. **Journal Parasitology**, 56 (1):38, 1970.

ZINGALES, B.; SOUTO, R. P.; MANGIA, R. H.; LISBOA, C. V.; CAMPBELL, D. A.; COURA, J. R.; JANSEN, A.; FERNANDES, O. Molecular epidemiology of American trypanosomiasis in Brazil based on dimorphisms of rRNA and mini-exon gene sequences. **International Journal for Parasitology**, 28:105-112, 1998.

_____.; STOLF, B. S.; SOUTO, R. P.; FERNANDES, O.; BRIONES, M. R. Epidemiology, biochemistry and evolution of *Trypanosoma cruzi* lineages based on ribosomal RNA sequences. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 94:159-164, 1999.

_____.; ANDRADE, S. G., BRIONES, M. R. S., CAMPBELL, D. A., CHIARI, E., FERNANDES, O., GUHL, F., LAGES-SILVA, E., MACEDO, A. M., MACHADO, C. R., MILES, M. A., ROMANHA, A. J., STURM, N. R., TIBAYRENC, M., SCHIJMAN, A. G. A new consensus for *Trypanosoma cruzi* intraspecific nomenclature: second

revision meeting recommends TcI to TcVI. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 104: 1051-1054, 2009.

_____.; MILES, M. A.; CAMPBELL, D. A.; TIBAYRENC, M.; MACEDO A. M.; TEIXEIRA, M. M. G.; SCHIJMAN, A. G.; LLEWELLYN, M. S.; LAGES-SILVA, E.; MACHADO, C. R.; ANDRADE, S. G.; NANCY R. STURM, N. R. The revised *Trypanosoma cruzi* subspecific nomenclature: Rationale, epidemiological relevance and research applications. **Infection, Genetics and Evolution**, 12:240-253, 2012.

APÊNDICES

APÊNDICE A – Infestação de localidades e domicílios pelos triatomíneos, no município de Tauá, 1983 – 2012

ANO	FASE	LOCALIDADES			IND. DE DISPERSÃO	UNIDADES DOMICILIARES								
		EXIST	PESQUISADAS			EXIST	PESQ.	INFESTADAS			BORRIFADAS	IND. DE INFESTAÇÃO		
			TOTAL	POS.				INTRA	PERI	TOTAL		INTRA	PERI	TOTAL
1983	LT ¹	525	525	514	97,9	12.288	11.905	4.562	1.804	5.212	3.067	37,1	15,3	42,4
1984	AT-I ²	525	-	-	-	12.288	-	-	-	-	3.067	-	-	-
1985	AT-II ³	530	-	-	-	12.236	-	-	-	-	8.588	-	-	-
1986	PAV ⁴	530	530	392	73,9	12.684	12.363	332	1.644	1.674	1.888	2,7	12,0	13,5
1987	PAV	79	79	75	94,9	1.869	1.845	691	599	943	837	37,4	25,1	51,1
1988	PAV	530	530	493	93,0	13.285	13.372	3.166	3.689	4.961	5.424	23,7	27,8	37,1
1989	PAV	531	531	444	83,6	10.656	13.759	846	2.150	2.369	4.820	6,1	20,2	17,2
1991	PAV	382	382	320	83,8	9.225	11.743	379	1.745	1.708	2.910	3,2	18,9	14,5
1992	PAV	531	531	451	84,9	12.144	14.651	628	2.456	2.459	4.918	4,3	20,2	16,8
1993	PAV	449	449	377	83,9	11.040	13.408	549	1.782	1.811	1.052	4,1	16,1	13,5
1994	PAV	530	530	438	82,6	13.241	15.796	663	2.203	2.198	4.726	4,2	16,6	13,9
1995	PAV	530	58	56	96,5	16120	2336	102	293	293	1.224	4,4	12,5	12,5
1996	PAV	119	119	116	97,5	4.905	4.971	231	894	810	2.518	4,6	18,2	16,3
1997	PAV	530	247	214	86,6	16.120	7.229	491	1159	1.215	2.234	6,8	16	16,8
1998	PAV	530	539	480	90,3	18.199	16.817	1.091	-	2.899	9.306	13,4	-	28,1
1999	PAV	530	281	239	85,0	24.701	6502	668	1061	1.545	1.543	10,3	16,3	23,7
2000	PAV	530	19	16	84,2	18.199	491	64	149	197	413	13	30,3	40,1
2001	PAV	530	404	351	86,9	18.199	7.654	659	1576	2.107	4.512	8,6	20,6	27,5
2002	PAV	530	295	239	81,0	18.199	9.457	359	954	1.261	1.269	3,8	10,1	13,3
2003	PAV	530	106	88	83,0	18.199	2.929	97	428	505	547	3,3	14,6	17,2
2004	PAV	530	244	177	72,5	18.199	5468	138	521	645	627	2,5	9,5	11,8
2005	PAV	530	65	56	86,1	18.199	1969	98	264	351	361	5	13,4	17,8
2006	PAV	530	175	152	86,9	11.199	3123	175	621	771	772	5,6	19,9	24,7
2007	PAV	530	108	93	86,1	11.199	2279	102	381	466	462	4,5	16,7	20,4
2008	PAV	530	67	62	92,5	18199	1728	52	167	214	217	3,0	9,7	12,4
2009	PAV	530	49	31	63,3	18199	1445	28	114	140	88	1,9	7,9	9,7
2010	PAV	530	37	35	94,6	18199	793	94	163	223	220	11,9	20,6	28,1
2011	PAV	530	57	16	72	18199	762	14	94	107	106	1,8	12,3	14
2012	PAV	530	18	17	94,4	18199	390	29	73	97	92	7,4	18,7	25

Fonte: Fundação Nacional da Saúde e Secretaria da Saúde do Estado do Ceará.

¹ = Levantamento Triatomínico; ² = Ataque 1; ³ = Ataque 2; ⁴ = Pré-avaliação.

APÊNDICE B - Infecção natural de triatomíneos, segundo fase evolutiva e local de captura, no município de Tauá, 1983 – 2012

ANO	SEG. ESTÁDIO								SEG. LOCAL DE CAPTURA								TOTAL			ÍNDICE DE INFEC.
	ADULTO				NINFAS				INTRA				PERI				CAPT	EXAM	POS	
	CAPT	EXAM	POS	%	CAPT	EXAM	POS	%	CAPT	EXAM	POS	%	CAPT	EXAM	POS	%				
1983	3358	1148	13	1,1	3692	1761	07	0,4	3834	1325	13	1,0	3216	1584	07	0,4	7050	2909	20	0,7
1986	1016	592	03	0,5	3770	2603	16	0,6	449	258	03	1,2	1432	2937	16	0,5	4786	3195	19	0,6
1987	728	90	02	2,2	1910	513	00	0,0	1288	204	02	1,0	1350	399	00	0,0	2638	603	02	0,3
1988	3439	1542	27	1,8	7650	3465	23	0,7	4630	1682	29	1,7	6459	3325	21	0,6	11089	5007	50	1
1989	2018	1051	16	1,5	3643	1780	37	2,1	1329	491	16	3,3	4332	2340	37	1,6	5661	2831	53	1,9
1991	1233	1008	02	0,2	2897	846	11	1,3	597	321	02	0,6	3533	3286	13	0,4	4130	1854	13	0,7
1992	363	264	03	1,1	1568	1002	06	0,6	391	170	03	1,8	1710	1496	06	0,4	1931	1266	09	0,7
1993	1050	859	03	0,3	2988	1866	05	0,3	767	425	03	0,7	3271	2300	05	0,2	4038	2725	08	0,3
1994	128	87	0	0,0	832	586	01	0,2	157	101	00	0,0	803	572	01	0,2	960	673	01	0,1
1995	209	158	0	0,0	511	241	1	0,4	127	48	00	0,0	593	351	01	0,3	720	393	1	0,2
1996	704	499	01	0,2	1361	808	02	0,2	358	169	02	1,2	1707	1139	02	0,2	2065	1307	03	0,2
1997	1224	872	09	1,0	2085	1074	9	0,8	828	370	6	1,6	2481	1576	12	0,8	3309	1946	18	0,9
1998	2345	1677	14	0,8	5004	2677	11	0,4	1688	742	14	1,9	5661	3612	11	0,3	7349	4354	25	0,6
1999	912	535	02	0,4	1683	1207	01	0,1	796	389	02	0,5	1799	1353	01	0,1	2595	1742	03	0,2
2000	122	71	02	2,8	255	116	01	0,9	78	22	02	9,1	299	165	01	0,6	377	187	03	1,6
2001	1741	1099	08	0,7	2275	1577	17	1,1	887	436	08	1,8	3129	2240	17	0,8	4016	2676	25	0,9
2002	1126	854	06	0,7	1629	1299	12	0,9	560	360	06	1,7	2195	1793	12	0,7	2755	2153	18	0,8
2003	356	281	5	1,8	580	489	1	0,2	109	68	4	5,9	827	702	2	0,3	936	770	6	0,8
2004	481	361	6	1,7	760	573	1	0,2	207	122	2	1,6	1034	812	5	0,6	1241	934	7	0,8
2005	267	159	4	2,5	417	255	3	1,2	132	53	4	7,5	552	361	3	0,8	684	414	7	1,7
2006	628	418	4	1,0	1069	715	9	1,3	281	139	0	0,0	1416	994	13	1,3	1697	1133	13	1,1
2007	370	227	1	0,4	968	465	1	0,2	240	108	1	0,9	1098	584	1	0,2	1338	692	2	0,3
2008	86	77	5	6,5	134	123	1	0,8	46	39	1	2,6	174	161	5	3,1	220	200	6	3,0
2009	263	254	0	0	13	8	0	0	56	51	0	0	220	211	0	0	276	262	0	0
2010	503	479	0	0	6	3	0	0	175	171	0	0	334	311	0	0	509	482	0	0
2011	195	181	0	0	29	19	0	0	23	21	0	0	201	179	0	0	224	200	0	0
2012	160	148	0	0	6	2	0	0	41	32	0	0	125	118	0	0	166	150	0	0

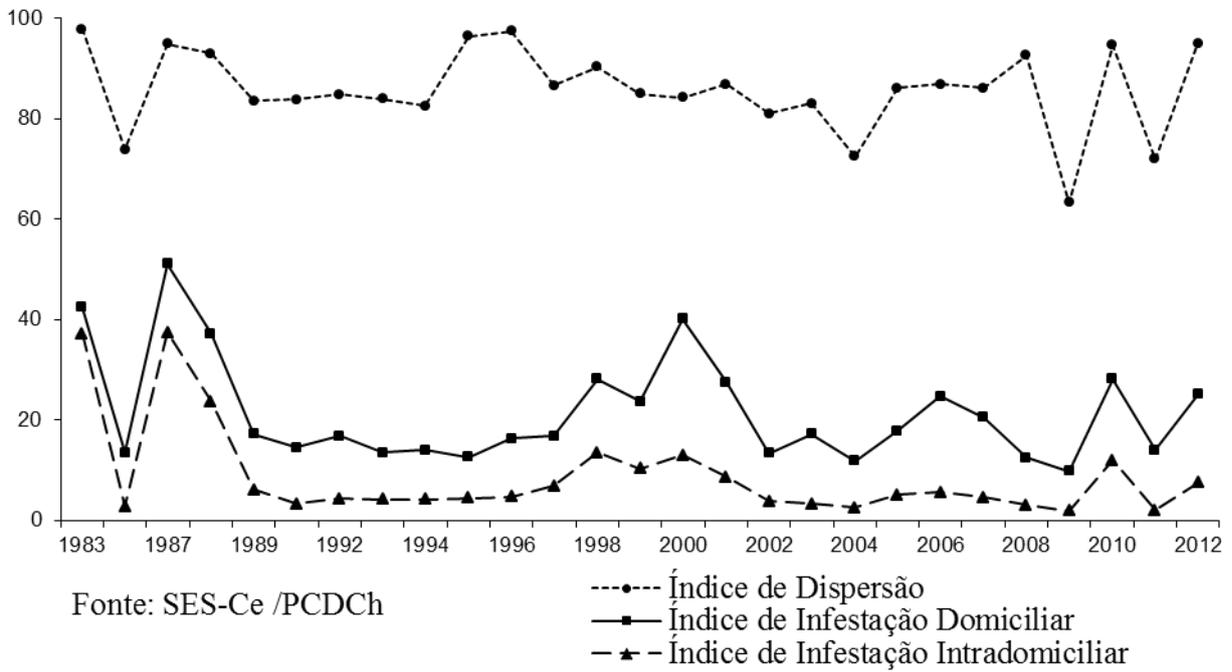
Fonte: Fundação Nacional da Saúde e Secretaria da Saúde do Estado do Ceará.

APÊNDICE C – Infecção natural do *Triatoma brasiliensis*, segundo fase evolutiva e local de captura, no município de Tauá, 1983 – 2012

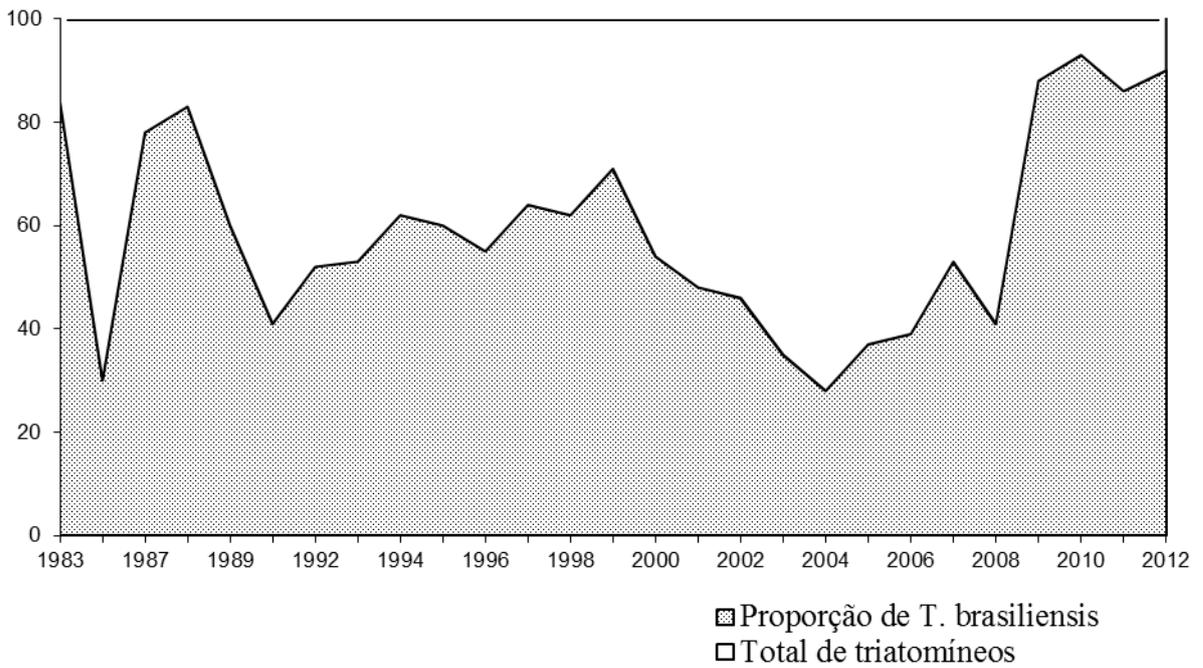
ANO	SEG. ESTÁDIO								SEG. LOCAL DE CAPTURA								TOTAL			ÍNDICE DE INFECC.
	ADULTO				NINFAS				INTRA				PERI				CAPT	EXAM	POS	
	CAPT	EXAM	POS	%	CAPT	EXAM	POS	%	CAPT	EXAM	POS	%	CAPT	EXAM	POS	%				
1983	2863	934	13	1,4	3074	1389	5	0,4	3456	1188	12	1,0	2481	1135	6	0,5	5937	2323	18	0,8
1986	308	169	2	1,2	1116	673	3	0,4	324	178	3	1,7	1100	664	2	0,3	1424	842	5	0,6
1987	538	54	1	1,9	1513	399	1	0,3	1134	179	2	1,1	917	274	0	0,0	2051	453	2	0,4
1988	2806	1139	22	1,9	6433	2625	20	0,8	4430	1572	28	1,8	4809	2192	14	0,6	9239	3764	42	1,1
1989	1086	472	18	3,8	2286	907	16	1,8	1205	424	14	3,3	2167	955	20	2,1	3372	1379	34	2,5
1991	453	342	4	1,2	1237	625	5	0,8	491	254	1	0,4	1199	733	8	1,1	1690	967	9	0,9
1992	167	111	4	3,6	831	435	1	0,2	343	146	3	2,1	655	400	2	0,5	998	546	5	0,9
1993	472	375	0	0,0	1671	902	4	0,4	686	376	1	0,3	1457	901	3	0,3	2143	1277	4	0,3
1994	73	50	0	0,0	520	324	1	0,3	151	98	0	0,0	442	276	1	0,4	593	374	1	0,3
1995	112	74	0	0,0	322	123	0	0,0	120	43	0	0,0	314	154	0	0,0	434	197	0	0
1996	380	248	1	0,4	758	397	1	0,3	336	160	1	0,6	802	486	1	0,2	1138	645	2	0,3
1997	660	388	4	1,0	1350	593	5	0,8	763	319	6	1,9	1247	662	3	0,5	2110	981	9	0,9
1998	1386	833	5	0,6	3175	1445	7	0,5	1664	695	7	1,0	2897	1583	5	0,3	4561	2278	12	0,5
1999	672	359	0	0,0	1172	784	1	0,1	716	334	1	0,3	1128	809	0	0,0	1844	1143	1	0,1
2000	54	29	2	6,9	149	57	0	0,0	65	19	2	10,5	138	67	0	0,0	203	86	2	2,3
2001	837	501	7	1,4	1072	720	7	1,0	712	368	8	2,2	1197	853	6	0,7	1909	1221	14	1,1
2002	496	358	8	2,2	777	587	2	0,3	459	310	5	1,6	814	635	5	0,8	1273	945	10	1,1
2003	95	78	1	1,3	231	188	1	0,5	66	48	2	4,2	260	214	0	0,0	326	262	2	0,8
2004	126	85	1	1,2	227	174	0	0,0	137	91	0	0,0	216	168	1	0,6	353	259	1	0,4
2005	100	56	3	5,4	155	92	2	2,2	81	44	4	9,1	174	104	1	1,0	255	148	5	3,4
2006	235	152	1	0,7	423	256	4	1,6	179	95	0	0,0	479	313	5	1,6	658	408	5	1,2
2007	175	97	1	1,0	537	251	0	0,0	206	97	1	1,0	506	251	0	0,0	712	348	1	0,3
2008	37	34	2	5,9	54	49	1	2,0	37	33	1	3,0	54	50	2	4,0	91	83	3	3,6
2009	233	226	0	0	11	6	0	0	54	49	0	0	190	183	0	0	244	232	0	0
2010	473	455	0	0	3	1	0	0	167	164	0	0	309	292	0	0	476	456	0	0
2011	175	162	0	0	17	10	0	0	21	19	0	0	171	153	0	0	192	172	0	0
2012	144	132	0	0	5	1	0	0	36	27	0	0	113	106	0	0	149	133	0	0

Fonte: Fundação Nacional da Saúde e Secretaria da Saúde do Estado do Ceará.

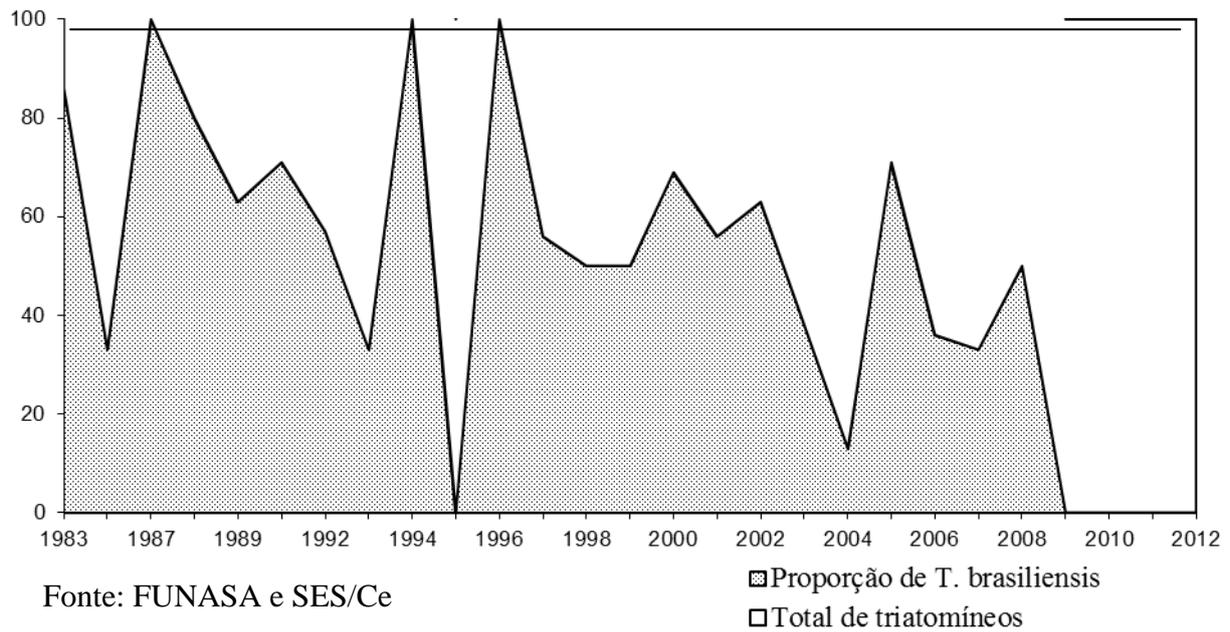
APÊNDICE D - Índice de dispersão, infestação domiciliar e intradomiciliar no município de Tauá, Ceará, 1983 a 2012



APÊNDICE E - Proporção de *Triatoma brasiliensis* capturados em relação a todas as espécies encontradas na pesquisa entomológica pelo PCDCh, no município de Tauá (CE), 1983 a 2012.



APÊNDICE F – Proporção de *Triatoma brasiliensis* infectados pelo *Trypanosoma cruzi* em relação à infecção natural total encontrada na pesquisa entomológica pelo PCDCh, no município de Tauá, Ceará, 1983 a 2012



APÊNDICE G - Cálculo da amostra baseado em populações finitas e prevalência conhecida, por espécie, sexo e idade.

Localidades	OVINOS				CAPRINOS			
	Macho (pop.)*	Macho (amostra)**	Fêmea (pop.)	Fêmea (amostra)	Macho (pop.)	Macho (amostra)	Fêmea (pop.)	Fêmea (amostra)
Mutuca	50	19	81	22	25	14	48	19
Cachoeira do Júlio	152	25	194	26	80	22	91	23
Total	202	44	275	48	105	36	139	42

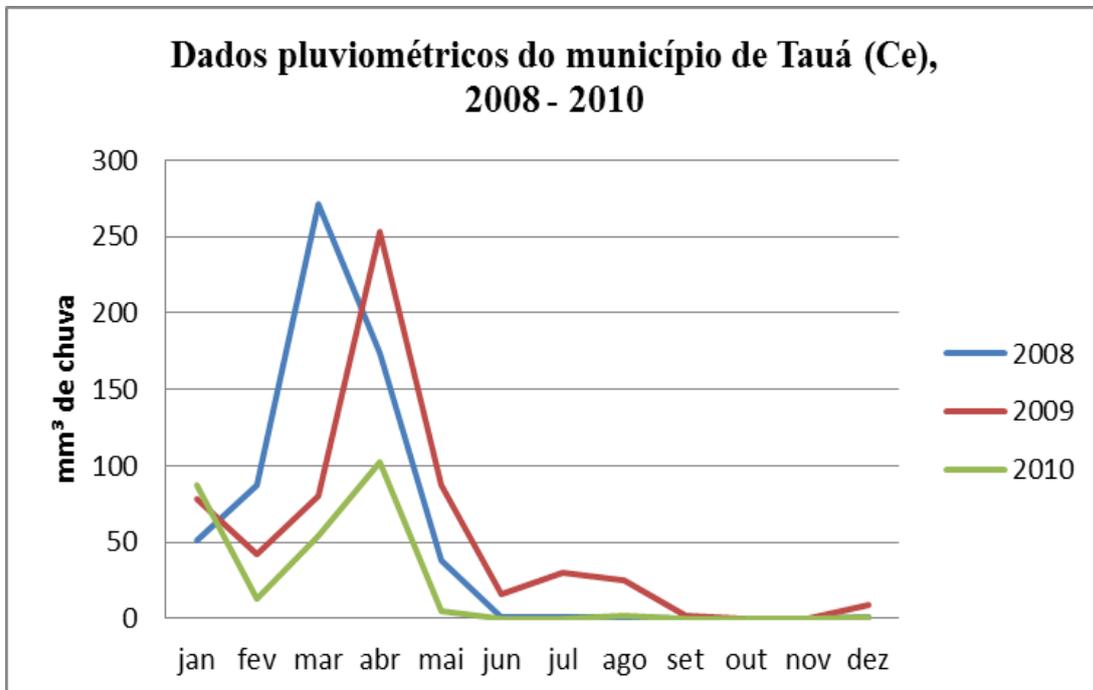
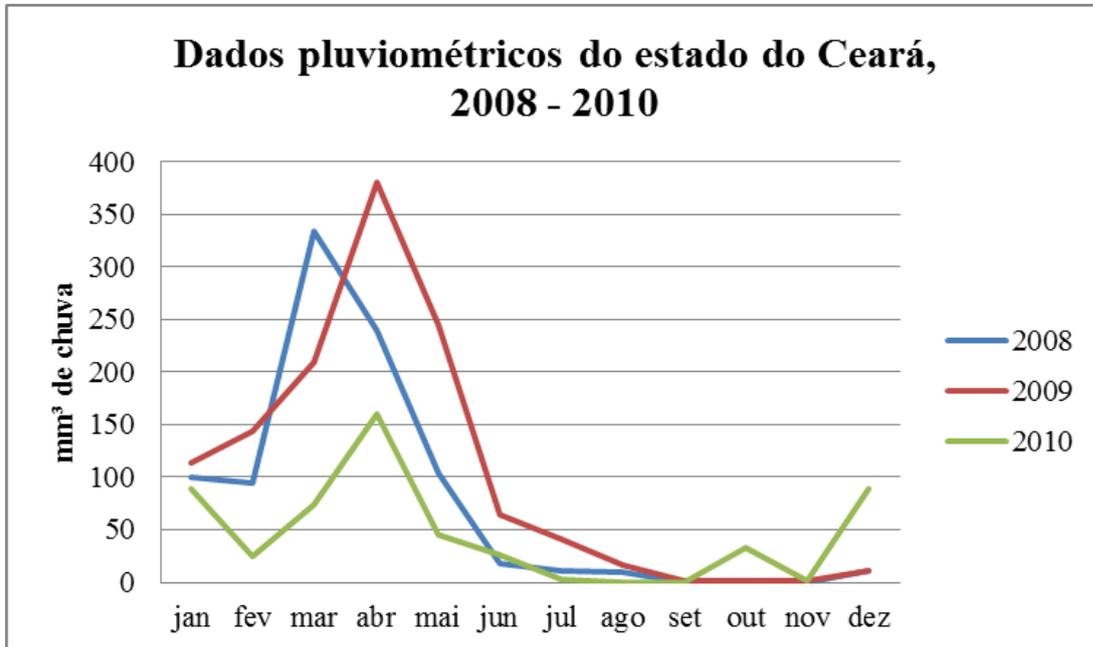
Fonte: Da autora.

* - População (universo);

** - Fórmula de cálculo amostral população finita: $n = \frac{\hat{d}^2 \cdot p \cdot q \cdot N}{e^2 \cdot (N-1) + \hat{d}^2 \cdot p \cdot q}$, onde: $\hat{d} = 95\%$; $e = 5$; $p = 2\%$ (HERRERA *et al.*, 2005).

ANEXOS

ANEXO A - Dados pluviométricos do estado do Ceará e do município de Tauá, por mês no período de 2008 – 2010.



ANEXO B - TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO

A Secretaria da Saúde do Estado do Ceará, em parceria com o Centro de Pesquisa René Rachou, da Fundação Oswaldo Cruz (CPqRR/FIOCRUZ-MS), e a Secretaria da Saúde do município de Tauá, está realizando um trabalho em algumas localidades do Distrito Carrapateiras, para saber se algum animal doméstico ou peridomiciliar está em contato com a causa da doença da Chagas. Esta doença pode passar para a pessoa pela picada do inseto barbeiro (chupão, bicudo) e, por muito tempo, a pessoa pode não sentir nada de diferente. Mas, alguns anos depois, ela talvez possa ficar com uma doença grave.

A única forma de saber se algum animal pode estar em contato com a doença é fazendo um exame de sangue. Por isso, nós estamos passando em todas as casas, explicando o trabalho e pedindo autorização para coletar um pouco de sangue desses animais (ex.: cachorros, gatos, porcos, ovelhas e cabras). As aves não adoecem, por isso não precisamos coletar seu sangue.

Para fazer a coleta será preciso uma picada na veia da perna ou pescoço, usando uma seringa para cada bicho, podendo causar um leve incômodo no local da picada, passando rápido.

A participação é importante para que as autoridades de Saúde Pública saibam onde ainda existe a doença de Chagas, a participação é voluntária e sem pagamento.

Para poder fazer a coleta do sangue é necessário sua autorização, assinando ou colocando o polegar abaixo.

Tendo alguma dúvida, pode perguntar ao agente de endemias, ou de saúde, que está realizando a pesquisa em sua casa, ou ao pesquisador responsável abaixo descrito, em qualquer momento, para esclarecê-la.

Nome do Pesquisador Responsável: Claudia Mendonça Bezerra.

Endereço: Rua Nogueira Acioli, 150, apartamento 402 – Centro / Fortaleza – Ceará.

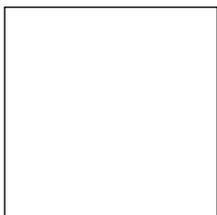
CEP: 60.110-140

Telefones: (85) 3251-1631 (residência); 3101-5442 (trabalho); 9601-3939 (celular).

Decidindo participar desta pesquisa, leia atentamente o termo acima e assine abaixo. Agradecemos a colaboração, mas ninguém é obrigado a participar. Salientamos que serão disponibilizados seus dados na pesquisa sempre que solicitado.

Data ____/____/____

Eu, _____, concordo em participar da pesquisa acima descrita, estando ciente dos esclarecimentos que me foram dados.



DIGITAL

Assinatura do responsável

ANEXO D – INQUÉRITO DE SOROPREVALÊNCIA DA INFECÇÃO CHAGÁSICA EM RESERVATÓRIOS DOMÉSTICOS E PERIDOMICILIARES
REGISTRO DIÁRIO DA COLETA DE AMOSTRAS DE SANGUE

CRES _____ MUNICÍPIO _____

DATA: ____ / ____ / ____

Localidade / Nº da UD	Recusa na colheita		Nome ou apelido do proprietário do animal	DESCRIÇÃO DO ANIMAL				Cód. da amostra	Habitat
	Sim	Não		Espécie / Nome vulgar	Identificação do animal	Cor pelagem	Sexo/ Idade		

ANEXO E - FORMULÁRIO DE COLETA DE MAMÍFEROS



Governo do Estado do Ceará
Secretaria da Saúde do Estado
Núcleo de Controle de Endemias
Laboratório de Entomologia Médica Dr. Thomaz Aragão

FICHA Nº. _____

Formulário Para Coleta de Mamíferos

1 - Dados Gerais

Município: _____ Localidade: _____
Imóvel: _____ Qt. _____ Rua: _____
Nº. de habitantes: _____ Data: ____/____/____

1.1 - Caracterização do imóvel

Parede: _____ Teto: _____
Piso: _____

1.2 - Caracterização do Peridomicílio (descrição)

2 - Dados do animal

Animal: _____ Nome: _____ idade _____

2.1 - Ambiente de captura (Coleta)

Doméstico Silvestre Outro _____

2.1 - Tipo de instrumento para captura

Manual Armadilha: Tipo: _____

3 - Material coletado do animal

Sangue órgãos Quais: _____

3.1 - Destino final do material

Sangue
Sorologia LVA Chagas

Parasitológico direto Resultado POS NEG

Hemocultivo Data de inoculação ____/____/____

Inoculação em animais

Hamister	<input type="checkbox"/>	Quantidade. _____	Data ____/____/____
Camundongo	<input type="checkbox"/>	Quantidade. _____	Data ____/____/____
Rato	<input type="checkbox"/>	Quantidade. _____	Data ____/____/____
Outro	<input type="checkbox"/>	Quantidade. _____	Data ____/____/____

4- Destino final do animal: _____

5- Observações: _____

Responsável pelas informações: _____

ANEXO G - FORMULÁRIO DIÁRIO DE ATIVIDADES

FORMULÁRIO DIÁRIO DE ATIVIDADES



GOVERNO DO
ESTADO DO CEARÁ
Secretaria da Saúde

1. Localização da unidade domiciliar

Código do município		Nome do município		Data da atividade ____/____/____		Atividade <input type="checkbox"/> 1. Pesquisa <input type="checkbox"/> 2. Borrifação <input type="checkbox"/> 3. Atendimento ao PIT	
Código da localidade		Nome da localidade		Categoria			
N.º Casa	Compl.	Pendência da pesquisa <input type="checkbox"/> 1. Recusa <input type="checkbox"/> 2. Casa fechada		Pendência da borrifação <input type="checkbox"/> 1. Recusa <input type="checkbox"/> 2. Casa fechada			
Nome do morador / colaborador						N.º Hab.	N.º Anexos
Tipo de parede 1. Alvenaria c/ reboco <input type="checkbox"/> 2. Alvenaria s/ reboco <input type="checkbox"/> 3. Barro c/ reboco <input type="checkbox"/> 4. Barro s/ reboco <input type="checkbox"/> 5. Madeira <input type="checkbox"/> 6. Outros <input type="checkbox"/>							
Tipo de teto <input type="checkbox"/> 1. Telha <input type="checkbox"/> 2. Palha <input type="checkbox"/> 3. Madeira <input type="checkbox"/> 4. Metálico <input type="checkbox"/> 5. Outros <input type="checkbox"/>						Situação da casa <input type="checkbox"/> 1. Nova <input type="checkbox"/> 2. Demolida	

2. Dados da pesquisa e borrifação

Intradomicílio			Peridomicílio	
Captura	Presença de vestígios	Utilizado	Captura	Presença de vestígios
<input type="checkbox"/> 1. Triatomíneos	<input type="checkbox"/> 1. Ovos	<input type="checkbox"/> Instrumento de Detecção	<input type="checkbox"/> 1. Triatomíneos	<input type="checkbox"/> 1. Ovos
<input type="checkbox"/> 2. Outros insetos	<input type="checkbox"/> 2. Outros vestígios		<input type="checkbox"/> 2. Outros insetos	<input type="checkbox"/> 2. Outros vestígios
Tipo de desalojante		N.º de cargas	Tipo de inseticida	
N.º do PIT	N.º Notif	Matrícula do agente de saúde	Assinatura do agente de saúde	
Data do visto ____/____/____		Visto do chefe de equipe		ETIQUETA

ANEXO H - FORMULÁRIO DE INFORMAÇÕES COMPLEMENTARES SOBRE LOCAL DE POSITIVIDADE

MUNICÍPIO: _____ LOCALIDADE: _____
 DATA: ____/____/____

Coordenadas: UTM (em metros) – casa nº 1 da localidade
 COORDENADA X: _____
 COORDENADA Y: _____

TIPOS DE ANEXO			GALINHEIRO	CHIQUEIRO	PAIOL	MONTE DE LENHA	MONTE DE TELHA, TIJOLO, PEDRA	OUTROS
Nº Casa	Coordenadas da casa	POSITIVIDADE		POSITIVIDADE	POSITIVIDADE	POSITIVIDADE	POSITIVIDADE	POSITIVIDADE
		INTRA	PERI					
				()	()	()	()	()
	X:			X:	X:	X:	X:	X:
	Y:			Y:	Y:	Y:	Y:	Y:
				()	()	()	()	()
	X:			X:	X:	X:	X:	X:
	Y:			Y:	Y:	Y:	Y:	Y:
				()	()	()	()	()
	X:			X:	X:	X:	X:	X:
	Y:			Y:	Y:	Y:	Y:	Y:
				()	()	()	()	()
	X:			X:	X:	X:	X:	X:
	Y:			Y:	Y:	Y:	Y:	Y:
				()	()	()	()	()
	X:			X:	X:	X:	X:	X:
	Y:			Y:	Y:	Y:	Y:	Y:

ANEXO I - FORMULÁRIO DE EXAME DE TRIATOMÍNEOS

FORMULÁRIO DE EXAME
DE TRIATOMÍNEOS

GOVERNO DO
ESTADO DO CEARÁ
Secretaria da Saúde

1. Dados de identificação

Número de etiqueta	Data da exame / /	Responsável pelo exame
--------------------	----------------------	------------------------

2. Dados sobre exame de triatomíneos

Nº	Espécie de triatomíneo		Captura	Estágio	Resultado
1	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
2	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
3	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
4	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
5	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
6	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
7	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
8	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
9	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado
10	Código	Nome	<input type="checkbox"/> 1. Intra <input type="checkbox"/> 2. Peri	<input type="checkbox"/> 1. Ninfa <input type="checkbox"/> 2. Adulto macho <input type="checkbox"/> 3. Adulto fêmea	<input type="checkbox"/> 1. Positivo <input type="checkbox"/> 2. Negativo <input type="checkbox"/> 3. Não Examinado