

# MANUAL PARA DIAGNÓSTICO EM DOENÇA DE CHAGAS

PARA MICROSCOPISTAS DE BASE DO ESTADO DO PARÁ



JULIANA DE MEIS  
REJANE S. SILVA CASTRO

*1ª edição*

## Ficha Catalográfica

Ficha catalográfica elaborada pela  
Biblioteca de Ciências Biomédicas/ ICICT / FIOCRUZ - RJ

M515 Meis, Juliana de

Manual para diagnóstico em doença de chagas para microscopistas  
de base no estado do Pará / Juliana de Meis, Rejane Seila da Silva  
Castro. – Rio de Janeiro, 2017.

110 p. : il.

Inclui bibliografia

1. Trypanosoma cruzi. 2. Diagnóstico laboratorial. 3. Prevenção. I.  
Título. II. Castro, Rejane Seila da Silva.

CDD 616.9363

## Prefácio

Este material foi elaborado para atender as necessidades do DEPARTAMENTO DE DOENÇAS TRANSMISSÍVEIS POR VETORES (Coordenação Estadual de Controle de doença de Chagas) DCDTV/DVS/SESPA.

Para que o material se concretizasse contamos com a colaboração de pesquisadores, entomologistas, médicos, alunos de pós-graduação, técnicos da Fiocruz, desenhistas, profissionais do LACEN (Laboratório Central do Estado do Pará) e dos Municípios do 6º Centro regional de Saúde (Abaetetuba, Barcarena, Igarapé Miri, Moju e Tailândia), técnicos e gestores do DEPARTAMENTO DE DOENÇAS TRANSMISSÍVEIS POR VETORES-DCDTV/DVS/SESPA.

Espera-se que este manual seja um instrumento de apoio aos microscopistas de base nos enfrentamentos dos problemas de saúde da sua comunidade. O conteúdo desse material pode ser utilizado para compartilhar conhecimento e formar microscopistas em áreas de risco em doença de Chagas.

*Apoio financeiro*



## Agradecimentos

Gostaríamos de agradecer a todos que ajudaram na produção textual, no delineamento do material, ideias, sugestões e críticas.

**Colaboradores do Instituto Oswaldo Cruz/Rio de Janeiro:** Barbara Angelica dos Santos Mascarenhas de Souza, Cleuza Faustino, Danielle Silva dos Santos, Desio A. F de Oliveira, Dina de Jesus Marinheiro Antunes, José Jurberg, Juliana Barreto de Albuquerque, Luiz R. Berbet, Mariana Tavares Ramos, Teresa Cristina Monte Gonçalves, Valdir Dias Lamas Junior, William Marques, Wilson Savino, Ana Jansen, Marcos Antônio dos Santos Lima Renato Matos Lopes e Rodrigo Mexas.

**Colaboradores do Estado do Pará:** Adelaine Brandão Soares, Ademilson Sabaia Lobato, Ana Carolina A. da Silva, Andréa H. Martins Amaral, Alan Barroso, Alex N. Miranda dos Santos, Alueci Sales, Andrezza Maria L. da Costa Medeiros, Artur Gordo da Cunha, Bárbara A. Carneiro Almeida, Blenda Manuelli Simões, Camila Pereira da Costa, Carla R. Monteiro Coutinho, Cristiani C. Da Silva Ferreira, Daivison Ramos de Andrade, Dilma Souza, Eder do Amaral Monteiro, Elenilde de Paiva Sobral, Edison Cardoso Rodrigues, Erick Roberto Costa Nery, Fernanda Farias de Alcântara, Fernanda Ataíde Gusmão, Flávio de Jesus Gonçalves, Francisco da Paz da Silva Pereira, Gabriel A. R. Lima do Nascimento, Gabriela da Silva Vale, Gilberto Gomes Barbosa, Gizenda Sousa Rosi, Haroldo de Sousa Ribeiro, Ilzolina Alves dos Santos, Kelly Gonçalves dos Santos, Kérzia Thais N. Barros, Jaqueline Lisboa de Albuquerque, Jefison da Silva Lopes, Jeovaci Moreira de Souza, Joelma Miranda Lobato, José Maria Trindade Marinho, José Wirto Abreu Lages, Laura C. T. Caldas Siqueira, Lila Teixeira de Araújo Janahú, Luiz Vieira da Costa, Luiz Carlos Soares Pereira, Luna Luana de Jesus Pantoja, Manoel Brasil de Araújo, Márcia do Socorro Farias Lima Martins, Maria de Fátima Fernandes Rendeiro, Maria Lúcia Cardoso da Silva, Maria V. do Socorro Martins da Silva, Marli dos Santos Baia, Orivaldo de L. Mota Filho, Railson Macedo Marques, Raimundo Sacramento Pantoja, Raquel Saraiva Brito, Rita Thaise Moraes Costa, Roberta Rodrigues de Lima, Rosana S. Furtado Margalho, Rosangela Maria Pirajá da Silva, Rose Cristina M. Cordeiro, Ronaldo da Silva Ferreira, Rosinete Ferreira Maciel, Silvana M. Nunes dos Passos, Silvani Machado da Costa, Sueli Gouveia Silva, Victor Viana da Graça, Vilmar de Souza Costa e Wendel T. Silva Gomes.

**Apoio:**   **6º Regional do Pará**

**Produção artística:** Genílton José Vieira, Heloisa Maria Nogueira Diniz, Juliana Lage de Moraes Alves, Fredy Silva Huerta, Juliana de Meis, Marcelo Guidi, William Marques e Elisa Malta.

**Revisão:** Gabriel Malta Castro

**Participação especial (caricaturas):** Manoel Brasil de Araújo e Rosinete Ferreira Maciel.

## Sumário

<b>Prefácio</b>	<b>03</b>
<b>CAPÍTULO 1: O <i>Trypanosoma cruzi</i> e a doença de Chagas</b>	<b>07</b>
1. Introdução	08
1.1. Doença de Chagas no Estado do Pará	09
2. Como identificar os diferentes tipos de percevejos?	10
3. O que é um triatomíneo (barbeiro)?	11
4. Como o triatomíneo (barbeiro) se desenvolve?	12
4.1. Espécies de triatomíneos encontrados no Estado do Pará	14
5. Em que ambiente podemos encontrar o triatomíneo (barbeiro)?	15
5.1. Ambiente Silvestre	15
5.2. Ambientes peridomicílio e intradomicílio	16
5.3. O que são reservatórios?	18
6. Conhecendo o <i>Trypanosoma cruzi</i> , parasita causador da doença de Chagas	19
6.1. Diferenças entre o <i>Trypanosoma cruzi</i> e o <i>Trypanosoma rangeli</i>	20
6.2. Formas tripomastigotas sanguíneos do <i>Trypanosoma cruzi</i>	21
6.3. Imagens de <i>Plasmodium falciparum</i> , <i>P. vivax</i> , <i>Leishmania ssp</i> e <i>Trypanosoma cruzi</i>	23
7. Desenvolvimento do ciclo do <i>Trypanosoma cruzi</i> no intestino do barbeiro	24
8. Como a infecção é transmitida?	25
9. Ciclo do <i>Trypanosoma cruzi</i>	27
10. Qual o período de incubação?	29
11. Quais são os sinais e sintomas da doença?	30
12. Como prevenir-se?	34
13. Branqueamento - cuidado com o preparo do açai	39
14. Dúvidas frequentes	42
15. Biossegurança	46

<b>CAPÍTULO 2: Diagnóstico</b>	<b>51</b>
1. Como coletar, acondicionar e transportar as amostras de sangue para o diagnóstico?	<b>53</b>
2. Descrição das principais técnicas de exame parasitológico direto no diagnóstico da infecção aguda pelo <i>Trypanosoma cruzi</i> .	<b>56</b>
2.1. Gota de sangue a fresco	<b>57</b>
2.2. Distensão fina ou esfregaço e suas técnicas de coloração	<b>58</b>
2.3. Gota espessa e seu método de coloração	<b>61</b>
2.4. Micro-hematócrito	<b>64</b>
2.5. Creme leucocitário e seu método de coloração	<b>65</b>
2.6. Strout	<b>66</b>
3. Anexo	<b>67</b>
3.1. Preparo de corantes e diluentes	<b>68</b>
3.2. Quantificação de parasitas	<b>70</b>
3.3. Cálculo de rotação da centrífuga	<b>71</b>
3.4. Confeção de lâmina corada para arquivo	<b>74</b>
4. Descrição das principais técnicas de exames sorológicos na doença de Chagas	<b>76</b>
4.1 Hemaglutinação indireta - HAI	<b>77</b>
4.2 Leitura da placa	<b>78</b>
4.3 Observações para análise de resultados da HAI	<b>79</b>
4.4 Imunofluorescência indireta - IFI (IgM e IgG)	<b>80</b>
4.5 Ensaio imunoenzimático - ELISA	<b>82</b>
4.6 Dúvidas frequentes	<b>84</b>
<b>CAPÍTULO 3: Informações adicionais</b>	<b>85</b>
1. Notificação do caso de doença de Chagas aguda	<b>85</b>
1.1. Como preencher a ficha do SINAN?	<b>86</b>
2. Fluxograma de investigação da doença de Chagas	<b>91</b>
2.1. Fluxograma: passo a passo	<b>92</b>
3. Glossário	<b>96</b>
4. Referências Bibliográficas	<b>103</b>



# Capítulo 1

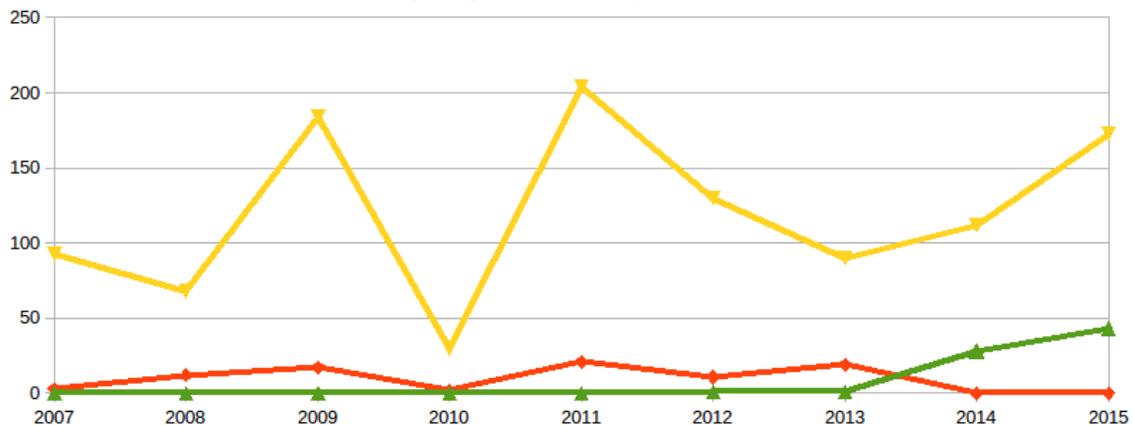
O *Trypanosoma cruzi* e a doença de Chagas

## Introdução

A doença de Chagas causada pelo parasito *Trypanosoma cruzi* é um problema de saúde a ser enfrentado no país, que afeta muitas pessoas, principalmente na região Amazônica. Quanto mais cedo for feito o diagnóstico, aumenta-se o sucesso do tratamento. Ao identificar um paciente com suspeita de infecção aguda, o profissional do Serviço de Saúde deve preencher uma ficha de notificação no site do Ministério da Saúde (<http://portalsinan.saude.gov.br>). As informações contidas na notificação servem para identificação de áreas de risco, facilitando a atuação preventiva do Ministério da Saúde.

No gráfico, mostra-se o comportamento das formas de transmissão da doença de Chagas aguda no Brasil ao longo dos anos.

Número de casos de doença de Chagas aguda no Brasil por formas de transmissão de 2007 a 2015.



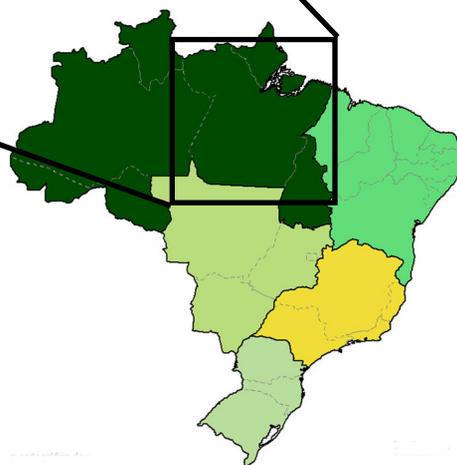
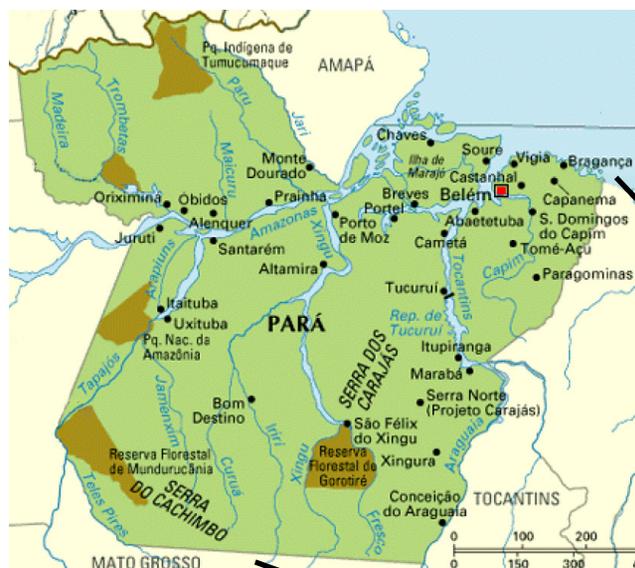
  
Vetorial: fezes do triatomíneo  
após a picada

  
Oral: por alimentos  
contaminados

  
Outro: não identificado

Fonte: SINAN/SESPA/PA/Ministério da Saúde, WHO, 2015.

## Doença de Chagas aguda no Estado do Pará



### Modo de transmissão:

80% oral

### Números de casos agudos notificados do Estado do Pará de 2007 a 2015.

Total de: 1466

Fonte: SINAN/SESPA/PA/Ministério da Saúde, IBGE, 2015

## Como identificar os diferentes tipos de percevejos?

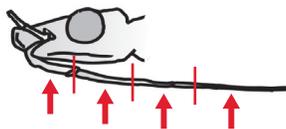


Olá, sou o senhor Brasil e vou falar um pouco dos percevejos e, principalmente, dos Triatomíneos (barbeiros).

Os percevejos são insetos que podem alimentar-se de seiva de plantas, do sangue de outros insetos, do sangue de animais vertebrados e do homem. Dependendo do hábito alimentar e do aparelho bucal, são chamados de fitófagos, predadores ou hematófagos.

### Fitófago:

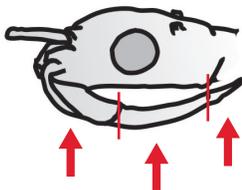
Alimenta-se de seiva de plantas.



Aparelho bucal com 4 segmentos, tamanho longo e que ultrapassa o primeiro par de patas.

### Predador:

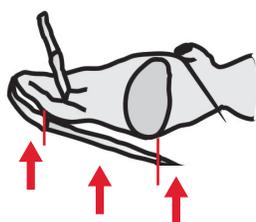
alimenta-se de outros insetos.



Aparelho bucal com 3 segmentos, tamanho curto e aspecto curvo.

### Hematófago:

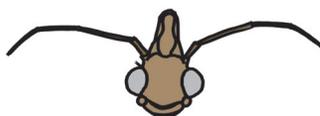
alimenta-se de sangue de animais e pessoas.



Aparelho bucal com 3 segmentos retos e não ultrapassa o primeiro par de patas.

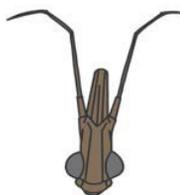
## Triatomíneos (Hematófago)

Existem 18 gêneros de triatomíneos, mas três (*Panstrongylus*, *Triatoma* e *Rhodnius*) incluem as espécies mais comuns que transmitem o parasito *Trypanosoma cruzi*, causador da doença de Chagas. Estes três gêneros se diferenciam pela posição das antenas na cabeça, da seguinte forma:



### ***Panstrongylus***

Apresenta a cabeça curta, "robusta", com as antenas localizadas perto dos olhos.



### ***Triatoma***

Apresenta a cabeça de tamanho médio, com as antenas localizadas no meio (entre os olhos e a ponta da cabeça).

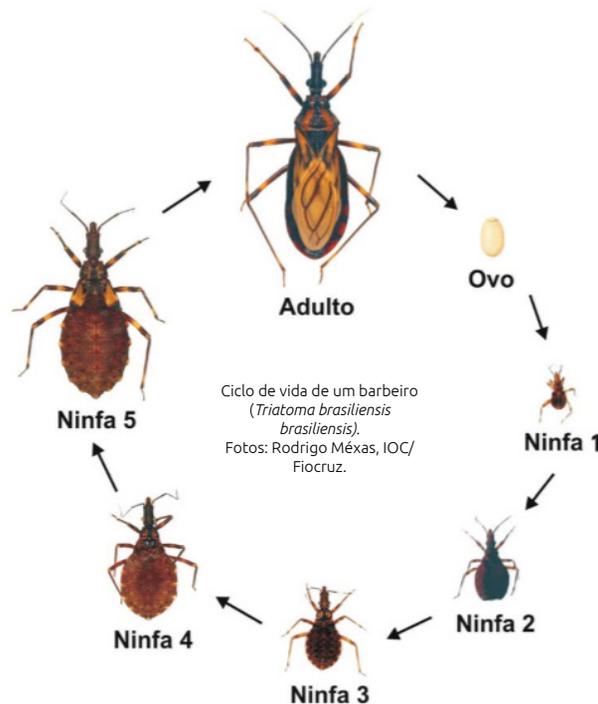


### ***Rhodnius***

Apresenta a cabeça alongada, com as antenas localizadas na ponta da cabeça.

## O ciclo de vida do triatomíneo

O desenvolvimento dos triatomíneos apresenta três fases: ovo, ninfa e adulto.



O ovo leva cerca de duas a três semanas para eclodir (nascimento da ninfa de 1º estágio). A ninfa se alimentará de sangue e sofrerá uma muda, passando para o 2º estágio e assim sucessivamente, até o 5º estágio. A última muda originará o adulto (macho ou fêmea) que apresentará asas e genitália.

A ninfa é diferente do adulto porque não possui asas e genitália; não nasce contaminada, se contamina após alimentação de sangue contendo o *Trypanosoma cruzi*.



Após cada muda é deixada uma casca, também conhecida como “exúvia”.

Fonte da Imagem: [http://www.saude.rs.gov.br/upload/1335550477\\_Doenc%C3%A7a%20de%20Chagas%20e%20seus%20principais%20vetores%20no%20Brasil.pdf](http://www.saude.rs.gov.br/upload/1335550477_Doenc%C3%A7a%20de%20Chagas%20e%20seus%20principais%20vetores%20no%20Brasil.pdf)

**Tempo de vida:**  
Varia de espécie para espécie, podendo ser de seis meses a dois anos.

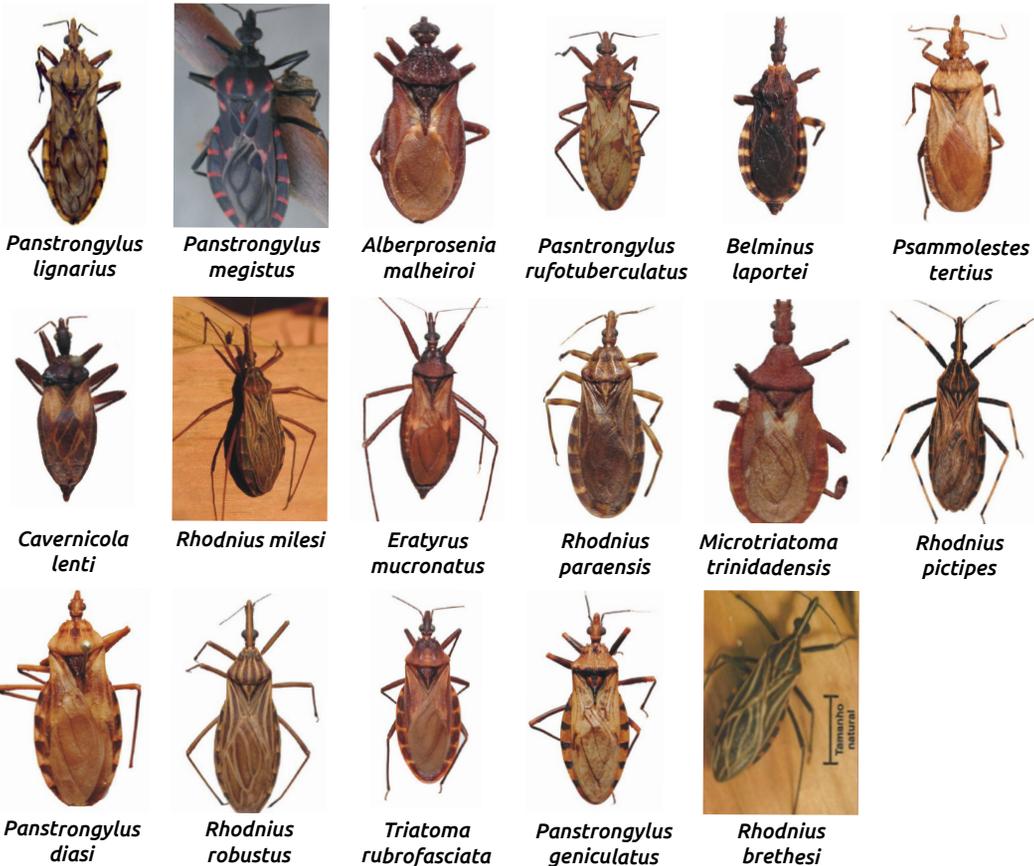
**Voo:**  
Dependendo da espécie a distância média de voo é em torno de 200m a 1 km.



**Importante:**  
A alimentação dos triatomíneos começa geralmente três dias após a eclosão dos ovos. Na fase adulta, durante o seu desenvolvimento, tanto os machos quanto as fêmeas, se alimentam de sangue.

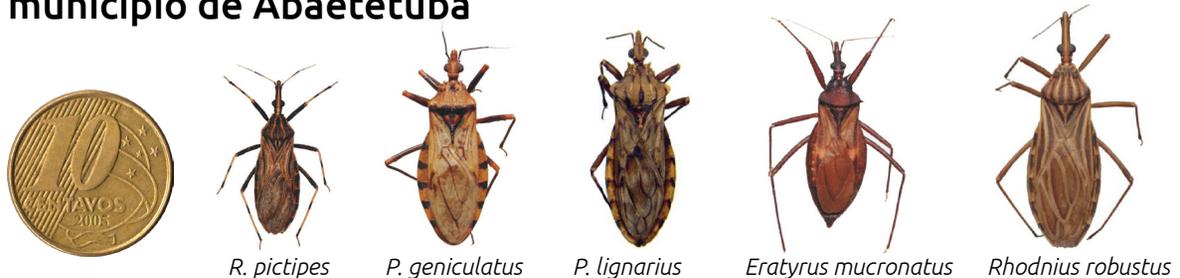
Sempre que encontrar uma fêmea, é importante investigar a presença de ovos no ambiente de coleta.

## Espécies de triatomíneos encontradas no Estado do Pará



Fonte: Vetores da doença de Chagas no Brasil 2014. Disponível em: [http://www.fiocruz.br/ioc/media/Atlas\\_triatominio\\_jurberg.pdf](http://www.fiocruz.br/ioc/media/Atlas_triatominio_jurberg.pdf)

## Espécies adultas de triatomíneos encontrados no município de Abaetetuba



Espécies de barbeiros adultos encontrados no município de Abaetetuba/PA. A moeda é para comparar com tamanho de um barbeiro adulto.

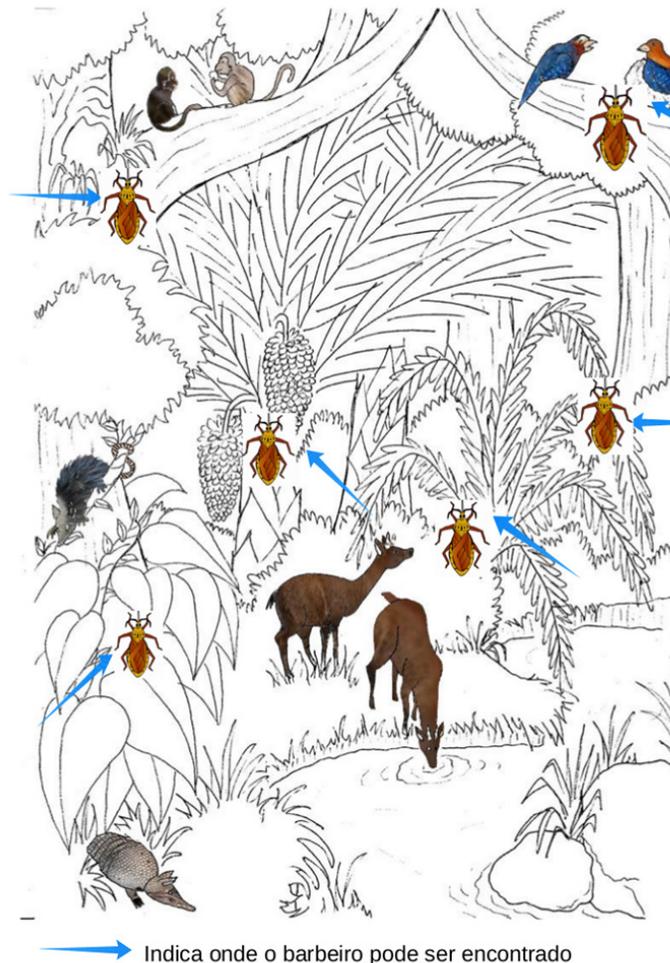
Fonte: fotografia Juliana de Meis

## Tipos de ambientes onde os barbeiros podem ser encontrados

### Ambiente Silvestre

No ambiente silvestre (na mata) as espécies de triatomíneos ocupam locais apropriados para o seu desenvolvimento, em ninhos de pássaros, buracos de árvores e em palmeiras.

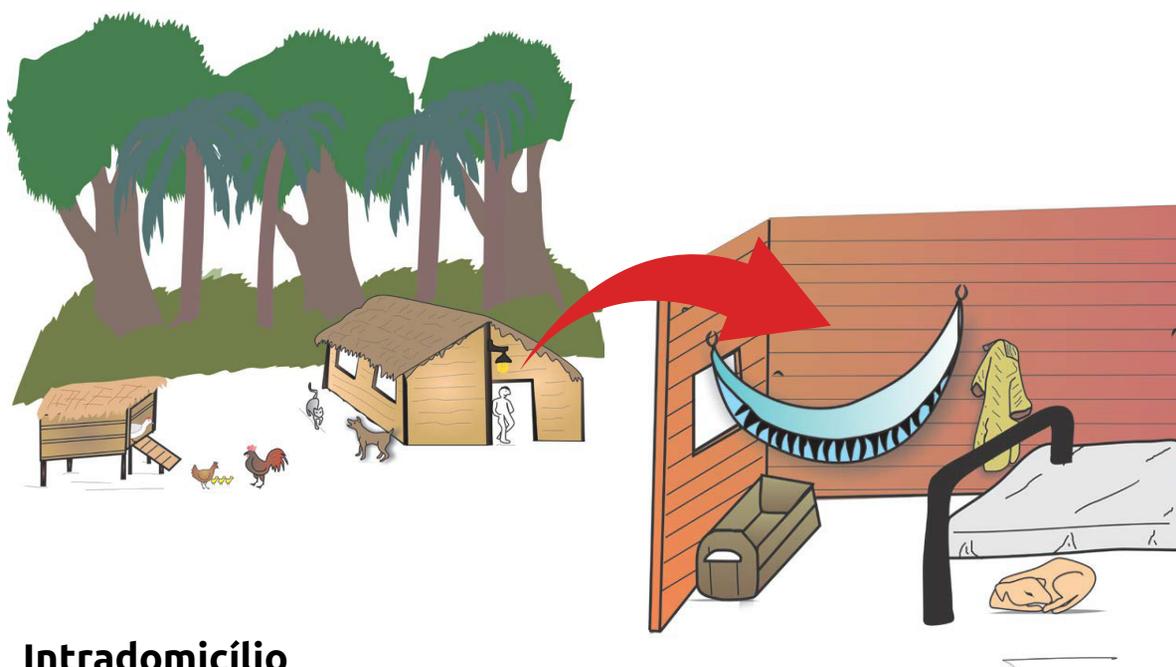
Animais como pássaros, lagartos e mamíferos de tamanhos pequeno e médio porte (macacos, mucura, veado, tatu) servem como fonte de alimentação para os barbeiros.



## Ambientes peridomicílio e intradomicílio

### Peridomicílio

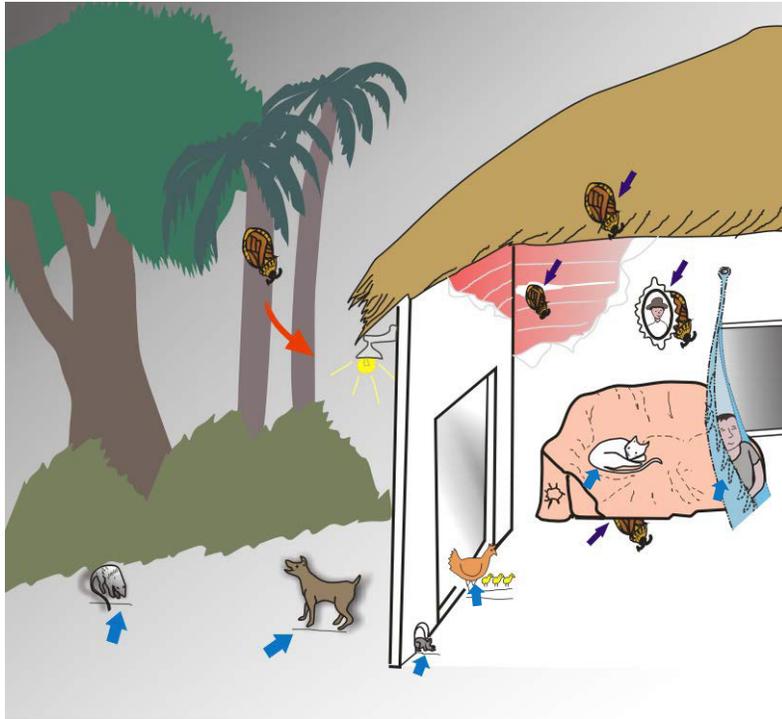
Quando o ambiente natural é alterado, os triatomíneos podem colonizar o ambiente peridomiciliar como galinheiros, currais, amontoados de madeiras e paióis (local onde se armazena grãos e outros alimentos) para que possam se desenvolver e se alimentar.



### Intradomicílio

Outro ambiente que os triatomíneos podem colonizar é dentro de casas, onde eles encontram alimentos e o ambiente é favorável ao seu desenvolvimento.

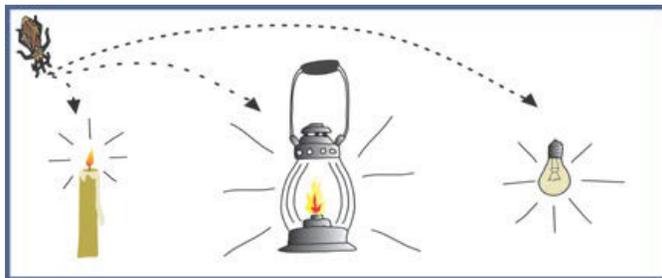
## Você sabia que a luz atrai o barbeiro?



➡ Indica onde os barbeiros podem ser encontrados.

➡ Indica que o barbeiro pode ser atraído pela luz

➡ Indica as fontes de alimento do barbeiro.



A luz artificial atrai o barbeiro que possui hábito noturno



Foto: A luz acesa pode atrair o barbeiro.

## O que são reservatórios?

São aqueles animais que apresentam o *Trypanosoma cruzi* na circulação sanguínea e na musculatura dos órgãos, por isso são considerados infectados. Nem todos os animais reservatórios apresentam aspectos de doente.

Exemplos de reservatórios: mucura, tatu, macaco, veado, preguiça, cachorro, gato, rato entre outros. Esses animais podem ser encontrados nos diferentes ambientes: silvestre (na mata), peridomicílio (próximo às casas) e intradomicílio (dentro das casas).

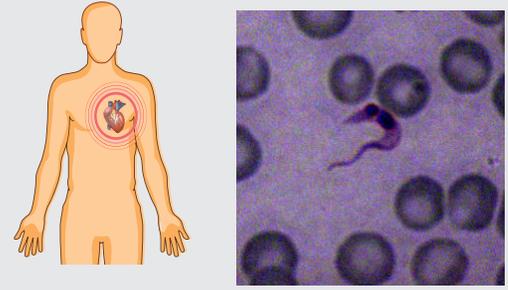


### **\*Curiosidade:**

Aves (galinha, pato) e répteis (cobra, lagarto), embora sirvam de fonte de alimentação para os triatomíneos não se infectam, pois o *Trypanosoma cruzi* não sobrevive nesses animais, portanto, não são reservatórios.

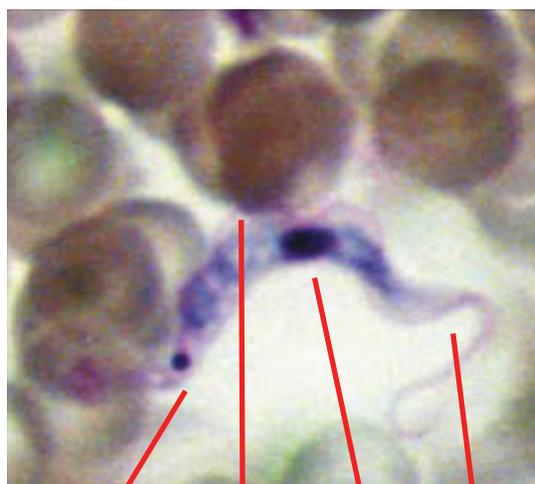
## O *Trypanosoma cruzi* e o *Trypanosoma rangeli*

O *Trypanosoma cruzi* é um protozoário que tem seu ciclo de vida em hospedeiros vertebrados (mamíferos) e invertebrados (triatomíneos). O protozoário apresenta três formas evolutivas diferentes, tanto no homem quanto no inseto vetor: amastigota, epimastigota e tripomastigota. As fotos abaixo mostram as formas tripomastigota (sangue do homem) e epimastigota (localizada no intestino do barbeiro). Devemos observar que o *T. cruzi* é diferente do *T. rangeli* (outra espécie de protozoário), que apresenta forma mais alongada e não provoca doença no homem.

<b><i>Trypanosoma cruzi</i></b> (Doença de Chagas)	<b><i>Trypanosoma rangeli</i></b>
 <p data-bbox="269 1232 700 1295"><i>Forma tripomastigota, encontrada no sangue do homem.</i></p>	 <p data-bbox="931 1212 1193 1305"><i>Forma tripomastigota, encontrada nas fezes do barbeiro</i></p>
 <p data-bbox="269 1636 700 1709"><i>Forma epimastigota, encontrada no intestino do triatomíneo.</i></p>	 <p data-bbox="931 1657 1193 1719"><i>Forma tripomastigota de cultura de laboratório</i></p>

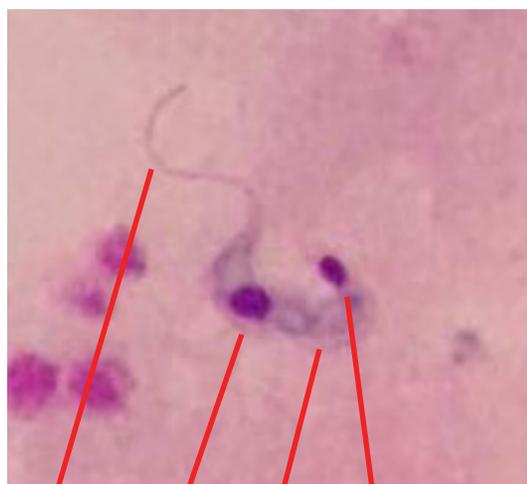
## Diferenças entre *Trypanosoma rangeli* e *Trypanosoma cruzi*

***T. rangeli***



Cinetoplasto  
Núcleo  
Flagelo  
Membrana ondulante

***T. cruzi***



Flagelo  
Núcleo  
Cinetoplasto  
Membrana ondulante

Parâmetros	<i>T. rangeli</i>	<i>T. cruzi</i>
<b>Morfologia no vertebrado</b>		
Tamanho do cinetoplasto	Pequeno: 0,7 µm	Grande: 1,2 µm
Tamanho do parasito no sangue	Longo: 27-32 µm	Curto: 17-21 µm forma em C
Localização do cinetoplasto	Subterminal	Quase terminal
Estágio de multiplicação	Desconhecido	Amastigota nos tecidos

Fonte: Coura, J.R.; CARVALHO-MOREIRA, C.J.; Junqueira, A.C.V.; *Tripanossomíase rangeli*. In: *Dinâmica das Doenças Infecciosas e Parasitárias*. 1 a ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005. p. 685-689.

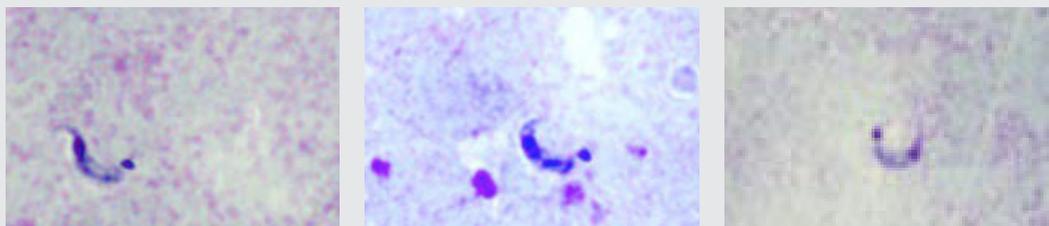
## Formas tripomastigotas sanguíneas do *Trypanosoma cruzi* encontradas no sangue durante a fase aguda da doença de Chagas

### Lâminas de *T. cruzi* obtidas em laboratório da Fiocruz



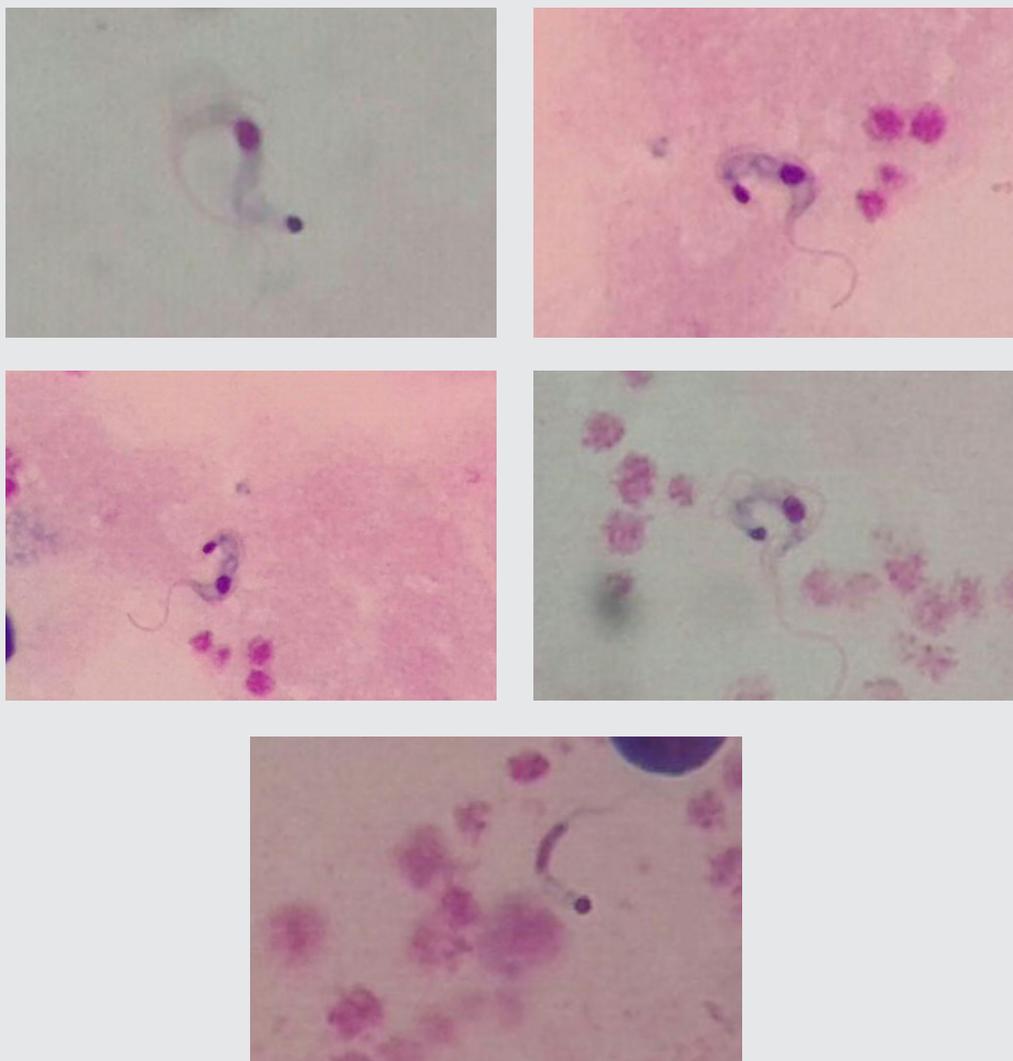
Fotografado com objetiva de 100x

### Lâminas de *T. cruzi* de pacientes do Pará (LACEN)



Fotografado com objetiva de 100x

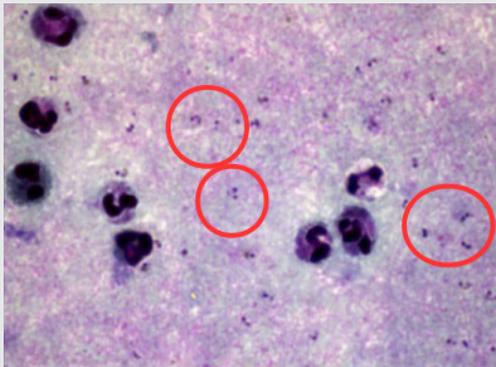
Lâminas de *T. cruzi* de pacientes do Pará (Flávio Wanzeler/Abaetetuba - PA)



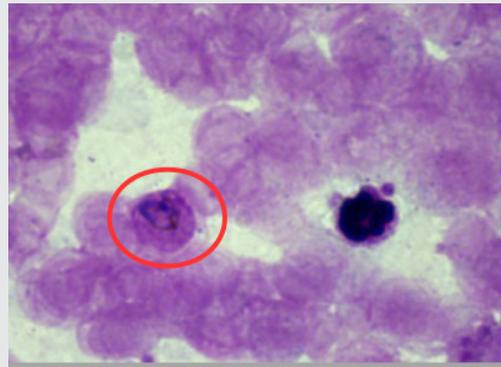
Fotografado com objetiva de 100x

## Imagens de *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Leishmania spp* e *Trypanosoma cruzi*.

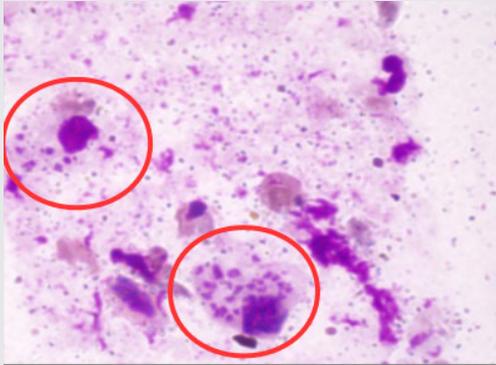
*Plasmodium falciparum* (sangue)



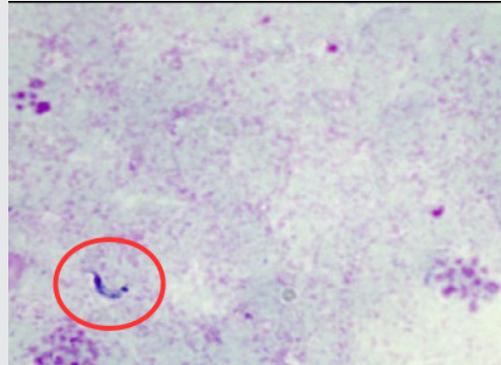
*Plasmodium vivax* (sangue)



*Leishmania spp* (pele)

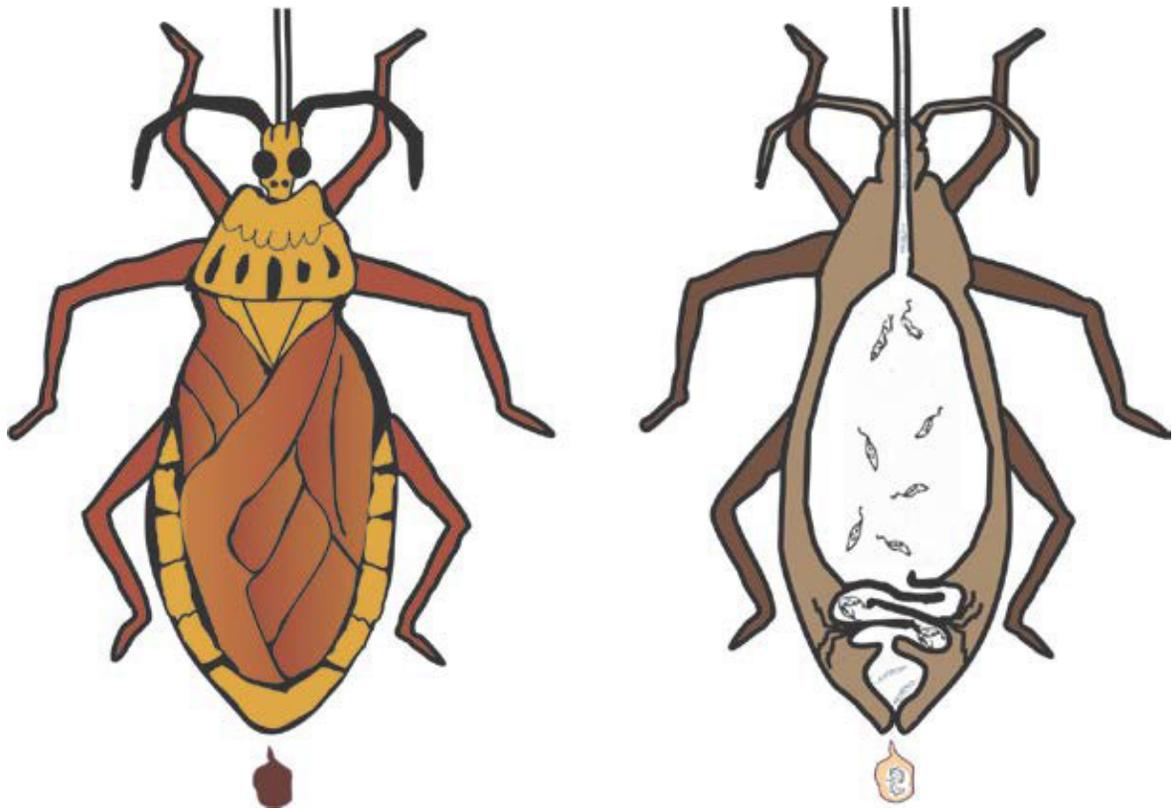


*Trypanosoma cruzi* (sangue)



Lâminas LACEN - PA

## Desenvolvimento do ciclo do *Trypanosoma cruzi* no intestino do barbeiro



Quando o barbeiro pica o mamífero infectado, as formas tripomastigotas que estão no sangue são sugadas e se transformam em epimastigotas. Dentro do intestino do barbeiro as formas epimastigotas se multiplicam e se diferenciam em tripomastigotas metacíclicas (formas infectantes). Essas formas são eliminadas nas fezes do barbeiro quando ele se alimenta.

## Quais são as vias de infecção?

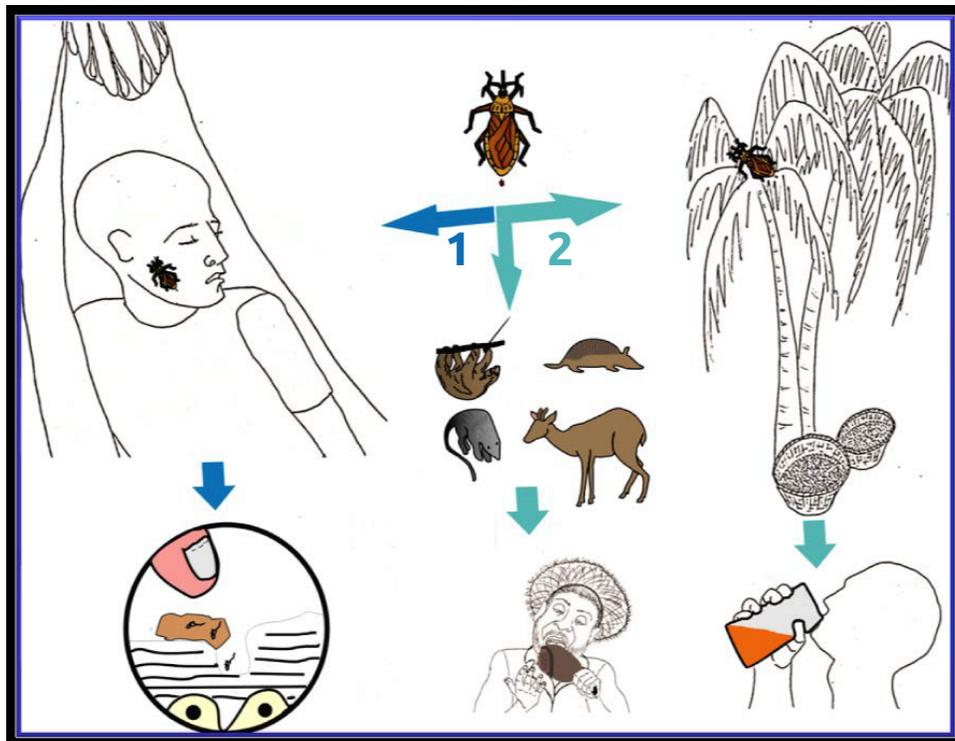
### Rose explica:



No estado do Pará, as principais vias de infecção são as vias vetorial clássica e oral.

**1. Vetorial Clássica** – Ao picar a pessoa, o barbeiro defeca, e em suas fezes está a forma infectante (tripomastigota metacíclica) do *T. cruzi*. Ao se coçar, os parasitos invadem células da região da picada.

**2. Oral** - Ao ingerir alimentos contaminados, o *T. cruzi* infecta células da boca e do estômago.



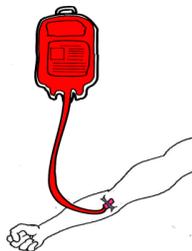
### Outras vias de transmissão são:



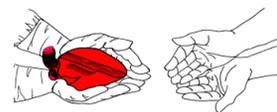
*Acidentes em laboratórios*



*Gestantes infectadas podem transmitir para o feto*



*Transfusão de sangue contaminado*



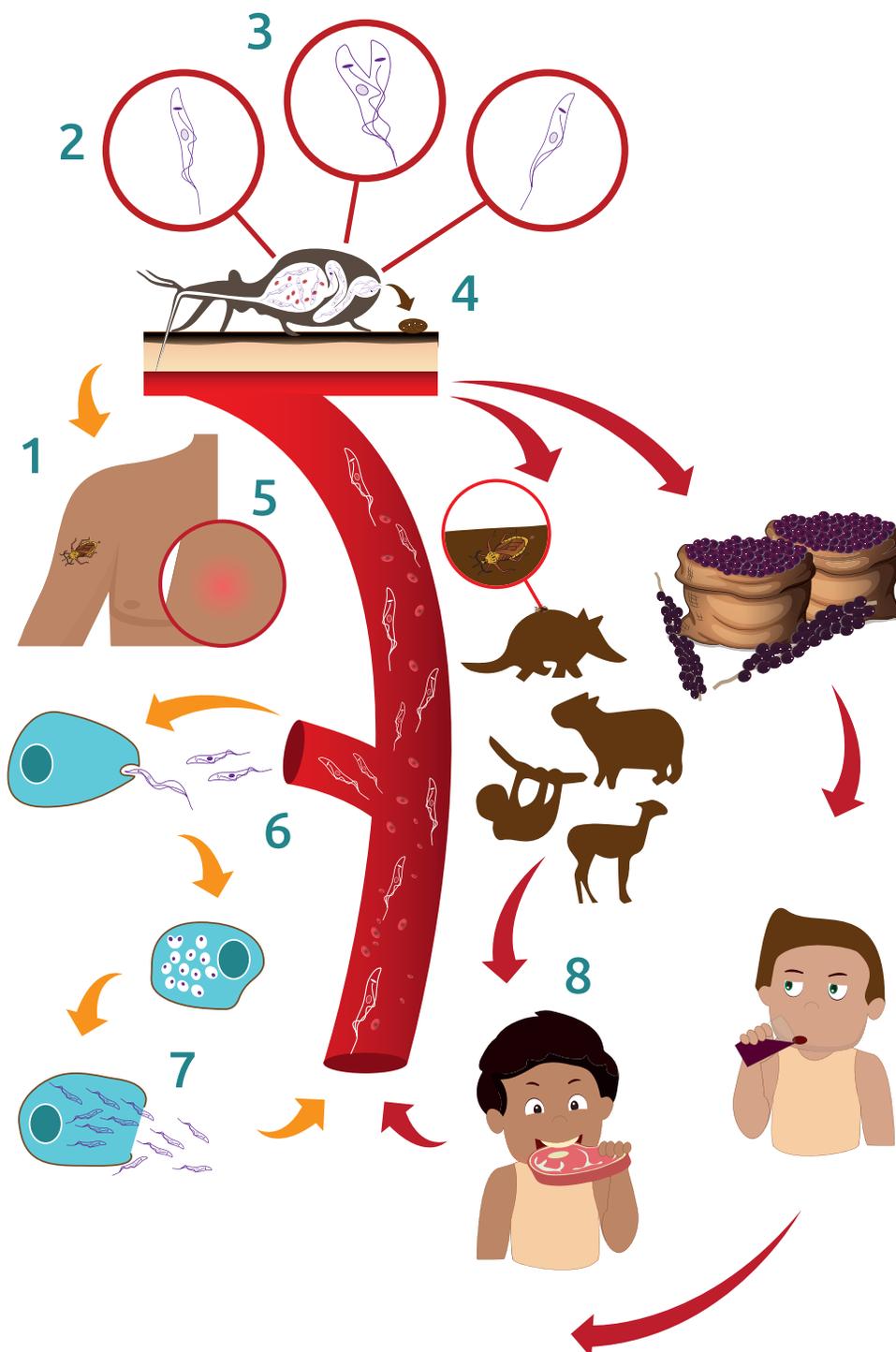
*Transplante de órgãos contaminados*

## Outros possíveis ou hipotéticos meios de infecção

- Sexual** - Infecção do homem mais vulnerável com mulher infectada em período menstrual e ou, infecção da mulher, através do semem de um parceiro infectado.
- Hipotéticos** - Compartilhamento de seringas entre usuários de drogas injetáveis.

*Fonte: BRASIL, Manual Prático de Subsídio à Notificação Obrigatória no SINAN - Doença de Chagas Aguda*

## Ciclo do *Trypanosoma cruzi*



### **Ciclo do *T. cruzi* no barbeiro (Triatomíneo)**

**1** O barbeiro alimenta-se de sangue humano ou animal, contendo as formas infectivas tripomastigotas sanguíneas;

**2 e 3** No estômago do barbeiro as formas tripomastigotas, se diferenciam em epimastigotas e se multiplicam por divisão binária;

**4** Na porção final do intestino do inseto, as formas epimastigotas se diferenciam em formas infectantes tripomastigotas metacíclicas que serão liberadas juntamente com as fezes na próxima alimentação.

### **Ciclo do *T. cruzi* no homem (ou animal mamífero)**

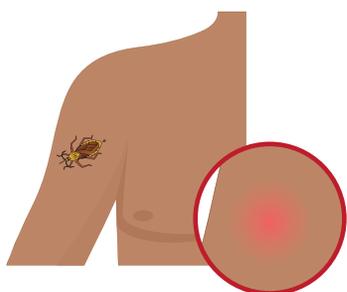
**5** Triatomíneos infectados se alimentam e liberam em suas fezes formas tripomastigotas metacíclicas. Ao se coçar, o indivíduo leva o parasita presente nas fezes do barbeiro até o local da picada, por onde o parasita pode penetrar, invadindo células.

**6** No interior das células, a forma tripomastigota perde o seu flagelo e se multiplica sob a forma amastigota.

**7** Após multiplicar-se, a forma amastigota se diferencia em tripomastigota (flagelada), rompe a célula infectada e vai para a circulação sanguínea, até infectar outra célula.

**8** Alimentos contaminados (carne mal passada de animais silvestres, suco de frutos) com fezes de barbeiro infectadas com o *Trypanosoma cruzi* (8a e 8b) também podem iniciar uma infecção no homem pois os parasitos são capazes de infectar células da boca e do estômago, se transformam em amastigotas e posteriormente vão para corrente sanguínea como formas tripomastigotas infectantes.

## Período de Incubação



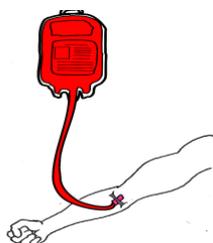
Transmissão vetorial clássica de 4 a 15 dias.



Transmissão oral de 3 a 21 dias.



Transmissão congênita, qualquer período da gestação ou durante o parto.



Transmissão por transfusão ou transplante de 30 a 40 dias ou mais.

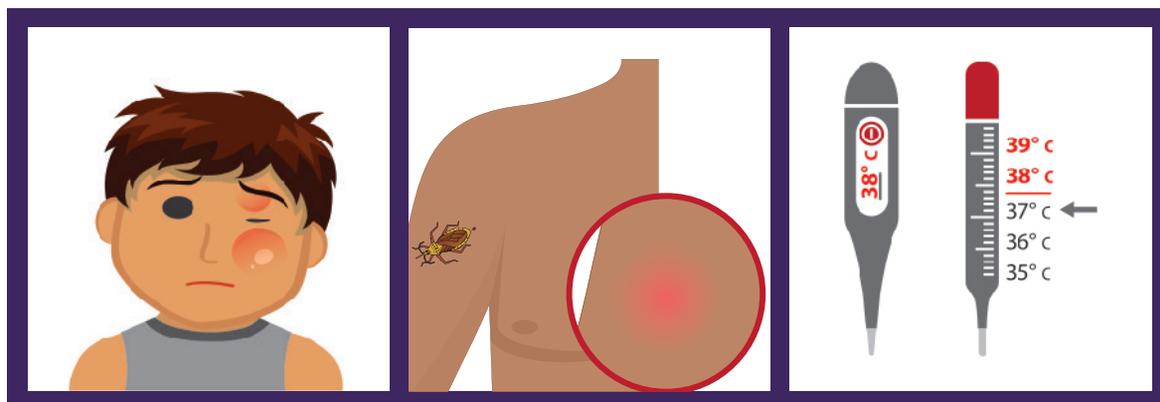


Transmissão por acidente em laboratório aproximadamente 20 dias.



# **Sinais e Sintomas**



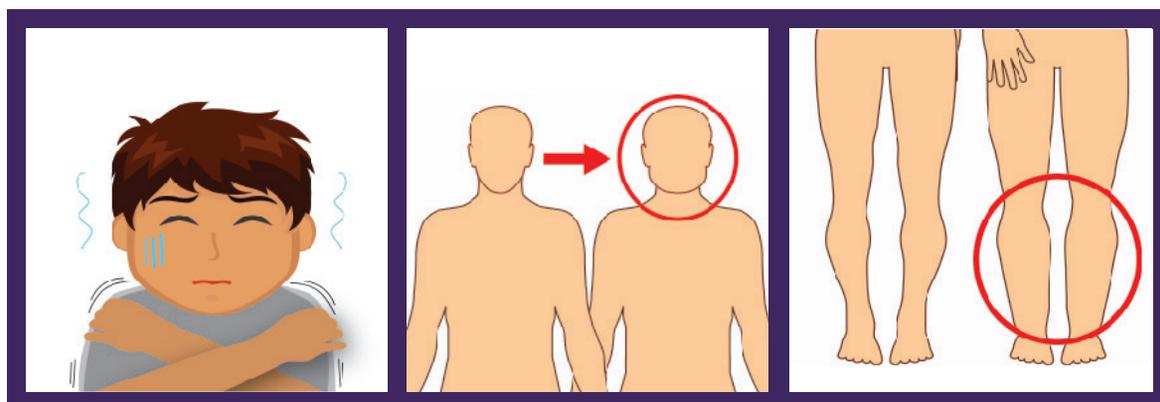


*Sinal de Romaña*

*Chagoma de inoculação*

*Febre persistente por mais de 7 dias*

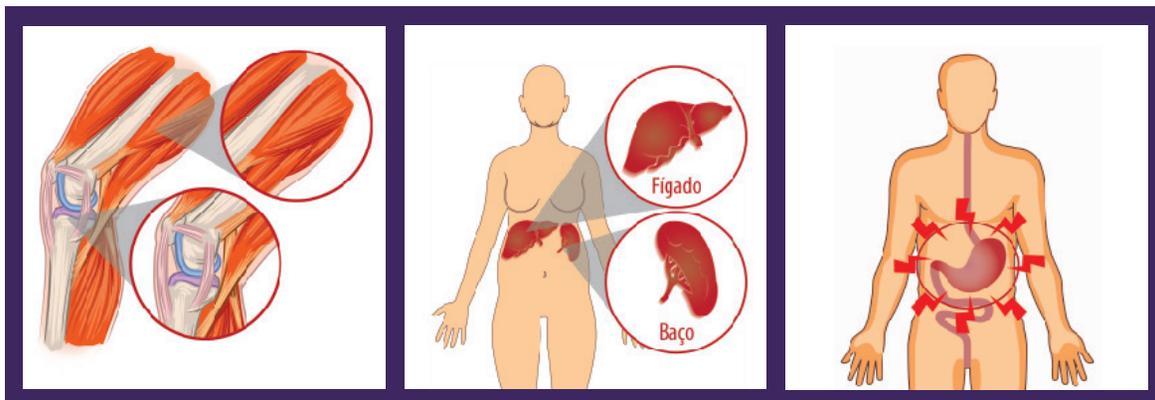
Sinal de Romaña e chagoma de inoculação. Os sinais de porta de entrada da transmissão vetorial, quais sejam, o sinal de Romaña ou chagoma de inoculação.



*Calafrios (tremedeira)*

*Edema de face (inchaço no rosto)*

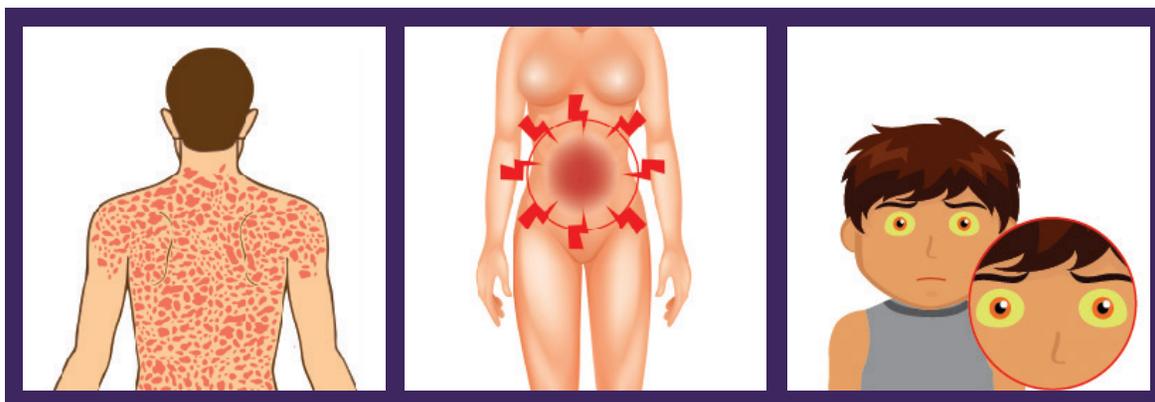
*Edema de membros inferiores (pernas)*



**Dores no corpo**  
(musculares e articulares)

**Hepatoesplenomegalia**  
fígado e baço aumentados

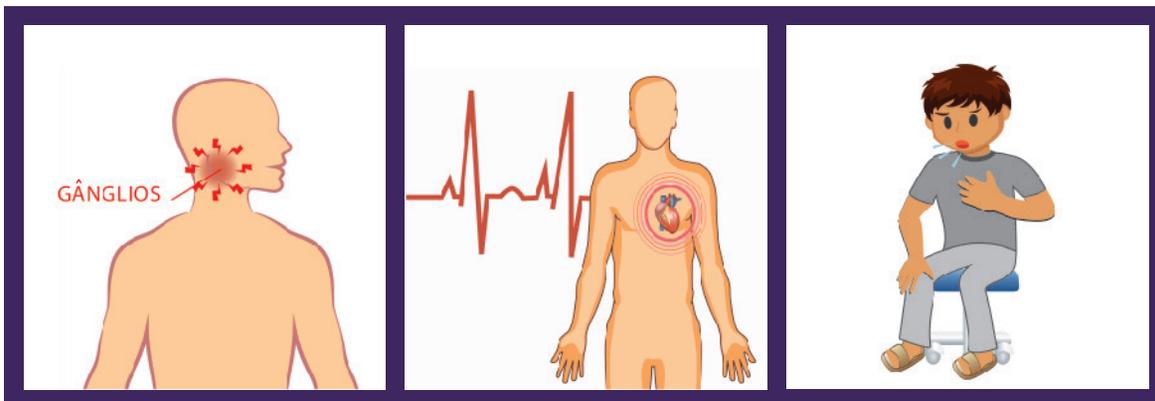
**Epigastralgia**  
dor no estômago



**Exantema**  
(manchas rosadas na pele)

**Dor abdominal**  
(dor na barriga)

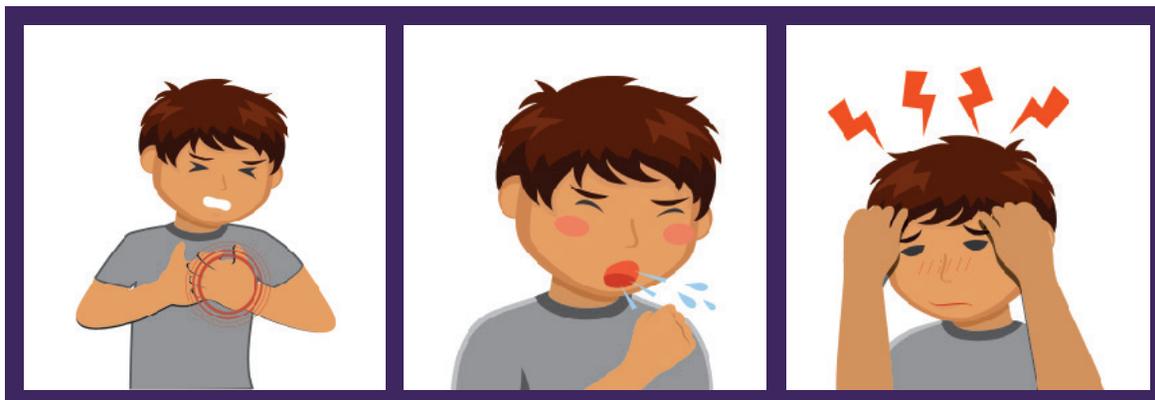
**Icterícia**  
(pele e olhos amarelos)



**Hipertrofia e dor ganglionar**  
Aumento dos gânglios.  
(ínguas)

**Taquicardia**  
(coração acelerado)

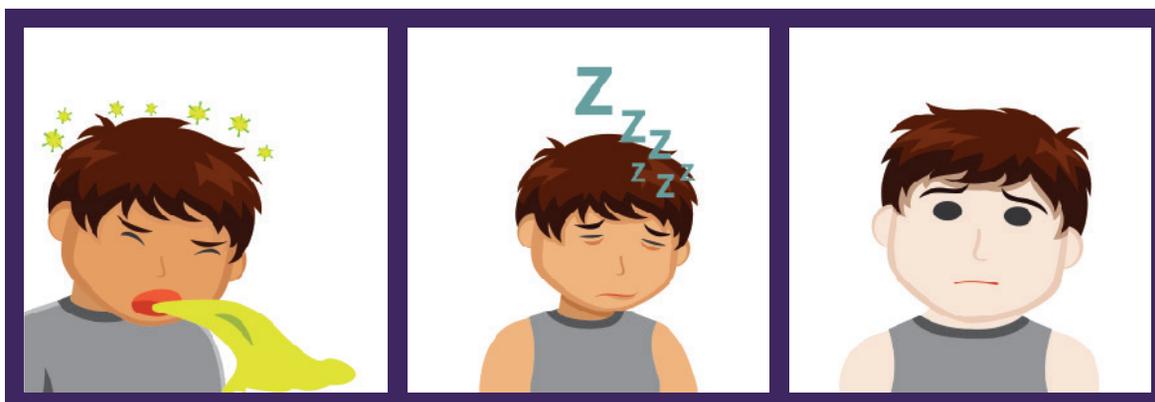
**Dispneia**  
(falta de ar)



**Palpitação**  
(coração batendo muito forte)

**Tosse**

**Cefaleia**  
(dor de cabeça)



**Vômitos**

**Sonolência**

**Palidez**  
(perda da coloração da pele)



**Torpor**  
(moleza, prostrado)

**Convulsões**  
(contração involuntária dos músculos)

**Desorientação**  
(perda dos sentidos)



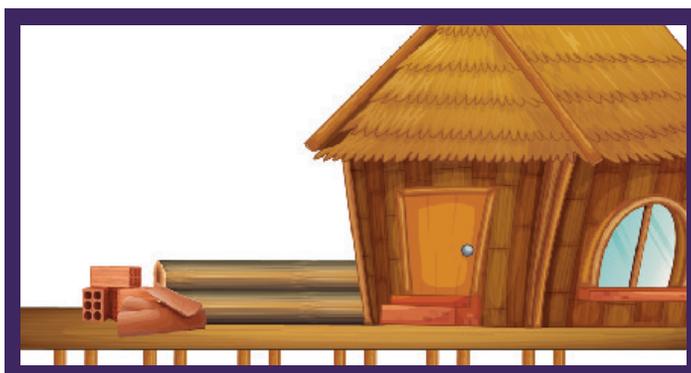
# Como se prevenir



## Como se prevenir dentro e fora de casa



- Evitar jogar lixo perto da casa porque atrai animais como mucura e roedores que podem estar infectados pelo parasito, trazendo risco de contaminação para outros animais do peridomicílio.



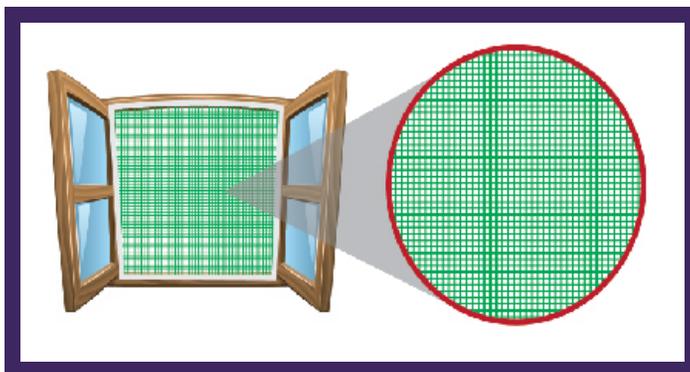
- Evitar acumular galhos de árvores perto das casas pois podem vir com o barbeiro e iniciar uma infestação no peridomicílio.



- Não construir galinheiros ou pocilgas (criadouro de porco) perto da casa para não atrair o barbeiro.



■ Não armar rede ao ar livre sem proteção para insetos.

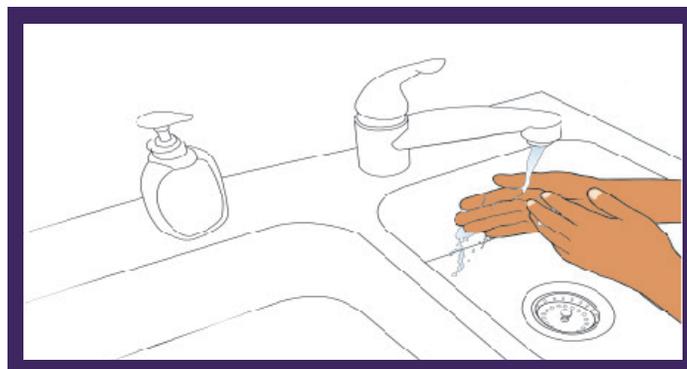


■ Usar proteção tipo tela nas janelas.

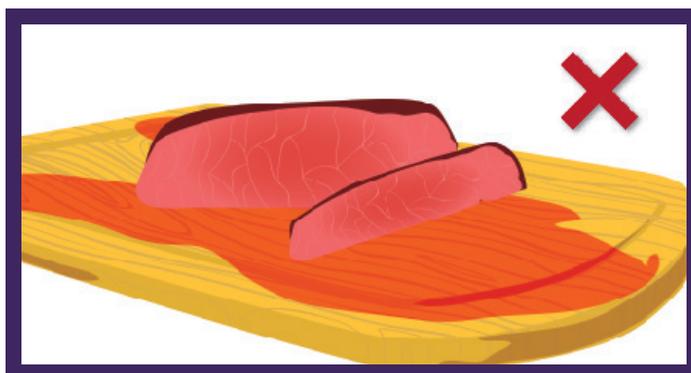


■ Evitar manter as luzes do lado de fora da casa acesas para não atrair os barbeiros.

## Cuidados com os alimentos



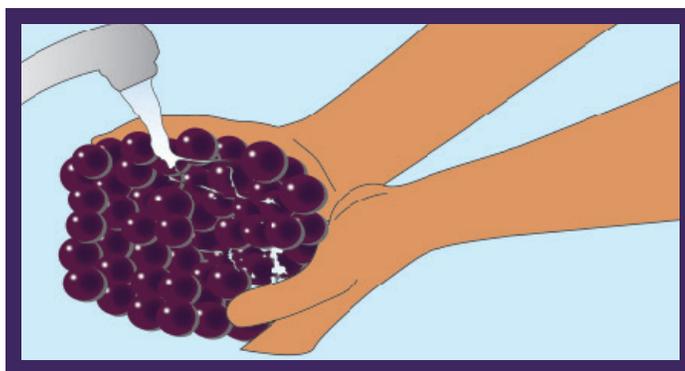
- Lavar bem as mãos.



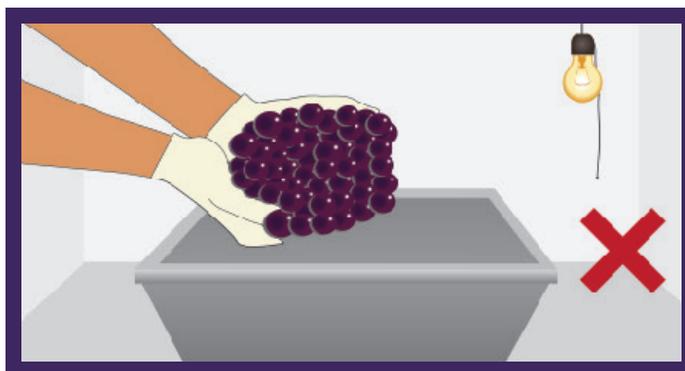
- Evitar comer carne de caça (mucura, veado, entre outros) crua ou mal cozida.



- Quando colhidos, os cachos devem ser colocados em um local limpo e não devem ser deixados no chão.



- Lavar bem os frutos colhidos no ambiente silvestre antes de bater para extrair o suco



- Evitar usar fonte luminosa próxima ao triturador de frutos para evitar que o inseto seja atraído e caia dentro da máquina.



# **Branqueamento do açaí**

## Processos do branqueamento

- Peneiramento: Para eliminar as sujeiras, insetos vivos ou mortos, principalmente os barbeiros;



- Primeira lavagem: Com água potável para eliminar insetos e outras sujeiras;



- Segunda lavagem: Colocar os frutos numa solução de água e hipoclorito de sódio (água sanitária) por 20 minutos. Ver tabela na página 41;



- Terceira lavagem: Com água potável para a retirada do resíduo do hipoclorito de sódio;

- Branqueamento: Mergulhar os frutos higienizados com auxílio de um cesto vazado em água potável aquecida a uma temperatura de 80° Celsius por 10 segundos;



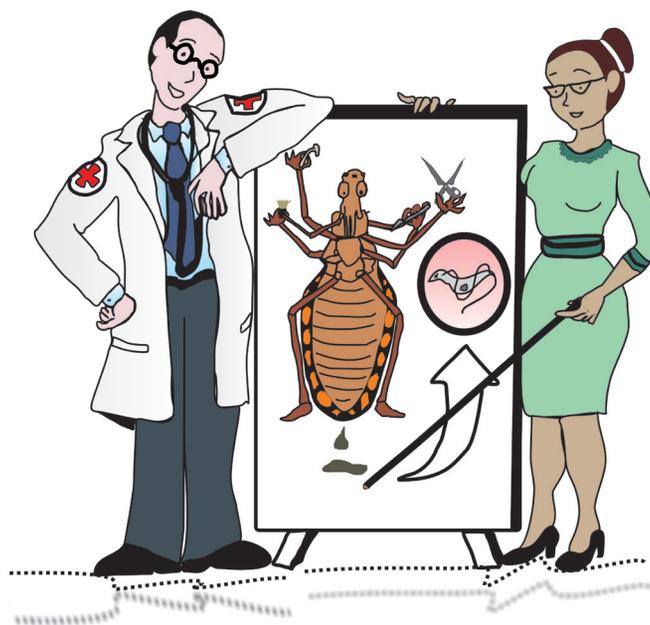
- Resfriamento e/ou amolecimento: Após branqueamento, mergulhar imediatamente os frutos na água fria para o resfriamento rápido;
- Despolpamento: Deve ser realizado em maquinário próprio, higienizado, construído dentro das normas da Vigilância Sanitária, utilizando água potável;
- Envase: Deve ser acondicionado em embalagens adequadas, preferencialmente em sacos plásticos próprios para alimentos.



Quantidade de hipoclorito de sódio (ou água sanitária) e água para preparo da solução de higienização.

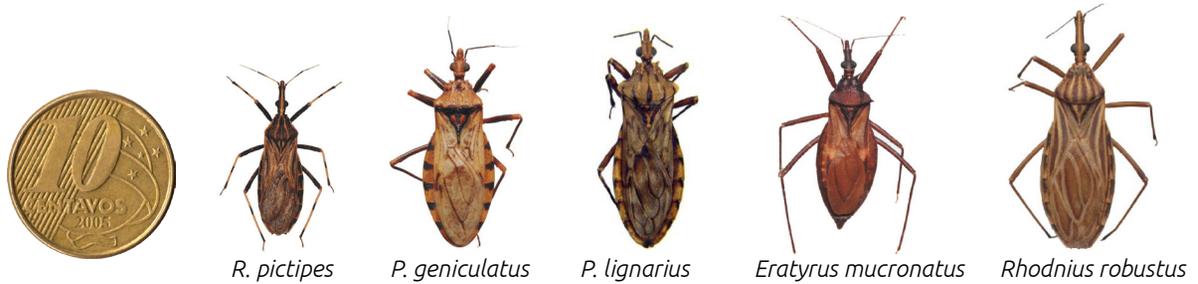
ÁGUA SANITÁRIA (2 a 2,5 % de cloro)	QUANTIDADE DE ÁGUA
7,5 ml	01 litro de água
75 ml	10 litros de água
150 ml	20 litros de água
225 ml	30 litros de água
750 ml	100 litros de água

Fonte: SESPA. Boas Práticas para Batedores de Açai e Bacaba. Programa Estadual de Qualidade do Açai. Disponível em: <http://www.saude.pa.gov.br/?paged=5>



# Dúvidas Frequentes

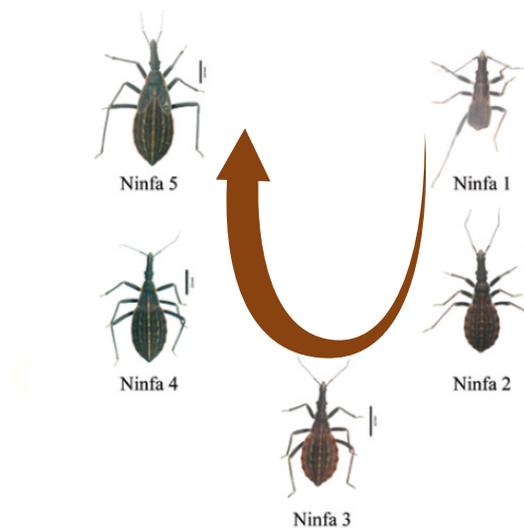
## Qual o tamanho do barbeiro adulto?



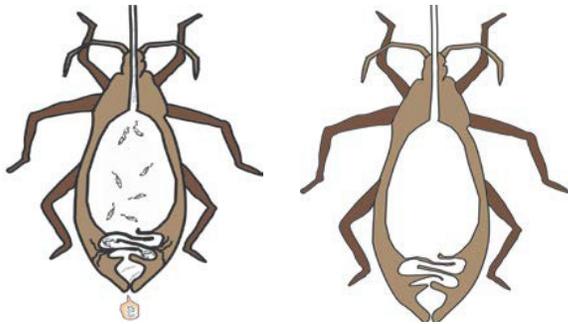
O tamanho varia de acordo com a espécie, mais ou menos do tamanho de uma moeda de dez centavos, como mostra a figura.

## A ninfa também transmite?

Sim, se estiver contaminada, pois a alimentação dos barbeiros começa geralmente três dias após a eclosão dos ovos.



## Qualquer barbeiro está infectado?

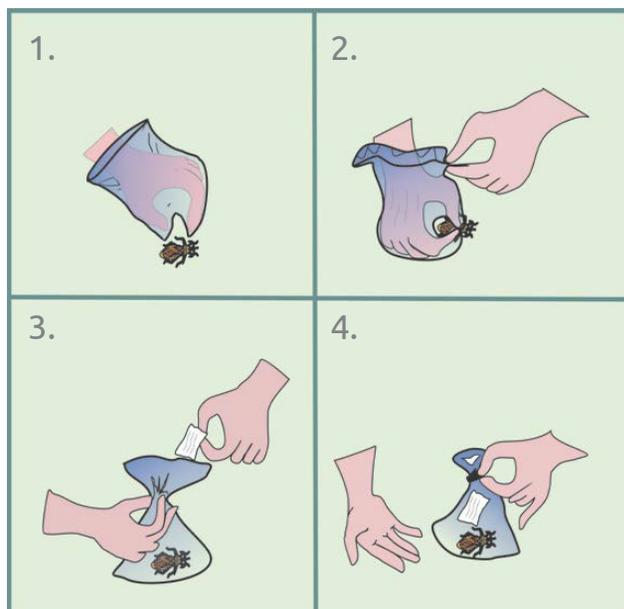


Não, nem todo barbeiro está infectado. Por isso, **SEMPRE** que encontrar um barbeiro, você deve coletá-lo e levá-lo para um posto de vigilância epidemiológica da sua região. No posto, profissionais especializados irão analisar o animal e orientá-lo.

*Não pegar o barbeiro com a mão sem proteção.*

*Não matar o barbeiro (pisando ou queimando).*

## Qual a maneira correta de capturar o barbeiro?



1. Quando encontrar um barbeiro em casa, pegue um saco (pode ser de arroz, feijão, açúcar), calce na mão, pegue o barbeiro;

2. Vire o saco;

3. Coloque o endereço da casa e o local onde foi encontrado o barbeiro. Colocar também o nome do dono da residência e data da coleta;

4. Amarre o saco e leve o mais breve possível para o setor de endemias para o inseto ser analisado.

## Curiosidade

Na natureza podemos encontrar infecções mistas de *T. cruzi* e *T. rangeli*. O *T. rangeli* não promove doença e sintomas no homem.

Se o paciente tiver sintomas e o exame parasitológico revelar a presença do *T. rangeli*, repita os exames para verificar se a infecção não é mista (*T. cruzi* e *T. rangeli*) e encaminhe-o para o centro de referência mais próximo.

**Uma pessoa positiva para Chagas pode transmitir a infecção para os colegas pelo abraço, beijo, aperto de mão ou bate papo?**

**NÃO TRANSMITE!**



## Biossegurança

Para cuidar de sua segurança, de seus colegas de trabalho e do meio ambiente, obedeça aos procedimentos básicos de biossegurança em laboratórios.

O ambiente laboratorial é considerado insalubre (que expõe o trabalhador a agentes nocivos à saúde). Agrupa atividades que requerem o uso de equipamentos, máquinas, reagentes e materiais diversos e muitos procedimentos que oferecem riscos de acidentes e doenças para os profissionais em geral. Desse modo, cabe ao profissional de saúde a responsabilidade de se informar, treinar e capacitar os profissionais potencialmente expostos aos riscos, de modo a evitar problemas de saúde e prevenir acidentes.

Todo cuidado é pouco na manipulação de materiais biológicos como soro, sangue, secreções, fluidos orgânicos, tecidos e fezes, e para isso, todos os trabalhadores com possibilidade de exposição a agentes biológicos devem utilizar vestimenta de trabalho adequada.

Fonte: [http://www.fiocruz.br/biosseguranca/Bis/lab\\_virtual/descarte-residuos-grupo-e.htm](http://www.fiocruz.br/biosseguranca/Bis/lab_virtual/descarte-residuos-grupo-e.htm)



O álcool (96° GL) diluído em água (70 mL de álcool + 30 mL de água = álcool 70%) é essencial para desinfecção de luvas, bancadas, material de laboratório, entre outros.

Obs: Limpar a bancada com álcool 70% antes e depois do expediente.

## Equipamento de Proteção Individual - EPI

Os equipamentos de proteção individual são todos os equipamentos de uso individual destinados a proteger a saúde e a integridade física do trabalhador.

### PROTETOR OCULAR:

protege os olhos contra impactos, respingos e aerosol

### TOUCA:

Oferece proteção ao cabelo e ao couro cabeludo.

### PROTETORES FACIAIS

Oferecem proteção a boca, nariz e face.

### LUVAS:

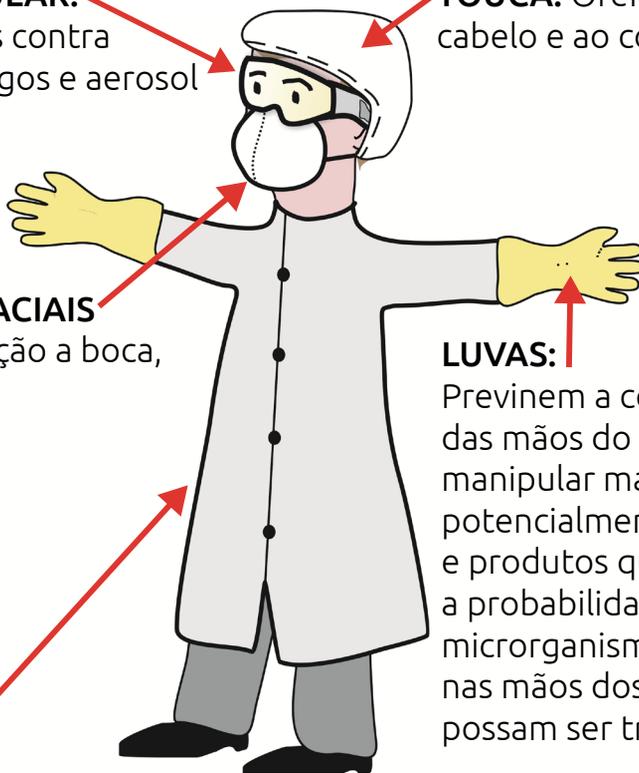
Previnem a contaminação das mãos do trabalhador ao manipular material biológico potencialmente patogênico e produtos químicos e reduz a probabilidade de que os microrganismos presentes nas mãos dos trabalhadores possam ser transmitidos.

### JALECO:

É de uso obrigatório para todos os que trabalham nos ambientes laboratoriais com a manipulação de microrganismos patogênicos. Deve ser de mangas compridas, cobrindo os braços, o dorso, as costas e a parte superior das pernas.

### SAPATOS FECHADOS:

Proteção dos pés contra umidade, respingos, derramamentos e impactos de objetos diversos.

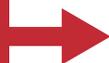


## Cuidados e descarte de material biológico

Os produtos biológicos, as culturas, as amostras de pacientes (ex. sangue e derivados) e resíduos de serviço de saúde são considerados infectantes e contêm agentes patogênicos que podem causar doença em humanos e animais.

### Como inativar os agentes biológicos?

**Álcool 70%**



Parasitas, bactérias e retrovírus (esfregar mãos ou superfícies 3 vezes, até secar cada vez).

**Cloro ativo 1%**



Parasitas, bactérias, fungos e vírus (deixe agir por 30 minutos e enxaguar com água).

## Classificação dos resíduos de serviços de saúde - RSS

Os resíduos de Serviços de Saúde, são classificados em 5 grupos de acordo com a característica principal do resíduo e potencial de risco, a saber: Classificação dos RSS pelas resoluções da ANVISA RDC nº 306/2004 e do CONAMA nº 358/2005.

GRUPO	CARACTERÍSTICAS
A	Biológico
B	Químico
C	Radioativo
D	Semelhante aos domiciliares e recidáveis
E	Perfurantes, cortantes e abrasivos

Tabela 1: Classificação dos RSS pelas resoluções da ANVISA RDC nº 306/2004 e do CONAMA nº 358/2005.

## **Após o tratamento, os resíduos devem ser acondicionados da seguinte forma:**

Devem ser acondicionados em sacos plásticos, brancos leitosos, estes sacos devem ser substituídos quando atingirem 2/3 de sua capacidade ou pelo menos uma vez a cada 24 horas e identificados (Figura 2).

Os materiais perfurocortantes devem ser descartados separadamente imediatamente após o uso em recipientes de paredes rígidas resistentes a perfuração, ruptura e vazamento (Figura 1). Esses recipientes devem ser resistentes ao processo de esterilização, possuir tampa e ser devidamente identificados com o símbolo internacional de risco biológico, acrescido da inscrição de “PERFUROCORTANTE” e dos riscos adicionais químico ou radiológico. Exemplos de materiais perfurocortantes: lâminas de barbear, agulhas, escalpes, ampolas de vidro, brocas, limas endodônticas, pontas diamantadas, lâminas de bisturi, lancetas, tubos capilares, micropipetas, lâminas e lamínulas, espátulas além de todos os utensílios de vidro quebrados no laboratório (pipetas, tubos de coleta sanguínea e placas de Petri e outros similares).

Figura 1



Figura 2



Fonte: [http://www.fiocruz.br/biosseguranca/Bis/lab\\_virtual/descarte-residuos-grupo-e.htm](http://www.fiocruz.br/biosseguranca/Bis/lab_virtual/descarte-residuos-grupo-e.htm)

Seja sempre consciente da importância de suas ações na preservação da biossegurança em seu local de trabalho:

- Lave as mãos antes e depois de qualquer procedimento laboratorial;
- Nunca pipete com a boca;
- Jamais cheire placas de cultura;
- Dentro do laboratório, não fume, não coma, não beba, não prepare refeições;
- Quando estiver usando luvas, não manuseie objetos de uso comum, como telefones, maçanetas de portas e janelas, jornais, revistas, etc;
- Não guarde alimentos ou bebidas em geladeiras e congeladores para armazenagem de material biológico;
- Vacine-se rotineiramente contra a hepatite B.

Seguindo essas recomendações, você estará contribuindo para a diminuição de acidentes.

Se acontecer um acidente de trabalho em seu laboratório, notifique imediatamente a sua chefia.

*Fonte: Biossegurança PN-DST/AIDS/Ministério da Saúde*



# Capítulo 2

## Diagnóstico

## Diagnóstico

O diagnóstico tem como base três normas: sintomas de doença (quando está presente, o médico suspeita da doença), antecedentes epidemiológicos (como a doença se espalha numa certa região) e os métodos de diagnóstico (permite confirmar ou excluir a suspeita).

**Assim, quanto mais cedo se faz o diagnóstico, melhor será o tratamento e aumenta a chance de cura do paciente.**

Existem várias técnicas para diagnosticar a doença de Chagas. Neste capítulo vamos descrever as mais utilizadas nos laboratórios.

## Como coletar, acondicionar e transportar as amostras de sangue para diagnóstico?

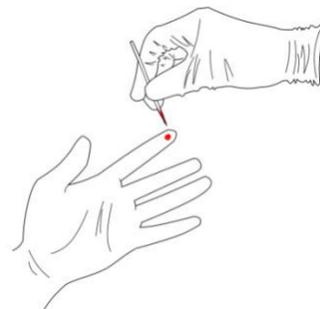
### ATENÇÃO

Jamais reencepe agulhas. Nunca descarte material contaminado sem a prévia descontaminação.

### Coleta de amostra de sangue - material utilizado

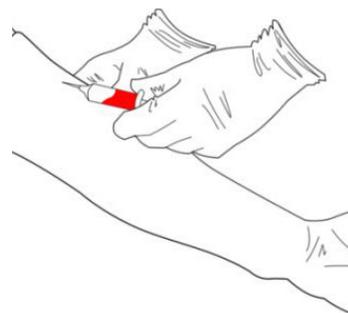
#### Punção digital

- luva descartável, jaleco, óculos de proteção, máscara;
- agulha estéril/lanceta;
- algodão;
- álcool 70%;
- lâminas com borda fosca para identificação do paciente.



#### Punção venosa

- Luvas de punção venosa;
- Garrote;
- Agulha;
- Tubos de ensaio com tampa;
- Pinça;
- Pipetas Pasteur;
- Etiquetas para identificação de amostras;
- Caneta;
- EPIs;
- Estantes para tubos;
- Álcool iodado a 1% (1 mL de álcool iodado + 99 mL de água) ou álcool 70%.



## Acondicionamento

Doença	Exame/método	Amostra	Período ideal de coleta	Acondicionamento/Volume/armazenamento e transporte	Tempo máximo para chegada no Lacen
Doença de Chagas	Parasitológico	Sangue total	Casos agudos: até 30 dias do início dos sintomas	Tubo com anticoagulante EDTA(tampa roxa) 5 ml, manter e enviar sob refrigeração (2 a 8°C)	Este exame é realizado no município
	Sorologia	Sangue (Amostra de soro do paciente)	Suspeita clínica	Tubo sem anticoagulante com gel separador (tampa amarela) Aguardar 30 minutos a temperatura ambiente e centrifugar para separar o soro: 3000 rpm por 10 minutos. Enviar no tubo original na posição vertical ou colocar o soro em outro tubo transportar sob refrigeração (2 a 8°C)  Obs: Cuidado para não hemolisar	Até 5 dias após a coleta, desde que esteja refrigerado (2 a 8°C) período maior, fracionar o soro e congelar (-20°C)

## Qual o material necessário para o transporte de amostras?

Sacos plásticos e frascos

Caixa térmica

Gelo reciclável (até 30 horas de validade) ou gelo comum (até 15 horas de validade)

Fita adesiva

Etiqueta de identificação, envelope e caneta

### ATENÇÃO

Não envie amostras às sextas-feiras, sábados, domingos ou véspera de feriados, a menos que a instituição destinatária autorize.



Imagem: Fonte: Aires, C. A. M. et al. Biossegurança em transporte de material biológico no âmbito nacional: um guia breve. Rev Pan-Amaz Saude 2015.



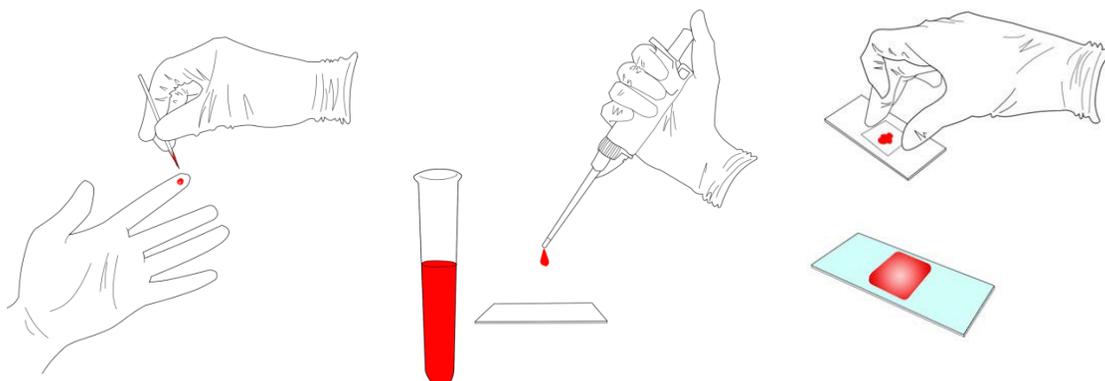
# **Principais técnicas**

**de exame parasitológico direto no diagnóstico da doença de Chagas aguda.**



## Exame de sangue a fresco

Materiais necessários: Lâmina 25 x 75mm e lamínula 20 x 20mm ou 22 x 22mm, além de, pipeta e ponteira de 5  $\mu$ L.



Coletar sangue (por punção digital ou venosa), colocar 5  $\mu$ L da amostra do sangue coletado entre lâmina e lamínula. Em seguida levar ao microscópio óptico para observação. **Importante: No caso de punção digital, observar o mais rápido possível pois o sangue coagulará e secará na lâmina.**



Utilizar objetiva de 40x e pesquisar em 50 e 200 campos microscópicos.

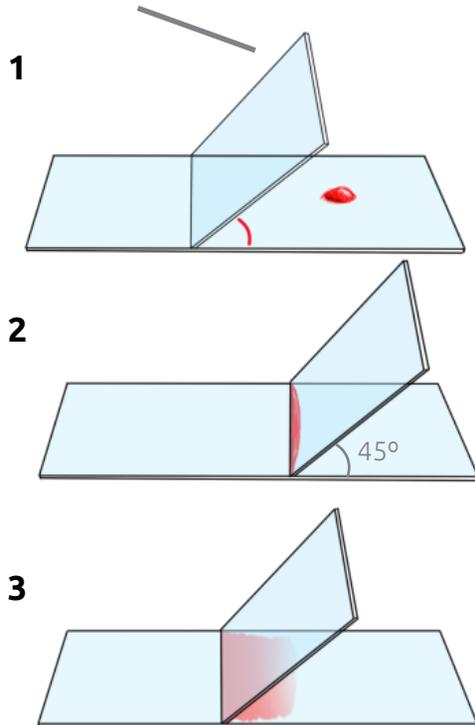
➔ **Você verá o parasito se mover rapidamente**

### ATENÇÃO

Em caso suspeito da doença de Chagas aguda e, havendo dificuldade em encontrar o *T. cruzi* no sangue, repetir o exame a fresco de 3 a 4 vezes ao dia ou enquanto durar os sintomas.

## Distensão fina ou esfregaço

### Lâmina extensora



1. Colocar uma pequena gota de sangue coletado por punção digital ou venosa na extremidade da lâmina. Tocar a gota de sangue com a borda estreita da lâmina sem canto (lâmina extensora, quebrar os cantos da lâmina com o auxílio de uma tesoura), formando um ângulo de  $45^\circ$  com a face superior da lâmina (Figura 1);

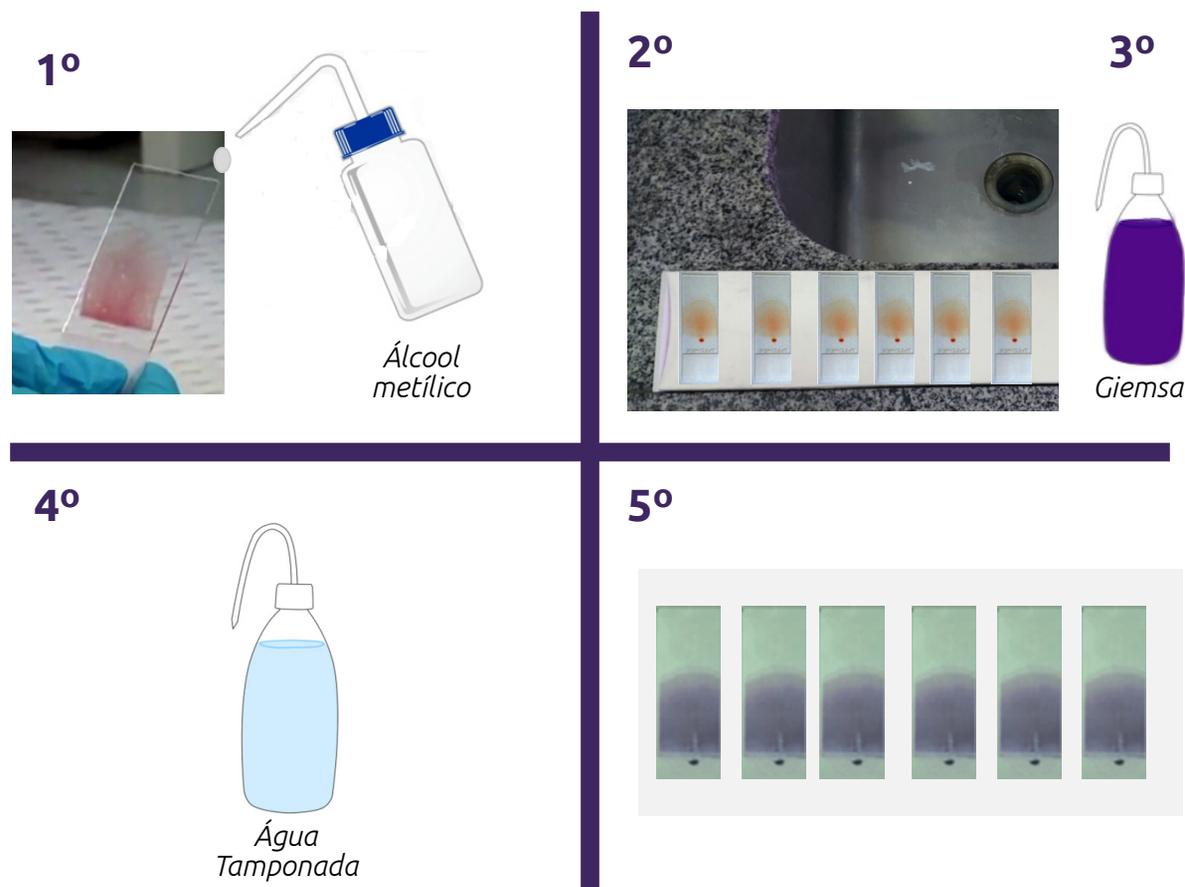
2. Fazer com a lâmina extensora um ligeiro movimento para trás, até encostar na gota de sangue. Deixar que a gota se espalhe uniformemente, ao longo da borda da lâmina extensora, por capilaridade (Figura 2);

3. Levar a lâmina para frente, de forma que ela carregue a gota de sangue que se quer estender numa camada delgada e uniforme. É essencial escorregar a lâmina extensora de uma só vez, sem se deter. O movimento de extensão deve ser uniforme (figura 3).

4. Deixar secar à temperatura ambiente.

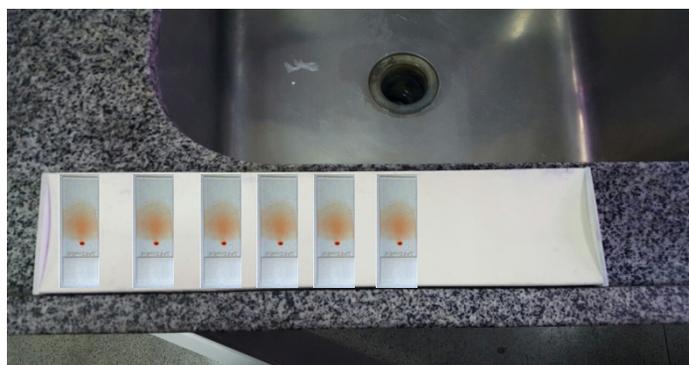
## Protocolo 1: Coloração do esfregaço pelo método de Giemsa

Material: Placa de acrílico, álcool metílico, corante Giemsa (uma gota de Giemsa para cada mL de água potável), água tamponada.



- 1º** Fixar o esfregaço com álcool metílico por um minuto e deixar secar;
- 2º e 3º** Colocar a lâmina invertida sobre a placa de coloração; Despejar a diluição do corante de Giemsa e deixar corar por 20 a 30 minutos;
- 4º** Lavar delicadamente a lâmina fixada em água;
- 5º** Secar à temperatura ambiente.

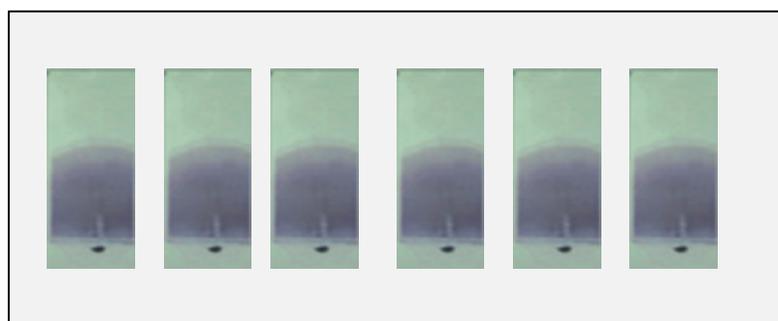
## Protocolo 2: Coloração do esfregaço (distendido) pelo método de Wright



Wright



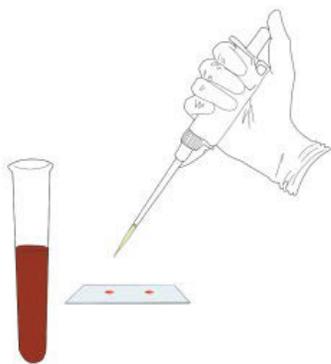
Água  
Tamponada



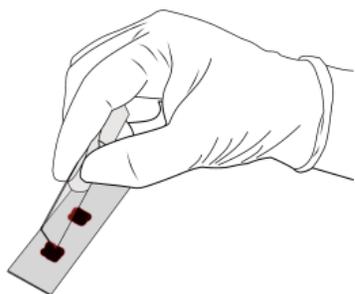
- 1º** Cobrir a lâmina com solução de wright;
- 2º** Deixar corar por 3 minutos;
- 3º** Adicionar algumas gotas de água destilada ou tamponada;
- 4º** Misturar (borrifar ar com uma pisseta vazia ou pêra de borracha para que a solução se espalhe);
- 5º** Deixar corar por mais 7 minutos;
- 6º** Enxaguar com jato forte de água destilada ou tamponada;
- 7º** Secar em temperatura ambiente.

## Gota espessa

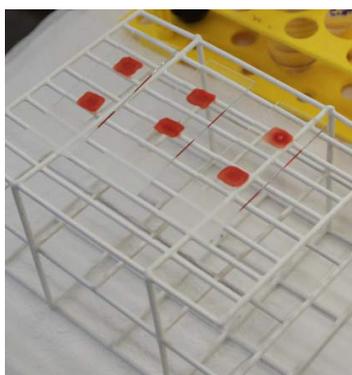
Materiais necessários : lâmina 25 x 75mm, pipeta e ponteira de 25  $\mu$ L.



1º Colocar duas gotas de sangue de aproximadamente 25  $\mu$ L lado a lado na lâmina;



2º Formar um quadrado de (1 cm<sup>2</sup> de diâmetro), utilizando a ponta de outra lâmina.



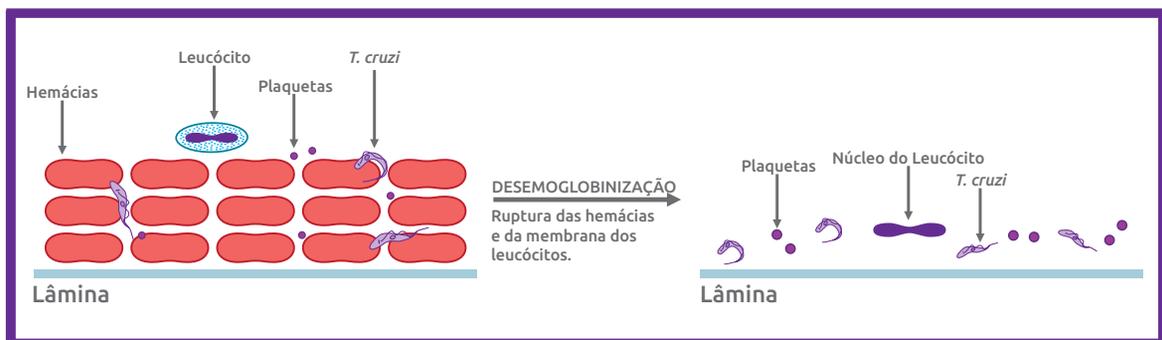
3º Deixar a lâmina secar em local apropriado em temperatura ambiente para iniciar a coloração, utilizando o método de Walker.

*Obs.: esperar o sangue secar totalmente para que não haja perda de material*

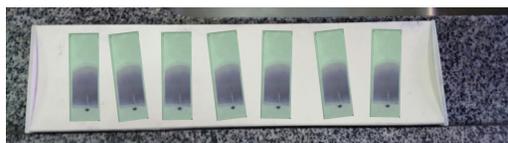
## Protocolo 1: Método de Walker para coloração de gota espessa

Material necessário: placa de acrílico, pisseta com solução fosfatada de azul de metileno, frasco conta-gotas com solução alcóolica de Giemsa, pisseta com água tamponada.

### 1º Passo: Desemoglobinização



Corte transversal de uma gota espessa e que ocorre após desemoglobinização.



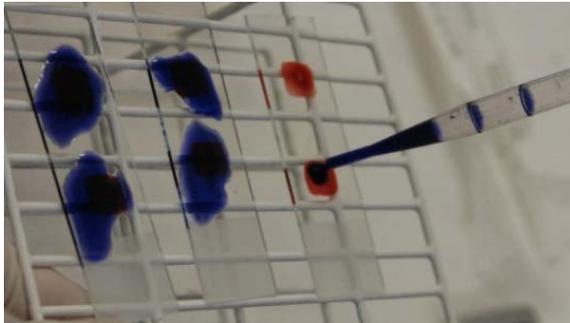
Giemsa



Água  
Tamponada

- Colocar a solução de azul de metileno sobre a gota por 2 segundos;
- Enxaguar com água tamponada, sem jato forte;

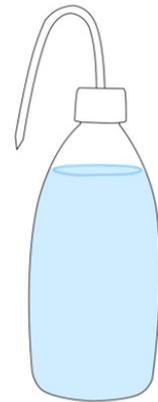
## 2º Passo: Coloração por Giemsa



- Aplicar o corante Giemsa sobre a lâmina invertida e deixar corar por 10 minutos;
- Enxaguar com água tamponada, sem jato forte;
- Deixar secar.



*Giemsa*



*Água  
Tamponada*

Solução de Giemsa: uma gota de corante para 1ml de água tamponada: Homogeneizar

Obs.: Não usar a mesma solução por vários dias para evitar contaminação

## Visualizar no microscópio óptico

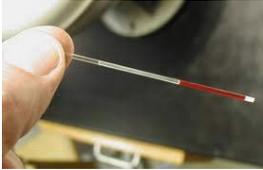
- Objetiva de 100x em óleo de imersão.
- Procurar na lâmina toda o parasita corado.



Foto de (Flávio Wanzeler/  
Abaetetuba - PA)

## Micro Hematócrito

1º



**1º** Obter o sangue e preencher 2/3 do microcapilar de micro hematócrito (75 µL de sangue com anticoagulante);

2º



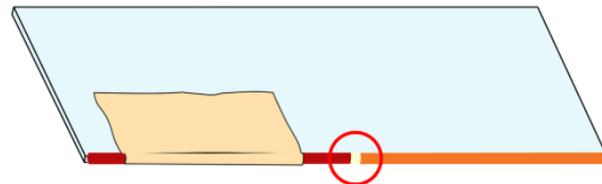
**2º** Centrifugar por 5 a 10 minutos à 160g (em microcentrífuga)

**3º** Prender o microcapilar em uma lâmina e visualizar a camada leucocitária no microscópio óptico com objetiva de 40x;

*Fonte: Manual de capacitação na detecção de Trypanosoma cruzi para microscopistas de malária e laboratoristas da rede pública. 2ª ed. Fundação Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro, 2011*

**4º** Você verá o parasito se movendo rapidamente.

3º

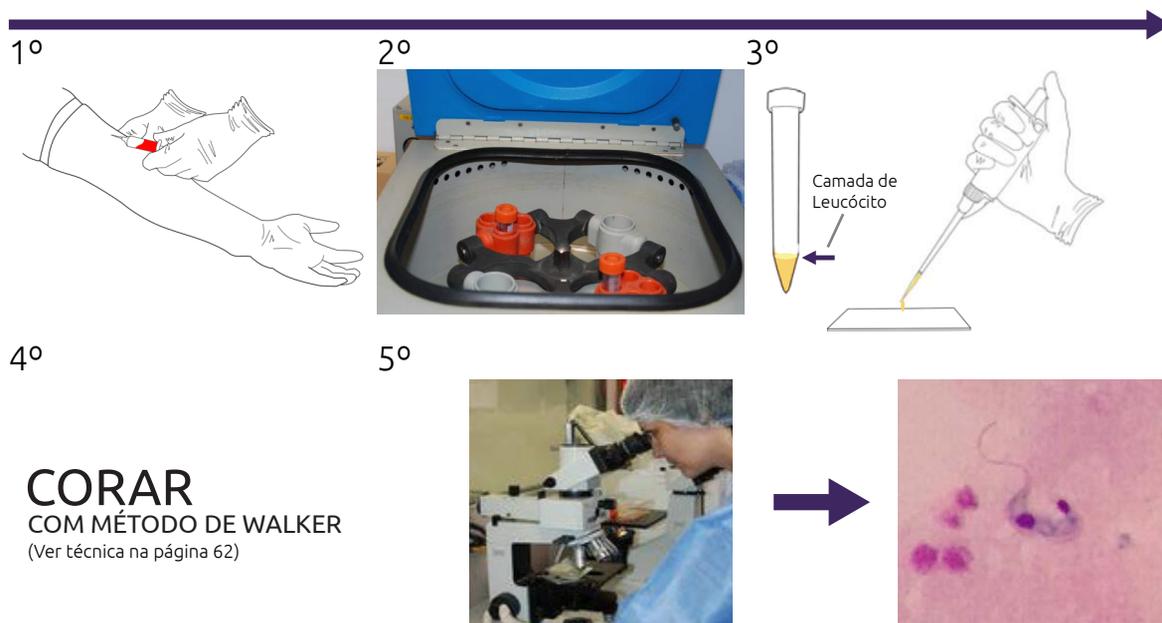


4º



## Creme leucocitário

Este exame é usado na rotina de detecção de *T. cruzi* no sangue. A técnica empregada foi enviada pelo Laboratório Central de Saúde Pública (LACEN) do Estado do Pará (Email: [lacen@sespa.pa.gov.br](mailto:lacen@sespa.pa.gov.br)).



**1º** Coletar de 5 a 10 mL de sangue por punção venosa com anticoagulante;

**2º** Centrifugar por 10 minutos a 1500 rpm;

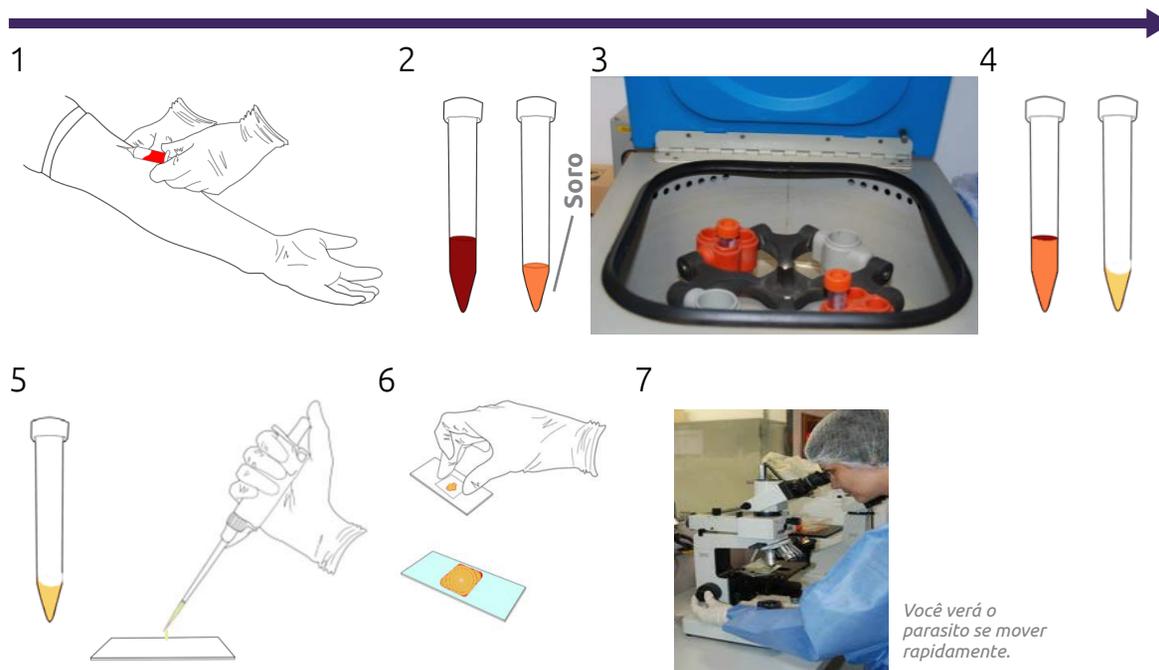
**3º** Com auxílio da pipeta, retirar a interface (parte branca, entre plasma e hemácia), coloca-la entre lâmina e lamínula;

**4º** Corar para analisar;

**5º** Visualizar no microscópio óptico a uma objetiva de 100x com óleo de imersão.

## Strout

Método que permite a investigação direta do parasita na amostra clínica concentrada por centrifugação.



**1º** Coletar 5 mL a 10 mL de sangue por punção venosa, sem anticoagulante;

**2º** Deixar coagular, retirar o soro;

**3º** Centrifugar o soro por 3 minutos a 160g;

**4º** Retirar o sobrenadante;

**5º** Centrifugar por 10 minutos a 350g;

**6º** Desprezar o sobrenadante, colocar (5  $\mu$ L) de sedimento entre lâmina e lamínula;

**7º** Observar no microscópio óptico com objetiva de 40x.

# ANEXOS

## Preparo de corantes e diluentes



Gral e pistilo



Pisseta



Pérolas de Vidro  
*para facilitar a homogeneização da solução*



Frasco conta gotas

### Preparo de azul de metileno fosfatado

Azul de metileno medicinal em pó	1,0g
Fosfato de potássio monobásico	1,0g
Fosfato de sódio bibásico	3,0g

Misturar em gral seco.

### Preparo da solução fosfatada de azul de metileno

Azul de metileno fosfatada	1,0g
Água destilada	250ml

Misturar em gral seco.

Preparo da solução fosfatada de azul de metileno

Pesar 1,0g da mistura acima e dissolver em 250ml de água destilada.

Conservar a solução em pissetas (frasco plástico de lavagem).

### Preparo da mistura de sais fosfatados

Fosfato de potássio monobásico	4,0g
Fosfato de sódio bibásico	6,0g

Misturar tudo em gral seco.

### Preparo de água tamponada a 6/4

Sais fosfatado	1,0g
Água destilada	1.000ml

Preparo da água tamponada a 6/4

Pesar 1,0g da mistura de sais fosfatados, acima descrita, e dissolver em 1.000ml de água destilada. Conservar a solução em pissetas.

### Preparo da solução alcoólica de Giemsa

Giemsa em pó	0,75g
Glicerol PA	35ml
Álcool metílico PA	75ml

Colocar a solução num frasco com algumas pérolas de vidro e agitar várias vezes ao dia, até obter a homogeneização. Esta solução deve ser feita em maior volume e mantida em estoque. Para o uso diário, a solução alcoólica deve ser colocada em pequeno frasco conta-gotas, evitando-se sua abertura por tempo prolongado.

Obs: Existem, no mercado, soluções de Giemsa preparadas, caráter PA.

## Preparo do corante de Wright (para coloração dos esfregaços delgados)

Wright em pó	0,10g
Álcool metílico PA	1 00 ml

Colocar o corante num frasco com algumas pérolas de vidro e agitar várias vezes ao dia, até obter a homogeneização.

## Quantificação de parasita

Utilizar o mesmo método de parasitemia da malária

	Parasitas contados	Número de campos microscópicos	Cruzes
	40 a 60	100	½ +
	1	1	+
	2-20	1	++
	21-200	1	+++
	+ 200	1	++++

**Figura 18:**  
Exemplo de  
Contador manual  
de células.

*Adaptado de MINISTÉRIO DA SAÚDE. SECRETARIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE 2005. Manual de diagnóstico laboratorial da malária (Serie A. Normas e Manuais Técnicos). Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. Brasília: Ministério da Saúde, 116p.*

### ATENÇÃO

Para a contagem ter um valor semiquantitativo é de suma importância que a lâmina contenha uma distribuição uniforme do sangue.

*Fonte: MANUAL DE CAPACITAÇÃO NA DETECÇÃO DE Trypanosoma cruzi PARA MICROSCOPISTAS DE MALÁRIA E LABORATORISTAS DA REDE PÚBLICA.*

## Cálculo de rotação da centrífuga

### EQUAÇÃO PARA CÁLCULO DA RCF (Força centrífuga relativa)

$RCF \text{ ou Força } G = 1,12 \times R \times (RPM/1000)^2$  onde

RCF: Força centrífuga relativa

R: Raio

RPM: Rotação por minuto

Onde, R é o raio do rotor em milímetros. O valor do raio (R) pode ser medido de um ponto central da centrífuga até o fundo do tubo, em posição horizontal (conforme a figura B) ou de acordo com o tipo de rotor (conforme figura A).

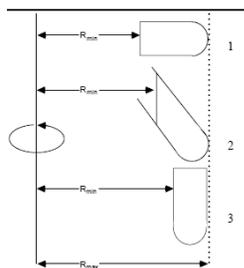


Figura A:  
Tipos de rotors



Figura B:  
Como medir o Raio da centrífuga

Como calcular:

**1º Passo:** medir o raio da centrífuga;

**2º Passo:** Colocar os valores na fórmula.

### EQUAÇÃO PARA CÁLCULO DA RCF

$$G = 11,2 \times R \times \left( \frac{RPM}{1000} \right)^2$$

(Força centrífuga relativa) ou "G"

### EQUAÇÃO PARA CÁLCULO DA RPM

$$RPM = 1000 \times \sqrt{\frac{G}{11,2 \times R}}$$

Fonte: Imagem <http://www.labrede.com.br/portal/files/labinforma-tecnico-centrifugacao.pdf>

## EQUAÇÃO PARA CÁLCULO DA RCF

Exemplo:

Se você tem um R: 10cm

RPM: 3000

$$G = 11,2 \times 10 \times \left( \frac{3000}{1000} \right)^2$$

$$G = 11,2 \times 10 \times 3^2$$

$$G = 11,2 \times 10 \times 9$$

$$G = 11,2 \times 90$$

$$G = 1008 \text{ (valor aproximado)}$$

## EQUAÇÃO PARA CÁLCULO DA RCF

$$RPM = 1000 \times \sqrt{\frac{160}{11,2 \times 10}}$$

$$RPM = 1000 \times \sqrt{\frac{160}{112}}$$

$$RPM = 1000 \times \sqrt{1,42}$$

$$RPM = 1000 \times 1,191$$

$$RPM = 1191 \text{ (valor aproximado)}$$

Ou você pode utilizar a tabela a seguir para determinar a rotação da centrífuga.

## Relação entre a força “g” e o raio da centrífuga para determinar a velocidade da centrífuga (rpm)

rcf (g)	Raio (cm)																		
	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25
900	3391	3172	2991	2837	2705	2590	2488	2398	2317	2243	2176	2115	2058	2006	1958	1913	1871	1831	1794
950	3484	3259	3073	2915	2779	2661	2557	2464	2380	2305	2236	2173	2115	2061	2012	1965	1922	1882	1844
1000	3575	3344	3153	2991	2852	2730	2623	2528	2442	2364	2294	2229	2170	2115	2064	2016	1972	1931	1892
1050	3663	3426	3230	3065	2922	2798	2688	2590	2502	2423	2350	2284	2223	2167	2115	2066	2021	1978	1938
1100	3749	3507	3306	3137	2991	2863	2751	2651	2561	2480	2406	2338	2276	2218	2165	2118	2068	2025	1964
1150	3833	3586	3381	3207	3058	2926	2813	2711	2619	2536	2460	2391	2327	2268	2213	2162	2115	2070	2028
1200	3916	3663	3453	3276	3124	2991	2873	2769	2675	2590	2513	2442	2377	2317	2261	2209	2160	2115	2072
1250	3997	3738	3525	3344	3188	3052	2933	2826	2730	2643	2565	2492	2426	2364	2307	2254	2205	2158	2115
1300	4076	3812	3594	3410	3251	3113	2991	2882	2794	2696	2615	2542	2474	2411	2353	2299	2248	2201	2157
1350	4153	3885	3663	3475	3313	3172	3048	2937	2837	2747	2665	2590	2521	2457	2398	2343	2291	2243	2196
1400	4230	3958	3730	3539	3374	3230	3104	2991	2889	2798	2714	2638	2567	2502	2442	2386	2333	2284	2238
1500	4378	4095	3861	3663	3492	3344	3213	3096	2991	2896	2809	2730	2657	2590	2528	2470	2415	2364	2317
1600	4522	4230	3988	3783	3607	3453	3318	3197	3089	2991	2901	2820	2744	2675	2611	2551	2494	2442	2393
1700	4661	4360	4110	3899	3718	3560	3420	3296	3184	3083	2991	2906	2829	2757	2691	2629	2571	2517	2466
1800	4796	4486	4230	4013	3826	3663	3519	3391	3276	3172	3077	2991	2911	2837	2769	2705	2646	2590	2538
1900	4927	4609	4345	4122	3931	3763	3616	3484	3366	3259	3162	3073	2991	2915	2845	2779	2718	2661	2607
2000	5055	4729	4458	4230	4033	3861	3710	3675	3453	3344	3244	3153	3068	2991	2919	2852	2789	2730	2675
2100	5160	4846	4568	4334	4132	3956	3801	3663	3539	3426	3324	3230	3144	3065	2991	2912	2856	2796	2741
2200	5302	4960	4676	4436	4230	4049	3891	3749	3622	3502	3402	3306	3218	3137	3061	2991	2925	2863	2806
2300	5421	5071	4781	4536	4325	4140	3978	3883	3703	3586	3479	3381	3291	3207	3130	3058	2991	2928	2869
2400	5538	5180	4884	4633	4418	4230	4064	3916	3783	3663	3554	3453	3361	3276	3197	3124	3055	2991	2930
2500	5652	5267	4965	4729	4509	4317	4147	3997	3861	3738	3627	3525	3431	3344	3263	3188	3116	3052	2991
2600	5764	5392	5083	4822	4598	4402	4230	4076	3937	3812	3699	3594	3499	3410	3328	3251	3180	3113	3050
2700	5874	5494	5180	4914	4686	4486	4310	4153	4013	3885	3769	3663	3565	3475	3391	3313	3240	3172	3108
2800	5981	5595	5275	5004	4772	4568	4389	4230	4086	3956	3838	3730	3631	3539	3453	3374	3300	3230	3165
2900	6087	5694	5369	5093	4856	4649	4467	4304	4158	4026	3906	3796	3695	3601	3515	3434	3358	3288	3221

Fonte: adaptado de [http://www.sbp.org.br/upload/conteudo/livro\\_coleta\\_biologica2013.pdf](http://www.sbp.org.br/upload/conteudo/livro_coleta_biologica2013.pdf)

## Confecção de lâmina corada para arquivo

### Materiais necessários



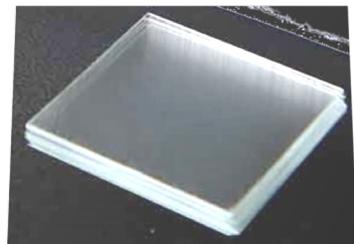
Entellan



Bálsamo do Canadá

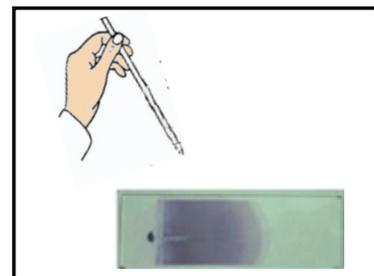


Bastão de vidro

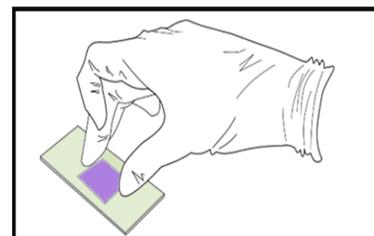


Lamínulas

1) Após a coloração, pegar com o bastão de vidro aproximadamente uma gota de Entellan® (ou mais, dependendo da quantidade de material sobre a lâmina) e depositar sobre o esfregaço. Tomar o cuidado de colocar o Entellan de uma só vez, formando uma gota única, homogênea e sem bolhas;



2) Pegar uma lamínula limpa em álcool-éter 1:1 e colocá-la sobre a gota de Entellan. Deve ser realizada com cuidado, procurando depositar a lamínula de forma mais paralela possível em relação à lâmina e de uma vez só, evitando ao máximo a formação de bolhas;



3) Colocar a lâmina na horizontal em bancada ou suporte sem inclinação, para que o Entellan® se espalhe lentamente por capilaridade ao longo e toda a lamínula. Deve-se aguardar a lâmina estar completamente seca (após 24h) para ser analisada em microscópio ótico (aumento de 100 vezes);



4) Se a amostra corada ocupar grande parte do comprimento da lâmina empregar uma lamínula retangular, com medida 24x50 mm;

5) Se o Entellan® endurecer, colocar um pouco de xilol dentro do frasco e aquecer em temperatura de 60°C o tempo necessário para diluir. Importante não fazer este procedimento próximo ao fogo;

6) Verificar o tipo de corante usado na coloração, pois no caso do Entellan® ele tende a descorar a lâmina, caso tenha sido utilizado eosina azul de metileno.

## Descrição das principais técnicas de exames sorológicos na doença de Chagas.

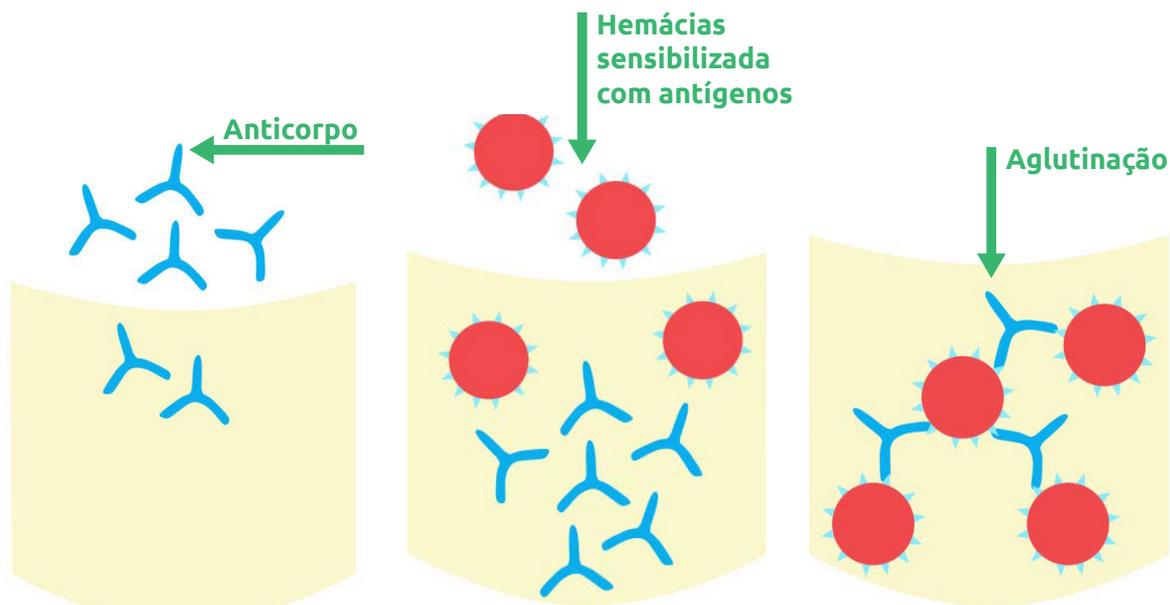
Esses exames detectam anticorpos, antígenos e outros complexos imunológicos.

Na detecção de anticorpos, o exame varia de acordo com a fase da infecção. Na fase aguda da infecção, são investigados os níveis de IgM. Os níveis de IgG são detectados no final da fase aguda e em toda a fase crônica, na qual, são raros os parasitas circulantes.

As técnicas sorológicas, IFI, HAI e ELISA são realizadas no LACEN (Laboratório Central de Saúde Pública do Estado do Pará) e IEC (Instituto Evandro Chagas).

## Teste de Hemaglutinação Indireta – HAI

Baseia-se na aglutinação de hemácias sensibilizadas com antígeno *T. cruzi*, na presença de soro contendo anticorpos contra o parasita.



Adicionam-se anticorpos anti-*T. cruzi* à amostra em uma placa de microtitulação.

Adicionam-se hemácias sensibilizadas com antígeno de *T. cruzi*.

A reação antígeno é visualizada pela aglutinação das hemácias.

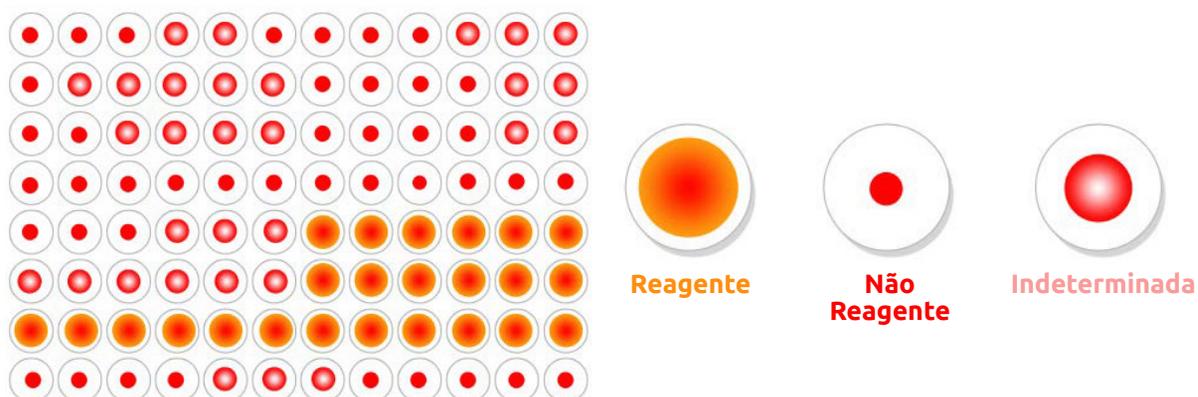
### ATENÇÃO

O teste é feito em placa de poliestireno transparente com 96 cavidades, com fundo em V para microtitulação dos anticorpos anti-*T. cruzi*.

## Leitura na placa

A leitura é feita desarmado (olho nu), colocando a placa de microtitulação contra a luz ou em espelho próprio.

Critérios de definição da amostra	
1. Reagente	Hemácias distribuídas em forma de tapete ou manto, ocupando mais de 50% do fundo da placa.
2. Não reagente	Hemácias acumulada sem forma de botão no fundo do poço.
3. Indeterminada	Diferente dos anteriores.

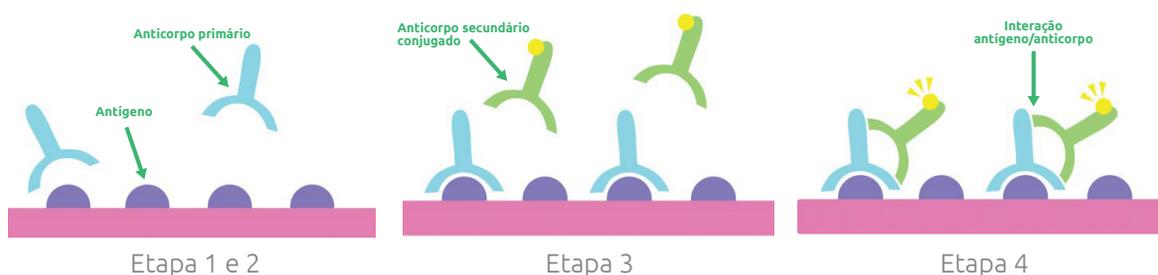


## Observações para análise de resultados de HAI

1. Leia atentamente todas as instruções do fabricante antes de iniciar a reação;
2. Providencie todo o material necessário à execução do teste e que não está contido no conjunto diagnóstico;
3. Não misture os controles, placas de microtitulação, hemácias sensibilizadas com antígeno e diluentes de diferentes lotes e/ou fabricantes;
4. Homogeneize as hemácias observando se não houve aglutinação espontânea, antes de iniciar a reação. Lembre-se: as hemácias autoaglutinadas formam grumos que as tornam impróprias para o uso;
5. Verifique se os reagentes apresentam turvação, precipitação ou alteração de cor, o que os torna impróprios para uso. Não use reagentes com prazo de validade vencido.
6. Execute as diluições da amostra em diluente específico fornecido no conjunto diagnóstico e de acordo com as orientações do fabricante.
7. Lembre-se que é fundamental homogeneizar cada diluição antes de fazer a seguinte e trocar a ponteira.
8. Incube a placa de microtitulação em local sem vibrações.

## Imunofluorescência Indireta - IFI

Baseia-se na investigação da presença de anticorpos anti-*T. cruzi* presentes no soro do paciente.



Etapa 1º e 2º O antígeno é fixado em lâmina de vidro com regiões demarcadas; É adicionada a amostra diluída do anticorpo primário (soro do paciente);

Etapa 3º Adiciona-se o anticorpo secundário conjugado a um revelador (que emite luz);

Etapa 4º O anticorpo anti-*T. cruzi*, presente no soro do paciente infectado, liga-se ao antígeno previamente fixado na placa. Essa ligação permite que o anticorpo secundário reconheça o anticorpo anti *T. cruzi* (primário), emitindo uma luz que é visualizada ao microscópio de fluorescência.

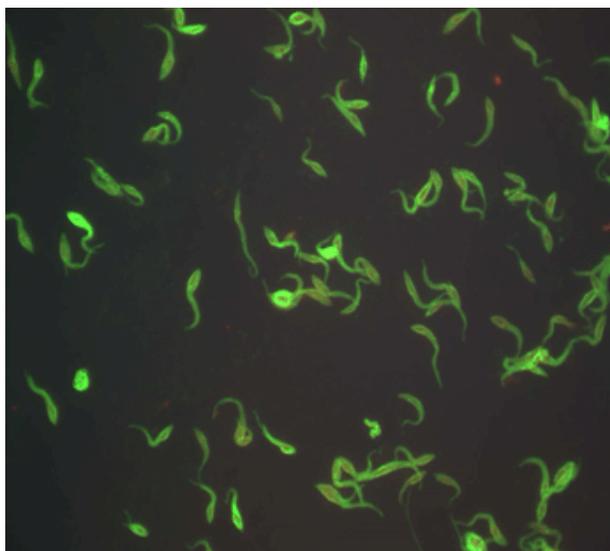
Obs.: Caso o paciente não estiver infectado, não haverá o anticorpo primário e assim não se completará a reação. Resultado negativo.

### ATENÇÃO

Leitura dos resultados: Quando houver divergência nos resultados entre a primeira leitura e a segunda leitura, é imprescindível que uma terceira pessoa leia o resultado para fechar o diagnóstico sorológico (IFI).

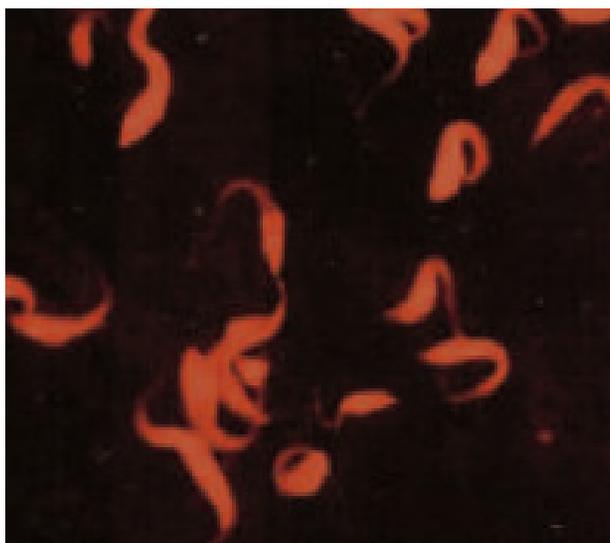
## Resultados

Exemplo de IFI positiva



Fonte: <http://www.saude.sp.gov.br/sucen-superintendencia-de-controle-de-endemias/centros-nucleos-e-laboratorios/laboratorio-de-imunoepidemiologia>

Exemplo de IFI negativa

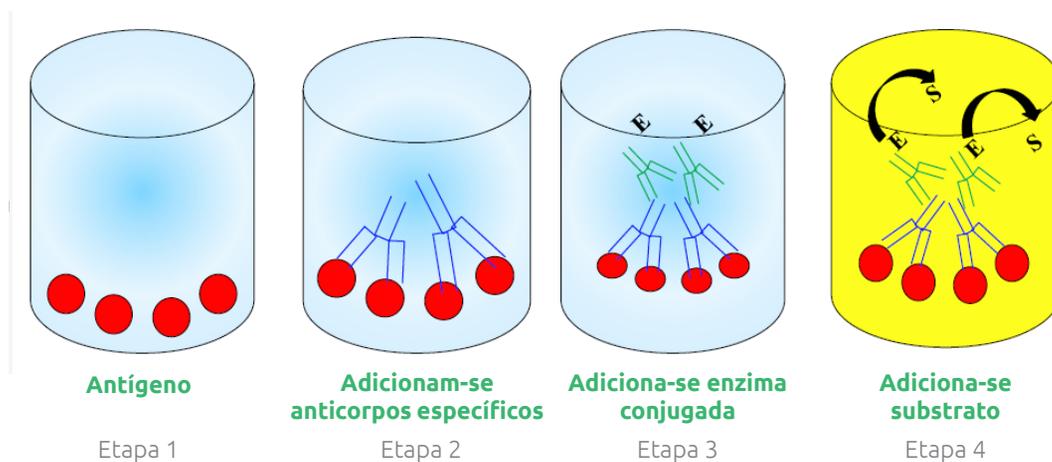


Fonte: [http://www.bio.fiocruz.br/images/stories/pdfs/manuais/doenca-de-chagas/BM\\_004\\_04Bk\\_IFIchagas.pdf](http://www.bio.fiocruz.br/images/stories/pdfs/manuais/doenca-de-chagas/BM_004_04Bk_IFIchagas.pdf).

## Ensaio Imunoenzimático-ELISA

O ELISA é um teste imunoenzimático que se baseia na interação antígeno-anticorpo evidenciada pela ação de uma enzima e o substrato apropriado, e revelada por um cromógeno (substância que revela a ação de uma enzima sobre o substrato por meio de mudança de cor).

Para detecção de anticorpos anti-*T. cruzi* utiliza-se o ELISA indireto.



Etapa 1: microplacas com antígeno *T. cruzi* fixado.

Etapa 2: é adicionada a amostra que, sendo reagente, contém anticorpos específicos que se ligam.

Etapa 3: Adiciona-se enzima conjugada (enzima ligada a um anti-anticorpo) anti-imunoglobulina, ocorre a interação conjugado e anticorpo da amostra;

Etapa 4: adicionam-se o substrato e o cromógeno no poço que estiver com a ligação do anticorpo primário e o secundário, ocorrerá a clivagem do substrato, mudando a cor do meio. Nesta etapa, é adicionada uma solução de bloqueio para interromper o processo de oxidação. Se esse processo não for interrompido haverá aparecimento de cor em todas as amostras levando a resultados falso-positivos. A cor resultante da ação da enzima deve ser lida em espectrofotômetro.

**Observação Importante:** Quanto maior a concentração de anticorpo

primário e secundário no poço da placa, mais intensa a coloração do meio.

*Para maiores informações acesse os links abaixo:*

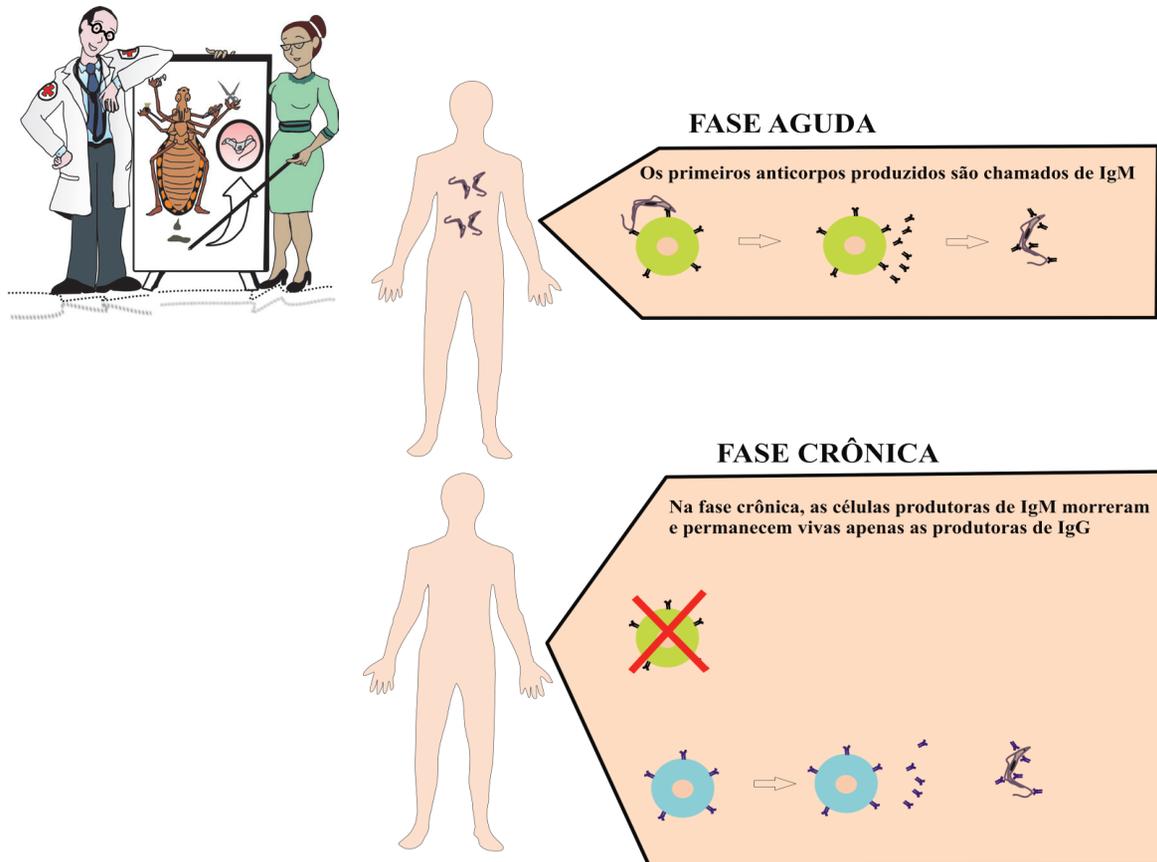
*[http://www.fiocruz.br/ioc/media/Manual\\_Microscopia\\_Coura.pdf](http://www.fiocruz.br/ioc/media/Manual_Microscopia_Coura.pdf)  
[http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/cd07\\_08.pdf#page=46&zoom=auto,-182,208](http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/cd07_08.pdf#page=46&zoom=auto,-182,208)*

## **Resultado**



Imagem de uma placa de ELISA com resultado positivo.

## Dúvidas Frequentes



As células do sistema imune **responsáveis pela produção de anticorpos** são chamadas de **Linfócitos B**.

Ao **serem formados, todos os linfócitos B** possuem em sua membrana **uma molécula chamada IgM** (ou imunoglobulina do tipo M).

Por esse motivo, a **IgM é o primeiro anticorpo liberado por um linfócito B**, quando estimulado a responder contra um parasita.

Em uma pessoa infectada, com o passar do tempo, **os linfócitos B podem ser estimulados por outras células do sistema imune e passam então a produzir um outro tipo de anticorpo, a IgG**.

Os linfócitos B produtores de IgM morrem com o passar da fase aguda e a diminuição do número de parasitas circulantes no paciente, mas, **alguns linfócitos B produtores de IgG são mais resistentes e se tornam as chamadas "células de memória"**.

**O resultado da sorologia de um paciente, contra antígenos do parasita, deve ser interpretado da seguinte forma:**

**Pacientes em fase aguda (com *T. cruzi* na circulação):**

São positivos para IgM e negativos para IgG em uma fase bem inicial ou positivos para IgM e positivos para IgG em um período mais tardio da fase aguda.

**Pacientes em fase crônica**

são IgM negativos e IgG positivos

**O que são os resultados falso-positivos?**

Os testes de sorologia são baseados no reconhecimento de um anticorpo (IgM ou IgG) “contra” um antígeno (pedacinho) do parasita. Uma pessoa com doença de Chagas, vai produzir anticorpos IgM e/ou IgG “contra” o *Trypanosoma cruzi*.

Pesquisadores mostraram que a *Leishmania* possui antígenos “parecidos” com o *T. cruzi*, por esse motivo, alguns testes de sorologia podem sugerir que o paciente esteja infectado com o *T. cruzi*, mas na verdade o paciente está com Leishmaniose. Esse resultado FALSO-POSITIVO para Chagas se explica pela semelhança dos antígenos dos dois parasitas. Por esse motivo, recomenda-se utilizar mais de um tipo de teste, quando o resultado for duvidoso.

## Notificação do caso de doença de Chagas aguda

A doença de Chagas aguda é um agravo de NOTIFICAÇÃO COMPULSÓRIA e todos os casos devem ser imediatamente notificados ao Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN).



Todos os recém-nascidos e lactentes de mãe com infecção por *T. cruzi* são considerados como portadores de doença de Chagas congênita, em fase aguda; sendo, portanto, de notificação obrigatória.

Obs: Comunicado via telefone, seguindo a hierarquia do serviço.

*MONTEIRO, M. R; C.C, SOUZA, D. S. M. Manual de recomendações para diagnóstico, tratamento e seguimento ambulatorial de portadores de doença de chagas. 1ª ed. Belém. 2013.*

## Preenchimento da ficha do SINAN

### Importante

- Preencher com letra legível e sem abreviação;
- Todos os campos na parte de exames realizados devem ser preenchidos, mesmo que não tenha sido realizado;
- Colocar na observação a data do início do tratamento.





<p>Assinalar os sinais e sintomas relatados pelo Paciente. Se não apresentar nenhum, Assinalar 1 no quadro Assintomático.</p>	<p>Preencher com o código correspondente aos resultados de cada tipo de exame parasitológico direto realizado.</p>	<p>Preencher com o código correspondente aos resultados de cada tipo de exame parasitológico indireto realizado.</p>	<p>Preencher com o código correspondente aos resultados de sorologia pelo método IMUNOFLUORESCÊNCIA INDIRETA (IFI) para IgM e IgG na primeira e segunda amostra, respectivamente, anotando os valores de titulação correspondente a cada amostra.</p>
<p><b>Dados Clínicos</b></p> <p>41 Sinais e Sintomas</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p> <p><input type="checkbox"/> Edema de face/membros <input type="checkbox"/> Sinais de Meningoencefalite</p> <p><input type="checkbox"/> Assintomático <input type="checkbox"/> Hepatomegalia <input type="checkbox"/> Sinais de ICC</p> <p><input type="checkbox"/> Febre Persistente <input type="checkbox"/> Esplenomegalia <input type="checkbox"/> Chagoma de Inoculação/sinal de Romaña</p> <p><input type="checkbox"/> Astenia <input type="checkbox"/> Esplenomegalia</p>	<p><b>Dados do Laboratório</b></p> <p>42 Exames Realizados</p> <p>43 Parasitológico Direto</p> <p>1 - Positivo <input type="checkbox"/> 2 - Negativo <input type="checkbox"/> 3 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>44 Parasitológico Indireto</p> <p>1 - Positivo <input type="checkbox"/> 2 - Negativo <input type="checkbox"/> 3 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>45 Resultado da Sorologia para ELISA</p> <p>1 - Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> IgM <input type="checkbox"/> IgG <input type="checkbox"/></p> <p>2 - Não-Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>3 - Inconclusivo <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>4 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>46 Resultado da Imunofluorescência Indireta - IFI</p> <p>1 - Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> 1: <input type="checkbox"/> Titulos <input type="checkbox"/></p> <p>2 - Não-Reagente <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/> 1: <input type="checkbox"/></p> <p>3 - Inconclusivo <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>4 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>47 Resultado da Hemoaglutinação</p> <p>1 - Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> IgM <input type="checkbox"/> IgG <input type="checkbox"/></p> <p>2 - Não-Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>3 - Inconclusivo <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>4 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>48 Resultado do Histopatológico (biópsia/necrópsia)</p> <p>1 - Positivo <input type="checkbox"/> 2 - Negativo <input type="checkbox"/></p> <p>49 Droga Utilizada no Tratamento Específico</p> <p>1 - Benznidazol <input type="checkbox"/> 2 - Outro <input type="checkbox"/></p> <p>50 Tipo de Tratamento</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p> <p>51 Tempo de tratamento (em dias)</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p>	<p><b>Dados do Laboratório</b></p> <p>46 Data da coleta S1</p> <p>47 Data da coleta S2</p> <p>50 Resultado da Imunofluorescência Indireta - IFI</p> <p>1 - Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> 1: <input type="checkbox"/> Titulos <input type="checkbox"/></p> <p>2 - Não-Reagente <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/> 1: <input type="checkbox"/></p> <p>3 - Inconclusivo <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>4 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>48 Resultado do Histopatológico (biópsia/necrópsia)</p> <p>1 - Positivo <input type="checkbox"/> 2 - Negativo <input type="checkbox"/></p> <p>49 Droga Utilizada no Tratamento Específico</p> <p>1 - Benznidazol <input type="checkbox"/> 2 - Outro <input type="checkbox"/></p> <p>50 Tipo de Tratamento</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p> <p>51 Tempo de tratamento (em dias)</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p>	<p><b>Dados do Laboratório</b></p> <p>46 Data da coleta S1</p> <p>47 Data da coleta S2</p> <p>50 Resultado da Imunofluorescência Indireta - IFI</p> <p>1 - Reagente <input type="checkbox"/> S1 <input type="checkbox"/> 1: <input type="checkbox"/> Titulos <input type="checkbox"/></p> <p>2 - Não-Reagente <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/> 1: <input type="checkbox"/></p> <p>3 - Inconclusivo <input type="checkbox"/> S2 <input type="checkbox"/></p> <p>4 - Não Realizado <input type="checkbox"/></p> <p>48 Resultado do Histopatológico (biópsia/necrópsia)</p> <p>1 - Positivo <input type="checkbox"/> 2 - Negativo <input type="checkbox"/></p> <p>49 Droga Utilizada no Tratamento Específico</p> <p>1 - Benznidazol <input type="checkbox"/> 2 - Outro <input type="checkbox"/></p> <p>50 Tipo de Tratamento</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p> <p>51 Tempo de tratamento (em dias)</p> <p>1 - Sim <input type="checkbox"/> 2 - Não <input type="checkbox"/> 9 - Ignorado <input type="checkbox"/></p>
<p>Assinalar os sinais e sintomas relatados pelo Paciente. Se não apresentar nenhum, Assinalar 1 no quadro Assintomático.</p>	<p>Preencher a data da coleta do exame parasitológico direto (ex. a fresco, gota espessa, esfregaço, Strout, microhematócrito, QBC etc.)</p>	<p>Preencher com o código correspondente aos resultados de cada tipo de exame parasitológico indireto realizado.</p>	<p>Preencher com o código correspondente aos resultados de sorologia pelo método ELISA para IgM e IgG na primeira e segunda amostra, respectivamente.</p>

Preencher quais foram as medidas de controle tomadas e escrever as medidas que não estão listadas na ficha.

<b>Medidas de Controle</b>	<input type="checkbox"/> 56 Medidas Tomadas 1 - Sim 2 - Não se Aplica 3 - Não se Aplica 9 - Ignorado	<input type="checkbox"/> Controle de Tratamentos <input type="checkbox"/> Fiscalização Sanitária em Unidade de Hemoterapia <input type="checkbox"/> Outros _____	<input type="checkbox"/> Implantação de Normas de Biossegurança em Laboratório <input type="checkbox"/> Outros _____
----------------------------	--	--	---

Se confirmado: informar se o caso é natural da região. Se for indeterminado, não preencher o local provável de Infecção

<b>57</b> Classificação Final	<input type="checkbox"/> 1-Confirmado 2-Descartado <input type="checkbox"/> 3- Clínico	<b>58</b> Critério de Confirmação/Descartado	<input type="checkbox"/> 1- Laboratório <input type="checkbox"/> 2- Clínico-Epidemiológico <input type="checkbox"/> 3- Clínico	<b>59</b> Evolução do Caso	<input type="checkbox"/> 1-Vivo <input type="checkbox"/> 2-Óbito por D. Chagas Aguda <input type="checkbox"/> 3-Óbito por outras causas <input type="checkbox"/> 9- Ignorado	<b>60</b> Data do Óbito	____/____/____
-------------------------------	---	--	--	----------------------------	---	-------------------------	----------------

Informar o nome do município Provável da infecção

<b>61</b> Modo Provável da Infecção	<input type="checkbox"/> 1- Transfusional 2- Vetalorial <input type="checkbox"/> 3- Vertical <input type="checkbox"/> 4- Adental 5- Oral 6- Outra _____ <input type="checkbox"/> 9- Ignorada	<b>62</b> Local Provável da Infecção (no período de 120 dias)	<input type="checkbox"/> 1- Unidade de Hemoterapia 2- Domicílio <input type="checkbox"/> 3- Laboratório 4- Outro _____ <input type="checkbox"/> 9- Ignorado
-------------------------------------	---	---	---

Informar as observações necessárias para completar a investigação

<b>63</b> O caso é autóctone do município de residência?	<input type="checkbox"/> Sim 2- Não 3- Indeterminado	<b>64</b> UF	<b>65</b> País
<b>66</b> Município	<b>67</b> Distrito	<b>68</b> Bairro	<b>69</b> Data do Encerramento
<b>69</b> Doença Relacionada ao Trabalho	<b>70</b> Código (IBGE)		
1 - Sim 2 - Não 9 - Ignorado			

Nome completo e função do responsável pela investigação

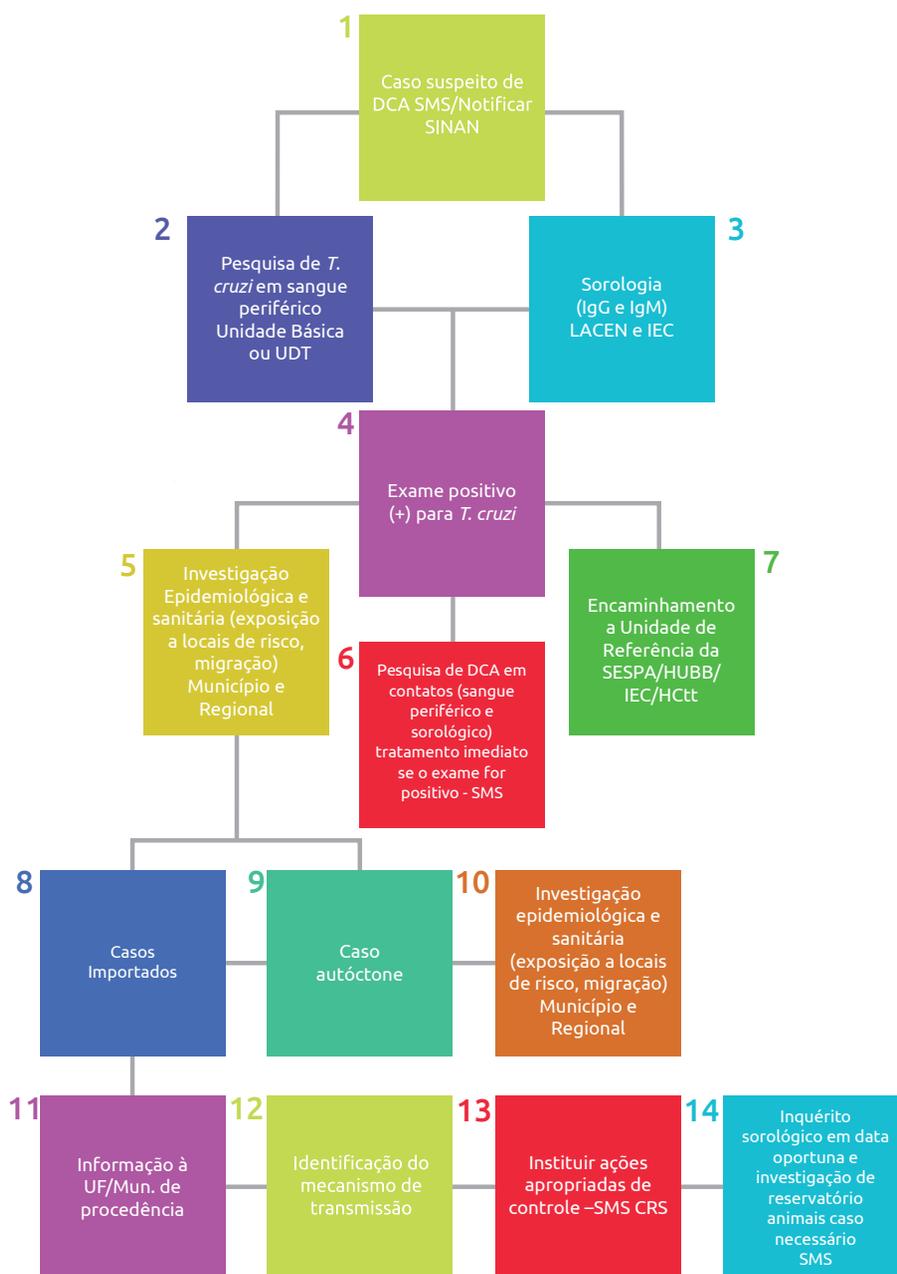
<b>Investigador</b>	<b>Município/Unidade de Saúde</b>	<b>Cód. da Unid. de Saúde</b>
Nome _____	Doença de Chagas Aguda	Assinatura _____
Função _____	Sinan NET	SVS 08/10/2009

Registrar a assinatura do responsável pela investigação

Informar a data do encerramento da investigação do caso. Ex: 30/10/2014. OBS: se o campo 56 estiver preenchido.

Informar a sigla da Unidade Federada ao local provável de infecção. Ex: PA e país que corresponde ao local provável da infecção

## Fluxograma de Investigação de doença de Chagas Aguda



## Fluxograma - Passo a passo

1 – Paciente com Febre prolongada por mais de 7 dias residente ou visitante em área de risco (ocorrência de triatomíneo), e uma ou mais manifestações clínicas:

Edema de face ou membros, icterícia, sangramento digestivo, dor de cabeça, dor de estômago, falta de ar, cansaço, palidez, anemia, tosse seca, dor no peito, náuseas, vômito, hepatoesplenomegalia (aumento do fígado e baço).

Todos os suspeitos de DCA devem ser notificados obrigatoriamente no SINAN.

1.1 - Com caso suspeito deve-se entrar em contato imediato com Vigilância epidemiológica da SMS (secretaria municipal de saúde) que deverá proceder;

Ao exame diagnóstico parasitológico direto, coleta de amostra de sangue para sorologia que deve ser enviada ao LACEN, tratamento imediato se o exame for positivo no parasitológico e se necessário encaminhamento a referências: Hospital Universitário João de Barros Barreto, Hospital Regional do Marajó e Hospital Fundação de Clínicas Gaspar Vianna (se for emergência cardiológica) com a devida guia de referência e contra-referência da SMS;

- A vigilância sanitária deve ser acionada sempre que houver suspeita de transmissão oral;

Ao mesmo tempo a Coordenação Estadual de Chagas deverá ser informada IMEDIATAMENTE do caso suspeito para acompanhamento e monitoramento da situação;

- À atenção básica da SMS (Agente Comunitário de Saúde, enfermeiros, médicos, etc.) cabe o acompanhamento do caso segundo protocolo do Ministério da Saúde por 05 anos para minimizar a ocorrência de manifestações crônicas (mega cólon, mega baço, mega cardio, etc.)

2 – Métodos Diretos (onde se visualiza o parasita direto no sangue)

Exame a Fresco: Gota de sangue colhido em polpa digital ou sangue venoso e lido em lâmina (lido até 30 min. Pós coleta). Exame de PRIMEIRA escolha para detectar o parasita no sangue;

- Creme Leucocitário ou Strout: consiste na pesquisa do parasito no sangue pós-centrifugação. Exame de SEGUNDA escolha para detectar o parasito no sangue venoso;

- Gota espessa: exame de terceira escolha para baixa sensibilidade para doença de Chagas;

3 – Métodos Indiretos (Sorologia): Medem a reação ao parasito (Anticorpos) e são feitos no LACEN (referência Estadual para exames de Chagas):

- IFI – Imunoflorescência Indireta (IgM e IgG), HAI e ELISA. Ambos processadas no LACEN;

Hemaglutinação indireta ELISA;

Para qualquer dúvida o LACEN conta com o Lab. De Referência Nacional – FUNED/MG

4 – Exame Positivo para *T. cruzi*:

Caso positivo por exame parasitológico direto;

Caso positivo por exame sorológico com duas sorologias consecutivas associado à clinica e epidemiologia (segundo critério do Guia de Atenção Básica)

Acrescentar os dados na ficha de notificação (SINAN)

5 – Por meio da ficha do SINAN a investigação epidemiológica é iniciada com o objetivo de investigar o caso, detectar possível meio de transmissão e exposição à locais de risco. A investigação sanitária deve ser realizada pelo Município e supervisionado pela Regional segundo o padrão de investigação de VEDTA/MS

6 – A vigilância epidemiológica deverá proceder a investigação para identificar os contatos do caso positivo, sejam eles familiares, amigos ou colegas de trabalho. Todos, independente de ter sintoma ou não, devem ser submetidos aos mesmos exames que o caso positivo ou caso índice (primeiro caso detectado) e ainda devem ser notificados.

7 – O paciente de DCA se diagnosticado precocemente, dificilmente necessita de internação. Caso seja necessário, a SMS pode encaminhar, com guia apropriado o paciente à referência ambulatorial (Hospital Universitário João de Barros Barreto) e caso necessário à referência para emergência cardiológica (Hospital Fundação de Clínicas Gaspar Vianna).

A SMS pode ainda encaminhar o paciente às referências regionais (hospitais regionais), mas deve sempre informar a Coordenação Estadual de Chagas sobre estes procedimentos;

8 – Caso importado – caso que não pertence à SMS onde o paciente está localizado. Esta informação só pode ser confirmada durante a investigação do caso de DCA e a SMS de origem deste paciente deve ser informada imediatamente;

9 – Caso autóctone: caso que pertence à SMS onde o paciente está localizado. Esta informação só pode ser confirmada por meio de investigação pela vigilância epidemiológica;

10 – É executada pela equipe de entomologia do Centro Regional de Saúde em que o caso está inserido e sempre guiado pela vigilância epidemiológica. A coordenação de endemias do CRS respectivo deverá acompanhar o processo de investigação e auxiliar a SMS. A investigação entomológica é tão fundamental quanto a epidemiológica.

11 – informar à UF ou SMS de procedência em caso do paciente suspeito ou positivo não pertencer aquela UF ou SMS para as devidas providências;

12 – O mecanismo de transmissão deve ser identificado para a realização das medidas adequadas de controle. Caso a suspeita seja de transmissão oral, mais pacientes estarão contaminados e pelo período de incubação de DCA

por transmissão oral os casos tendem a ser mais graves, portanto devem ser diagnosticados imediatamente. Caso a suspeita seja por transmissão vetorial a epidemiologia deve acionar **IMEDIATAMENTE** a equipe de entomologia do CRS correspondente. Em todos os casos os outros mecanismos de transmissão devem ser avaliados também.

13 – De acordo com a investigação epidemiológica, sanitária e entomológica as medidas de controle serão aplicadas.

14 – O inquérito sorológico só ocorrerá mediante a avaliação da vigilância epidemiológica da SMS em conjunto com a Coordenação Estadual de Chagas por conta da demanda de amostras processadas no LACEN e período de ocorrência de casos o que pode ocasionar aumento de exames e por conseguinte demora nos diagnósticos;

A investigação de reservatórios os animais (silvestres e domésticos) pode ser realizada, mas depende **EXCLUSIVAMENTE**, da decisão da Coordenação Chagas em consonância com a SMS e disponibilidade do Laboratório de Referência Nacional de Tripanossomatídeos/FIOCRUZ/RJ, única referência oficial para esta investigação no Brasil.

## Glossário

AGENTE ETIOLÓGICO: Algo que causa doença.

ÁGUA TAMPONADA : Substância para vedar com tampão.

AMASTIGOTAS: Forma ovóide, fase intracelular (dentro da célula).

ANEDÓTICOS: Relativo a piada.

ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária.

BARBEIRO: Inseto transmissor da doença de Chagas.

BIOSSEGURANÇA: Conjunto de normas que rege a segurança na atividade com materiais biológicos ou organismos vivos.

CALAFRIOS: frio interior acompanhado de tremor convulsivo.

CEFALEIA: dor de cabeça.

CHAGOMA DE INOCULAÇÃO: lesão eritemoviolácea (vermelhidão), pouco dolorosa, com adenomegalia (aumento dos gânglios), ocasionada pela penetração do *Trypanosoma cruzi*.

CINETOPLASTO: Organela relacionada com o movimento dos flagelos.

Características de protozoários flagelados (*Trypanosoma cruzi*).

COLONIZAR: Criar colônia ou habitar.

CONVULSÕES: Nome aplicado aos acessos de contrações musculares que ocorrem em crises violentas e involuntárias.

CONAMA - Conselho Nacional de Meio Ambiente.

DESEMOGLOBINIZAÇÃO: Ruptura das hemácias e da membrana dos leucócitos.

DESINFECÇÃO: processo de eliminação ou destruição de microrganismos na forma vegetativa independentes de serem patogênicos ou não, presentes nos artigos e objetos inanimados. A desinfecção pode ser de baixo, médio ou alto nível. Pode ser feita através do uso de agentes físicos ou químicos.

**DIAGNÓSTICO:** Fase de investigação sobre a natureza e as causas de determinada doença.

**DIARREIA:** Aumento da quantidade ou volume de líquidos das evacuações. Na maioria das vezes resultado de infecções digestivas ou absorção de toxinas.

**DISPNEIA:** Dificuldade de respirar.

**DISTENSÃO FINA OU GOTA ESPESSA:** Método diagnóstico para identificar microorganismos através do sangue.

**DOENÇA DE CHAGAS:** Doença causada pelo parasito *Trypanosoma cruzi*.

**ECLODIR:** Sair de ovo, casca, surgir.

**EDEMA:** Inchaço. Excesso de líquidos em tecidos do organismo.

**ELISA - Enzyme Linked Immunosorbent Assay (Ensaio Imunoenzimático).**

Método de quantificação de antígeno que está imóvel em uma superfície, ligado a um anticorpo.

**EPI: EQUIPAMENTO DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL.**

**EPIDEMIOLOGIA:** Estudo da distribuição e de fatores que determinam uma doença.

**EPIGASTRALGIA:** Dor na parte médio superior do abdomen.

**EPIMASTIGOTAS:** É a forma encontrada no tubo digestivo do vetor (barbeiro), não é infectante para os vertebrados. Tem forma bastante variada, apresenta o cinetoplasto junto ao núcleo. Possui flagelo e membrana ondulante do *trypanosoma cruzi*.

**ESDRÚXULOS:** Fora dos padrões, esquisito, extravagante .

**EXÓTICO:** Esquisito.

**ESPÉCIES:** Classe de seres ou coisas da mesma natureza.

**ESPLENOMEGALIA:** Aumento do Baço.

**ESTÁDIO:** Período entre duas mudas sucessivas ou entre eclosão e a primeira muda. Cada uma das fases pelas quais o inseto passa durante a vida.

**EXANTEMA:** Lesão cutânea( lesão avermelhada da pele) que ocorre em doenças ou provocada por doenças.

**EXÚVIA:** Tegumento (camada externa de tecido) deixado pelos artrópodes após a muda.

**FITÓFAGO:** Que se alimenta de folhas.

**FOSFATO DE POTÁSSIO MONOBÁSICO:** É um agente tamponador.

**FOSFATO DE SÓDIO BIBÁSICO:** É um agente tamponador.

**GÊNERO:** Conjunto de espécie com a mesma origem ou particularidades. Categoria que agrupa espécies relacionadas entre si.

**GENITÁLIA:** Conjunto de órgãos sexuais.

**GIEMSA:** Corante utilizado em métodos diagnóstico.

**GRAL:** Utensílio em que se tritura qualquer coisa com um pilão.

**HÁBITO:** Modo usual de ser, costume.

**HAI - Teste de Hemaglutinação Indireta.**

**HEMÁCIAS:** Glóbulos vermelhos.

**HEMATÓFAGO:** Que se alimenta de sangue.

**HEMOCULTURA:** Cultura de sangue para diagnosticar a presença de Microorganismos.

**HEPATOMEGALIA:** Aumento anormal do fígado.

**HIPERTROFIA:** Crescimento excessivo de um órgão ou parte dele.

**HIPOCLORITO DE SÓDIO:** Composto químico usado para desinfectar e utilizado também como alvejante.

**HIPOTÉTICO:** Baseado em suposição, duvidoso, incerto.

**HOSPEDEIROS:** Que abriga e ou nutre outro organismo.

**ICTERÍCIA:** Coloração amarelada da pele e olhos resultante da presença anormal de bÍlis no sangue.

IFI: Imunofluorescência indireta. Técnica que permite a detecção de moléculas específicas, através da utilização de um anticorpo marcado com fluorescência.

INFECÇÃO: Doença causada pela presença e desenvolvimento de microorganismos.

INTERCÂMBIO: Troca.

LEUCÓCITOS: Glóbulos brancos do sangue.

MAMÍFEROS: Classe de animais vertebrados que possuem glândulas mamárias, corpo geralmente coberto por pelos, coração com quatro câmaras, pulmões grandes e elásticos, cavidade torácica e abdominal separadas por diafragma e fecundação interna.

NINFA: Etapa da metamorfose de alguns insetos. Corresponde à fase jovem de desenvolvimento, onde o inseto torna-se cada vez mais semelhante ao adulto.

NOTIFICAÇÃO COMPULSÓRIA: A comunicação da ocorrência de determinada doença ou agravo à saúde, feita à autoridade sanitária por profissionais de saúde ou qualquer cidadão, para fim de adoção de medidas de intervenção pertinentes.

PANSTRONGYLUS: Gênero de insetos do grupo dos triatomíneos (barbeiros).

PARASITO: Organismo que vive associado a outro do qual se beneficia e ao qual causa dano.

PARASITOLÓGICO: relativo a parasitologia (estudo dos parasitas).

PERCEVEJOS: Nome popularmente aos insetos cimicídeos (Família dos cimicidae).

PERFUROCORTANTES: que têm ponta ou gume, materiais utilizados para perfurar ou cortar.

PERIDOMICÍLIO: Área em torno do domicílio.

PERÍODO DE INCUBAÇÃO: Período de tempo entre a aquisição de uma doença e a sua manifestação.

**PÉROLAS DE VIDRO:** Tem a função de equilibrar a energia cinética contida no balão, evitando que haja projeção da substância para fora do recipiente.

**PISTILO:** Utensílio usado para triturar qualquer coisa.

**PIPETA:** Tubo de vidro usado em laboratório para aspirar líquidos.

**PISSETA:** Garrafinha plástica com bico acoplado usada para lavagens de materiais através de jatos de água, álcool ou outros solventes. Também serve como recipiente para esses líquidos.

**PORTADORES:** Quem se encontra infectado por germes de uma doença.

**PREDADOR:** Que caça, devora.

**PROMISCUIDADE:** Relacionamento sexual com muitos parceiros.

**REGUGIRTAÇÃO:** Expelir o excesso que está no estômago.

**RESERVATÓRIO:** Pessoa, animal, objeto ou substância, em que um agente biológico pode persistir, manter sua habilidade ou crescer e multiplicar-se, de modo a poder ser transmitido a um hospedeiro.

**RHODNIUS** - Gênero pertence à subfamília Triatominae.

**ROBUSTA:** Forte.

**RSS** – Resíduos de Serviços de Saúde.

**SECREÇÕES:** Produção e liberação de substâncias por glândulas.

**SEIVA:** Líquido com propriedades nutritivas que circula no interior dos vegetais.

**SESPA** – Secretaria de saúde do Estado do Pará.

**SINAL DE ROMAÑA:** Lesão inflamatória com edema e eritema no local da picada, principalmente, perto do olho.

**SINAN** - Sistema de Informação de Agravos de Notificação.

**STROUT:** Exame de diagnóstico que consiste em deixar o sangue coagular e retrair o coágulo. Os parasitos são retirados do coágulo à medida que este se retrai, concentrando-se no soro, que pode ser centrifugado para exame do sedimento ou inoculação em animais de laboratório.

**TAQUICARDIA:** Atividade cardíaca anormal, com excessiva frequência das pulsações.

**TORPOR:** Ausência de reação à estímulos comuns .

**TRANSFUSÃO:** Injeção de sangue ou de um de seus componentes na corrente sanguínea em um indivíduo.

**TRANSPLANTE:** Transferência de tecido, órgão ou parte dele para outra parte do corpo ou para outro corpo.

**TRIPOMASTIGOTAS:** Fase extracelular, que circula no sangue. Apresenta flagelo e membrana ondulante em toda a extensão lateral do parasito. O cinetoplasto se localiza na extremidade posterior do parasito. Esse estágio evolutivo está presente na fase aguda da doença, constituindo a forma infectante para os vertebrados.

**VERTEBRADOS:** Espécies que compreende peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos, caracterizados pela presença de coluna vertebral segmentada e do crânio que protege o cérebro.

**VETOR:** Um organismo que carrega um parasita para um hospedeiro.

**VIAS DE TRANSMISSÃO:** percurso feito pelo agente biológico a partir da fonte de exposição até o hospedeiro. A transmissão pode ocorrer das seguintes formas: 1. Direta: transmissão do agente biológico, sem a intermediação de veículos ou vetores. 2. Indireta: transmissão do agente biológico por meio de veículos ou vetores.

## Referências Bibliográficas

AGÊNCIA FIOCRUZ de Notícias, Saúde e Ciência para todos. Doença de Chagas. Disponível em: <http://www.agencia.fiocruz.br/doen%C3%A7a-de-chagas>. Acesso em: 19 de jul. 2015.

AGÊNCIA PARÁ. Palestra alerta sobre transmissão específica de Chagas no Pará. 15 abr. de 2015. Disponível em <[http://agenciapara.com.br/noticia.asp?id\\_ver=110667](http://agenciapara.com.br/noticia.asp?id_ver=110667)>. Acesso em: 06 de jul. 2015.

AGÊNCIA PARÁ. Sespa oficializa fluxo de assistência em doença de Chagas. Disponível em: <http://www.crfpa.org.br/sitesed/tp8/index.php=&tipo=noticia&id=5793114797483592>. Acesso em: 27 de jul. 2015.

AGUILAR, H.M., ABAD-FRANCH, F., DIAS, J.C., JUNQUEIRA, A.C., COURA JR. Chagas disease in the Amazon Region. Mem Inst. Oswaldo Cruz. Vol. 102 (1). P 47-56. Out. 2007.

AIRES. C. A. M. et al. Biossegurança em transporte de material biológico no âmbito nacional: um guia breve. Disponível em: <http://scielo.iec.pa.gov.br/pdf/rpas/v6n2/v6n2a10.pdf>. Acesso 11.jun.2016.

ALMEIDA, Bethânia R. de; SANTILIANO, Faniano C. Levantamento Dos Métodos De Diagnóstico Para A Doença De Chagas Espírito Santo 2012.

ALMEIDA, D. R. Insuficiência Cardíaca da Doença de Chagas. Divisão de insuficiência Cardíaca e Miocardiopatia da Universidade Federal de São Paulo – UNIFESP-E. Revista da Sociedade de Cardiologia do Rio Grande do Sul. nº 03. Set/Out/Nov/Dez 2004.

ANVISA/Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Gerenciamento do Risco Sanitário na Transmissão de Doença de Chagas Aguda por Alimentos. Informe Técnico no 35, de 19 de junho de 2008. Disponível em: <[http://www.anvisa.gov.br/alimentos/informes/35\\_190608.htm](http://www.anvisa.gov.br/alimentos/informes/35_190608.htm)>. Acesso em: 16 de ago. 2015.

ANVISA. PROTOCOLO DE USO DE EPI. Orientações sobre a necessidade do uso de Equipamentos de Proteção Individual (EPI's) para os serviços de Portos, Aeroportos, Fronteiras e Recintos Alfandegados. Brasília, 2009.

ARGOLO, A. M., FELIX, M., PACHECO, R., COSTA, J. Doença de Chagas e seus Principais Vetores no Brasil. Rio de Janeiro: Imperial Novo Milênio. 2008. 63.

BIBLIOTECA FHCGV. Notal Jornal de Chagas. 2010. Disponível em: <https://bibliotecafhcgv.files.wordpress.com/2010/12/notal-jornal-chagas.pdf>. Acesso em: 27 de jul. 2015.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Políticas de Saúde Programa Nacional de DST e Aids. Técnicas para Coleta de Sangue. Brasília 2001.

BRASIL. Anvisa. Manual Técnico para Investigação da Transmissão de Doenças pelo Sangue. Brasília, 2004.

BRASIL M. NR 32 - SEGURANÇA E SAÚDE NO TRABALHO EM SERVIÇOS DE SAÚDE. 485 2005.

BRASIL. Ministério da Saúde. Manual de Diagnóstico laboratorial da Malária. 2ª ed. Brasília. 2009.

BRASIL. Manual de treinamento para teste rápido hepatites B (HBsAg) e C (anti-HCV). Brasília 2011.

BRASIL. Procuradoria Geral da República. Secretaria-Geral Plano de Gerenciamento dos Resíduos de Serviços de Saúde da Procuradoria Geral da República. - Brasília: PGR/SSI-Saúde/SA, 2012. 96 p.il.

BRASIL. Portal da Saúde SUS. Doença de Chagas. Disponível em: [portal.saude.gov.brhttp://portalsaude.saude.gov.br/index.php/oministerio/principal/secretarias/svs/doenca-de-chagas](http://portalsaude.saude.gov.br/index.php/oministerio/principal/secretarias/svs/doenca-de-chagas). Acesso em: 03 de nov. 2013.

BRASIL. Doença de Chagas. Disponível em: [portal.saude.gov.br](http://portal.saude.gov.br). Acesso em: 03 nov. 2013.

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. Doenças infecciosas e parasitárias : guia de bolso / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. 8 a . Brasília: MS; 2013. 448 p.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria-Executiva. Subsecretaria de Assuntos Administrativos. Educação Permanente em Saúde um movimento instituinte de novas práticas no Ministério da Saúde: Agenda 2014. Ministério da Saúde, Secretaria-Executiva, Subsecretaria de Assuntos Administrativos. – 1. ed., 1. reimpr. – Brasília : Ministério da Saúde, 2014. P.120.

BRASIL. Ministério da Saúde. Sistema de Informação de Agravos de Notificação – SINAN NET. Doença de Chagas Aguda: casos confirmados 2011. Disponível em: <http://dtr2004.saude.gov.br/sinanweb/tabnet/dh?sinannet/chagas/bases/chagasbrnet.def> . Acesso em: 16 de ago. 2015.

BRASIL. Ministério da Saúde do Brasil/Secretaria Nacional de Vigilância em Saúde/ Sistema de Notificação de Agravos de Notificação (SINAN). Doença de Chagas Aguda \* Manual Prático de Subsídio à Notificação Obrigatória no SINAN, 2004. Disponível em: [http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/doenca\\_chagas\\_aguda\\_manual.pdf](http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/doenca_chagas_aguda_manual.pdf). Acesso em 19 ago. 2015.

BRUM-SOARES, L.M., XAVIER, S.S., SOUSA, A.S., BORGES-PEREIRA, J., FERREIRA, J.M., COSTA, I.R., JUNQUEIRA, A.C., COURA, J.R. Morbidity of Chagas disease among autochthonous patients from the Rio Negro microregion, State of Amazonas. Rev Soc Bras Med Trop. Vol.43. Suppl.2. P.170-7. Mar-Apr. 2010.

CARDOSO, M. O. Recomendações técnicas para o manejo de insetos sugadores e ácaros fitófagos prejudiciais à melancia no Amazonas / Marinice Oliveira Cardoso, Miguel Michereff Filho, Ana Maria Santa Rosa Pamplona. – Manaus: Embrapa Amazônia Ocidental, 2012. 43 p. - (Embrapa Amazônia Ocidental. Documentos; 97

CADERNOS DE ESTUDOS AVANÇADOS. v.3, n.1, 2006 - Rio de Janeiro: Instituto Oswaldo Cruz, 2006 – .il; 28 cm. Disponível em: <file:///D:/Biosseguranca/artigos%20PDF%20BS%202016/biosseguranca%20caderno%20de%20atividades%20%20Instituto%20Oswaldo%20Cruz.pdf>. Acesso 11.jun.2016.

CAPUTO, Luzia F. G.; MOTA, Ester M; GITIRANA, Lycia B. Técnicas citológicas. S.d.

CENTRIFUGAÇÃO DE AMOSTRAS. Disponível em: <http://www.labrede.com.br/portal/files/labinforma-tecnico-centrifugacao.pdf>. Acesso 13. Jun. 2016.

CICLODEVIDADO *T. CRUZINO*HOMEM. Disponível em: <https://www.youtube.com/watch?v=0N4eB1c2xI0>. Acesso em 19 ago. 2015.

CIMERMAN, Benjamin e Sérgio. PARASITOLOGIA HUMANA e seus fundamentos. 2a Edição. Editora Atheneu. Rio de Janeiro. 2006. P. 402.

CHAVES, M. J. F. Manual de Biossegurança e boas práticas laboratoriais. 2016. Disponível em: <http://genetica.incor.usp.br/wp-content/uploads/2014/12/Manual-de-biosseguran%C3%A7a-e-Boas-Pr%C3%A1ticas-Laboratoriais1.pdf>. Acesso em jan de 2017.

CLIFF, J., MARIANO, A., MUNGUAMBE, K. ONDE NÃO HÁ MÉDICO. Manual para aqueles que vivem e trabalham no campo. São Paulo. 1977. P. 824

COSTA, V. M. A.; IRMÃO, J. I. Roteiro Prático de Parasitologia. Universidade Federal De Pernambuco Disciplina De Parasitologia Recife. 2008.

COURA, J. R. Determinantes Epidemiológicos da Doença de Chagas no Brasil: A infecção, a Doença, e a sua Morbimortalidade. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. Vol. 83 (1). P. 392-402. Nov. 1988.

COURA. J. R., JUNQUEIRA, A. C. V., FRENANDES, O., VALENTE, S. A. S., MILES, M. A. Emerging Chagas Disease in Amazonian Brazil. TRENDS in Parasitology. Vol.18. N.4. P. 171-176. Abril. 2002.

COURA, J. R. Chagas Disease: What is Known and What is Needed – a Background Article. Mem Inst Oswaldo Cruz. Vol. 102 (I). P.113-122. Set. 2007.

COURA. J. R; VIÑAS, P. A. Chagas disease: a new worldwide challenge. Nature. Vol. 465. N. 7301. P. S6-7. Jun. 2010.

COURA. J. R., JUNQUEIRA, A. C. V. Risks of Endemicity, Morbidity and Perspectives Regarding the Control of Chagas Disease in the Amazon Region. Mem Inst Oswaldo Cruz. Vol. 107(2). P. 145-154. Mar. 2012.

CONGRESSO NACIONAL DE MEDICINA TROPICAL 1º CONGRESSO LUSÓFONO DE DOENÇAS TRANSMITIDAS POR VETORES. 2015. COSTA, Elenild, G. et al. A vigilância da doença de Chagas é possível na Amazônia brasileira: a experiência do Estado do Pará.

CRF-PA/ Conselho Regional de Farmácia do Pará. Agência Pará de Notícias. Sesp oficializa fluxo de assistência em doença de Chagas. Disponível em: <http://www.crfpa.org.br/sitesed/tp8/index.php?tipo=noticia&id=5793114797483592>. Acesso em: 27/07/2015.

DEANE, M. P. LENZI, H. L; JANSEN, A. Trypanosoma cruzi: Vertebrate and invertebrate cycles in the same mammal host, the opossum Didelphies marsupialis. Men. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Vol. 79(4):513-515, out.dez.1984.

DIAS, J. C. P., MACEDO, V. O. Doença de Chagas na Amazônia Brasileira. In: COURA JR. Dinâmica das doenças infecciosas e parasitárias volume 2. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005. P. 558-564.

DIAS, J. C. P. Notas sobre o Trypanosoma cruzi e suas Características Bioecológicas, como Agente de Enfermidades Transmitidas por Alimentos. Rev Soc Bras Med Trop. Vol. 39 (4). P. 370-5. jul-ago. 2006.

DIAS, J. C. P. Globalização, iniquidade e doença de Chagas. Cad. Saúde Pública. Vol. 23 (1). P. S13-S22. 2007.

DIAS, J. P., BASTOS, C., ARAÚJO, E., MASCARENHAS A. V., NETTO, E. M., GRASSI, F., SILVA, M. TATTO, E., MENDONÇA, J., ARAÚJO R. F., SHIKANAI-YASUDA, M. A., ARAS, R. Acute Chagas Disease Outbreak

Associated with oral Transmission. Rev Soc Bras Med Trop. Vol. 41(3). P. 296-300. mai-jun. 2008.

DIAS, J. C. Elimination of Chagas disease transmission: perspectives. Mem Inst Oswaldo Cruz. 104 Suppl 1: 41-45. 2009.

DIAS, J. C., COURA, J. R., YASUDA, M. A. The present situation, challenges, and perspectives regarding the production and utilization of effective drugs against human Chagas disease. Rev Soc Bras Med Trop. 47(1):123-125, Jan-Feb, 2014.

Dicionário Termos Médicos [Internet]. [citado 13 de junho de 2016]. Recuperado de: <http://www.infopedia.pt/dicionarios/termos-medicos/calafrios>

Dicionário Português - Dicionário do Aurélio Online [Internet]. [citado 23 de abril de 2016]. Recuperado de: <https://dicionariodoaurelio.com/>

DOENÇA DE CHAGAS - IFI - CHAGAS. Disponível em: [http://www.bio.fiocruz.br/images/stories/pdfs/manuais/doenca-de-chagas/BM\\_004\\_04BK\\_IFIchagas.pdf](http://www.bio.fiocruz.br/images/stories/pdfs/manuais/doenca-de-chagas/BM_004_04BK_IFIchagas.pdf). acesso em 23 de maio de 2017.

Doença de Chagas – Triagem e diagnóstico sorológico em unidades hemoterápicas e laboratórios de saúde público. – Brasília: Ministério da Saúde, Coordenação Nacional de Doenças Sexualmente Transmissíveis e Aids. 1998. 76. p. : il (Série TELELAB). Disponível em: [http://bvsm.sau.gov.br/bvs/publicacoes/cd07\\_08.pdf#page=46&zoom=auto,-182,208](http://bvsm.sau.gov.br/bvs/publicacoes/cd07_08.pdf#page=46&zoom=auto,-182,208). Acesso em 14 de março de 2017.

FAMÍLIA PULICIDAE. Disponível em: <http://www.ufrgs.br/para-site/siteantigo/Chaves/Pulicidae.htm>. Acesso em 28 mai. 2016.

FIOCRUZ. Conceitos e métodos para formação de profissionais em laboratórios de saúde. Vol. 1. Rio de Janeiro, 2009.

GOMEZ ET AL. SOROPREVALENCIA DE Trypanosoma cruzi EN PERROS DE DOS ÁREAS ENDÉMICAS DE COLOMBIA. rev.fac.med vol.16 no.1 Bogotá Jan./June 2008. Disponível em: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0121-52562008000100003](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-52562008000100003)[http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0121-52562008000100003](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-52562008000100003). Acesso em 29 de março de 2017.

Instituto Antônio Houaiss. Míni Houaiss. In: 4 a . Rio de Janeiro; 2010.

INSTITUTO EVANDRO CHAGAS. 50 anos de Contribuição as cie. Biol. e a medic. Trop.1986, 2 vols. JURBERG, J, RODRIGUES, J. M. S., MOREIRA, F. F. F., DALE, C., CORDEIRO, I. R. S., LAMAS Jr, V. D., GALVÃO, C., ROCHA D. S. Atlas iconográfico dos triatomíneos do Brasil (Vetores da Doença de Chagas). Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos, Instituto Oswaldo Cruz, RJ. 2014.

JUNQUEIRA, A. C.V; ALBAJAR, P.V; COURA, J.R. Doença de Chagas na Amazônia Brasileira. In: Coura JR. Dinâmica das doenças infecciosas e parasitárias volume 2. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. P. 595-01. 2005.

JUNQUEIRA, A. C. V., GONÇALVES, T. C. M., MOREIRA, C. J. C. Manual de capacitação na detecção de Trypanosoma cruzi para microscopistas de malária e laboratoristas da rede pública. 2ª ed. Fundação Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro. 2011.

LACEN/GO. Manual de Procedimentos. Coleta, acondicionamento de amostras biológicas. Goiânia, 2010.

LACEN/SC. MANUAL DE ORIENTAÇÃO PARA COLETA, ACONDICIONAMENTO E TRANSPORTE DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS. Florianópolis, 2012.

MAGALHÃES, B. M. L. Prevalência sorológica da infecção chagásica em áreas rurais da Amazônia ocidental brasileira. Dissertação (Mestrado em Medicina Tropical, Doenças Tropicais e Infeciosas). Universidade do Estado do Amazonas, Manaus. 2003.

MAGALHÃES-SANTOS, I. F. Transmissão oral da Doença de Chagas: breve revisão. Rev. Ciên. Méd. Biol., Salvador, v.13, n.2. P. 226-235. Mai./ago.2014.

MAPA ESTADO DO PARÁ. Disponível em: <http://www.guianet.com.br/pa/mapapa.html>. Acesso em 28 de maio. 2016.

MOLINARO, E. M. Conceitos e métodos para a formação de profissionais em laboratórios de saúde: volume 1 / Organização de Etelcia Moraes Molinaro, Luzia Fátima Gonçalves Caputo e Maria Regina Reis Amendoeira. - Rio de Janeiro: EPSJV; IOC, 2009. Disponível em: <file:///C:/Users/rejan/AppData/Local/Temp/Livropoli.pdf>. Acesso 11.jun.2016.

MONTEIRO, M. R; C.C, SOUZA, D. S. M. Manual de recomendações para diagnóstico, tratamento e seguimento ambulatorial de portadores de doença de chagas. 1ª ed. Belém. 2013.

NICHOLLS, R. Enfermidad de Chagas como enfermedad transmitida por alimentos: La experiencia en Colombia. Grupo de Parasitologia Instituto Nacional de Salud, Colombia. Rio de Janeiro. P.13-4. 4-5 Mayo2006.

NOTA TÉCNICA. Biossegurança em transporte de material biológico no âmbito nacional: um guia breve. Rev Pan-Amaz Saude 2015; 6(2):73-81.

NR 6 – EQUIPAMENTO DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL – EPI - Portaria SIT n.º 194, de 22 de dezembro de 2006 22/12/06.

NR 32 - SEGURANÇA E SAÚDE NO TRABALHO EM SERVIÇOS DE SAÚDE Publicação D.O.U. Portaria GM n.º 939, de 18 de novembro de 2008 19/11/08.

PAHO/HSD/CD - Organização Pan Americana da Saúde, Área de Vigilância Sanitária e Manejo de Doenças, Projeto de Doenças Comunicáveis. Guia para vigilância, prevenção, controle e manejo clínico da doença de Chagas aguda transmitida por alimentos. – Rio de Janeiro: PANAF-TOSA-VP/OPAS/OMS, 2009.92 p.: il. (Serie de Manuais Técnicos, 12) Disponível em: [http://bvs.panalimentos.org/local/File/Guia\\_Doenca\\_Chagas\\_2009.pdf](http://bvs.panalimentos.org/local/File/Guia_Doenca_Chagas_2009.pdf). Acesso em: 03 de nov. 2013 .

PARÁ. Governo Do Pará. Disponível em: "[http://agenciapara.com.br/noticia.aspx?id\\_ver=110667](http://agenciapara.com.br/noticia.aspx?id_ver=110667)"[http://agenciapara.com.br/noticia.aspx?id\\_ver=110667](http://agenciapara.com.br/noticia.aspx?id_ver=110667)". Acesso em: 06 jul. 2015.

PINTO, A. Y. Estudo de casos agudos de doença de chagas tratados e sua evolução para formas crônicas no Pará e Amapá, Amazônia brasileira. 10 de agosto de 2006. 177. Tese (Doutorado em Medicina Tropical, Doenças Tropicais e Infeciosas). Instituto Oswaldo Cruz, Medicina Tropical, Rio de Janeiro, 2006.

PINTO, A. Y., FERREIRA, A. G. Jr, VALENTE V. C, HARADA, G.S., VALENTE, S. A. Urban outbreak of acute Chagas Disease in Amazon region of Brazil: four-year follow-up after treatment with benznidazole. Rev. Panam. Salud Publica. Jan;25(1):77-83. 2009.

PINTO, A. Y. N, VALENTE, V. C, COURA, J.R., VALENTE, S. A., JUNQUEIRA, A. C., SANTOS, L. C., FERREIRA, A. G. Jr, de MACEDO, R. C.. Clinical Follow-Up of Responses to Treatment with Benznidazol in Amazon: A Cohort Study of Acute Chagas Disease. PLoS One. 27;8(5):e64450. May 2013.

PROTOCOLO DE USO DE EPI. Disponível em: [http://www.anvisa.gov.br/hotsite/influenza/arquivos/Protocolo\\_uso\\_EPI.pdf](http://www.anvisa.gov.br/hotsite/influenza/arquivos/Protocolo_uso_EPI.pdf). Acesso em 12 jun. 2016.

RELATÓRIO TÉCNICO. 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).

REY L. Parasitologia. 4 a . Guanabara Koogan;

SANTOS, Í. F.M. Transmissão oral da Doença de Chagas: breve revisão. Rev. Ciên. Méd. Biol., Salvador, v.13, n.2, para. 226-235, mai./ago.2014.

SAÚDE PARÁ. Doença de Chagas Aguda. Disponível em: <http://www.saude.pa.gov.br/?s=doen%C3%A7a+de+chagas+aguda>. Acesso em: 06 de jul. 2015.

SCHALL, V.T., JURBERG, P., ALMEIDA, E.M., CASZ, C., CAVALCANTE, F.G., BAGNO, S. Health education for 1st grade students. Evaluation of teaching materials and prevention of schistosomiasis. Rev Saude Publica. Vol.21. Suppl.5. P.387-404. Oct. 1987.

SESPA. SECRETARIA DE ESTADO DE SAÚDE PÚBLICA. Disponível em: [http://pa.gov.br/O\\_Para/opara.asp](http://pa.gov.br/O_Para/opara.asp). Acesso em: 03 de nov. 2013.

SESPA: Alerta sanitário N°001/dcqa/dvs/cvs/sespa. Disponível em: <http://www.saude.pa.gov.br/?p=579>. Acesso em: 23 de mar. 2015.

SESPA."http://www.saude.pa.gov.br/?p=579"http://www.saude.pa.gov.br/?p=579. Acesso em 23.03.2015.

SESPA. Boas Práticas para Batedores de Açaí e Bacaba. Programa Estadual de Qualidade do Açaí. Disponível em: <http://www.saude.pa.gov.br/?paged=5>. Acesso em fev de 2017.

SHIKANAI-YASUDA, M.A., CARVALHO, N.B. Oral transmission of Chagas disease. Clin Infect Dis. 2012 Mar; Vol.54. Suppl.6. P. 845-52. Mar. 2012.

SILVEIRA A. Factores de riesgo implicados em la transmisión oral de la Enfermidad de Chagas. In: Informe Final Consulta Técnica e Epidemiologia, Prevención y Manejo de la Transmisión de la Enfermidad de Chagas com Enfermidad Transmitida por Alimentos (ETA). Vol.4-5. P.16-9. May.2006.

SINAN - SECRETARIA NACIONAL DE VIGILANCIA EM SAÚDE E SISTEMA DE NOTIFICAÇÃO DE AGRAVOS DE NOTIFICAÇÃO. Manual prático de subsídio à notificação obrigatória no SINAN. Ministério da Saúde do Brasil. Disponível em: <http://sinan.saude.gov.br/>. Acesso em: 20 de ago. 2015.

SOARES. Lucia et al. Morbidade da doença de Chagas em pacientes autóctones da microrregião do rio negro, estado do Amazonas. Revista da Sociedade Brasileira de medicina tropical. Mar-abr, 2010.

Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/Medicina Laboratorial (47. : 2013 : São) Recomendações da Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/Medicina Laboratorial (SPauloBPC/ML): coleta e preparo da

amostra biológica. – Barueri, SP : Manole : Minha Editora, 2014. Disponível em: [http://www.sbpc.org.br/upload/conteudo/livro\\_coleta\\_biologica2013.pdf](http://www.sbpc.org.br/upload/conteudo/livro_coleta_biologica2013.pdf). Acesso 13 jun. 2016.

SOUZA, D.S.M., ALMEIDA, A.J.B., COSTA, F.A., COSTA, E.G., FIGUEIREDO, M.T.S., PÓVOA, R.M.S. O eletrocardiograma na fase aguda da Doença de Chagas por transmissão oral. *Rev Bras Cardiol*. Vol.26. Suppl.2. P.127-130 mar/abr. 2013.

SHAW, J., LAINSON, R., FRAIHA, H. Considerações sobre a epidemiologia dos primeiros casos autóctones de doença de chagas registrados em Belém, Pará, Brasil. *Rev, Saúde pública*, S. Paulo. Dez. 1969.

SUCEN - Superintendência de Controle de Endemias. Disponível em: <http://www.saude.sp.gov.br/sucen-superintendencia-de-controle-de-endemias/centros-nucleos-e-laboratorios/laboratorio-de-imunoepidemiologia>. Acesso em jan de 2017.

TELES, W.S. Avaliação epidemiológica e laboratorial da doença de Chagas em área rural de Sergipe/Aracaju. 2013. Dissertação (Mestrado em Saúde e Ambiente). Universidade Tiradentes, Aracaju. Fev. 2013.

TOSO, M.A., VIAL, U.F., GALANTI, N. Oral transmission of Chagas' disease. *Rev Med Chil*. Vol.139. Suppl.2. P.258-66. Feb. 2011.

TRIATOMÍNEOS: O ELO DE UMA ENFERMIDADE. Disponível em: [http://www.ioc.fiocruz.br/Documentario\\_II/triatomineos/portugues/portugues.html](http://www.ioc.fiocruz.br/Documentario_II/triatomineos/portugues/portugues.html); Acesso em: 19 ago. 2015.

VALENTE, S. A. S; VALENTE, V. A.; FRAIHA NETO, H. Considerations on the Epidemiology and Transmission of Chagas Disease in the Brazilian Amazon. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v. 94, Suppl. I., p. 395-398, sep. 1999.

VALENTE S.A et al. Epidemiologia e transmissão oral da doença de Chagas na Amazônia Brasileira. Instituto Evandro Chagas. Rodovia. Informe: DE LA CONSULTA TÉCNICA EN EPIDEMIOLOGÍA, PREVENCIÓN Y MANEJO DE LA TRANSMISIÓN DE LA ENFERMIDAD DE CHAGAS COMO ENFERMIDAD TRANSMITIDA POR ALIMENTOS (ETA). 4-5 mayo, 2006. Rio de Janeiro, Pp. 21-6.

VETORES DA DOENÇA DE CHAGAS NO BRASIL 2013.

VÍDEO DO TRYPANOSOMA CRUZI. Disponível em: [http://www.fiocruz.br/ioc/media/Manual\\_Microscopia\\_Coura.pdf](http://www.fiocruz.br/ioc/media/Manual_Microscopia_Coura.pdf); Acesso 19 ago. 2015.

XAVIER, S.S., SOUSA, A.S., VIÑAS, P.A., JUNQUEIRA, A.C., BÓIA, M.N., COURA, J.R. Chronic chagasic cardiopathy in the Rio Negro, Amazon State. Report of three new autochthonous cases confirmed by serology, clinical examination, chest X-rays, electro and echocardiography. *Rev Soc Bras Med Trop*. Vol.39. Suppl.2. P.211-6. Mar-Apr . 2006.

WHO. Control of Chagas Disease. Second report of the WHO Expert Committee. WHO Tech. Rep. Series 905. Geneva. 2002.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. Weekly epidemiological record. 6 FEBRUARY. N.6. Suppl.90. P.33-40. 2015.

WHO 2013. Sustaining the drive to overcome the global impact of neglected tropical diseases. Second WHO report on neglected tropical diseases. WHO/HTM/NTD/2013.1.

