

CAPÍTULO 3

VETORES

Italo A. Sherlock

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO
2. DISTINÇÃO ENTRE HEMÍPTEROS HEMATÓFAGOS, FITÓFAGOS E PREDADORES
3. MORFOLOGIA EXTERNA DOS TRIATOMÍNEOS
4. MORFOLOGIA INTERNA DOS TRIATOMÍNEOS E DADOS FISIOLÓGICOS GERAIS
 - 4.1. A Cabeça
 - 4.2. O Trato Alimentar
 - 4.3. Aparelho Genital
5. METAMORFOSE
6. POSIÇÃO SISTEMÁTICA
7. CARACTERIZAÇÃO DAS ESPÉCIES DE TRIATOMINAE
8. AS ESPÉCIES IMPORTANTES
 - 8.1. *Triatoma infestans*
 - 8.2. *Panstrongylus megistus*
 - 8.3. *Rhodnius prolixus*
 - 8.4. *Triatoma brasiliensis*
 - 8.5. *Triatoma rubrofasciata*
 - 8.6. *Triatoma sordida*
9. GÊNEROS, ESPÉCIES E SUBESPÉCIES DE TRIATOMÍNEOS E DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA POR PAÍSES
10. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Durante a alimentação sangüínea em um mamífero infectado, o triatomíneo ingere os tripanossomas circulantes, os quais, após a multiplicação e metaciclogênese no tubo digestivo do inseto, são eliminados nas suas fezes e podem infectar novos hospedeiros vertebrados.

Embora possuam hábitos diversos, todas as espécies de triatomíneos são potencialmente vetoras do *T. cruzi*. Felizmente, poucas são importantes do ponto de vista epidemiológico.

Notícias históricas mencionam a presença de *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811) em 1535, na Costa Rica, e de *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859), no México, nas primeiras décadas do século XIV.² Porém, somente em 1773 os triatomíneos foram caracterizados cientificamente do ponto de vista entomológico, por De Geer, ao descrever o *Cimex rubrofasciatus* da Índia, cuja espécie foi denominada em 1833 por Laporte, como *Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773), espécie-tipo do gênero *Triatoma*.³

No Brasil, os nomes vulgares dos triatomíneos são: barbeiro, bicho-de-parede, bicudo, borrachudo, cafote, chupa-pinto, chupança, chupão, fincão, furão, percevejo, percevejo de cama, percevejo-do-sertão, percevejão, piolho da piaçava, procotó, vum-vum, tampa-de-alforje etc.

Nomes em espanhol: *chepito*, *chinche-bebesangre*, *chincha-jurupucu*, *chinche-mamona*, *chinche de los montes*, *chinche-picuda*, *chinche del suelo*, *chinche de vaca*, *chinchona*, *chichorra*, *chinchupa*, *pelados*, *pik*, *pito*, *quipito*, *talaje*, *vinchuca*.

Nomes em inglês: *arizona-bedbug*, *arizona-tiger*, *bellow-bug*, *bush-chinch*, *conenose-bug*, *kissing-bug*.^{2,4,5}

2. DISTINÇÃO ENTRE HEMÍPTEROS HEMATÓFAGOS, FITÓFAGOS E PREDADORES

Os hemípteros, de uma maneira geral, são morfológicamente muito parecidos e essa semelhança faz com que os triatomíneos hematófagos, vetores do *T. cruzi*, sejam facilmente confundidos com os fitófagos e predadores. É freqüente pessoas amedrontadas trazerem ao nosso laboratório, para o diagnóstico específico e exame do conteúdo intestinal, exemplares de hemípteros não-hematófagos, capturados em seus domicílios, pensando tratar-se de vetores do flagelado.

1. INTRODUÇÃO

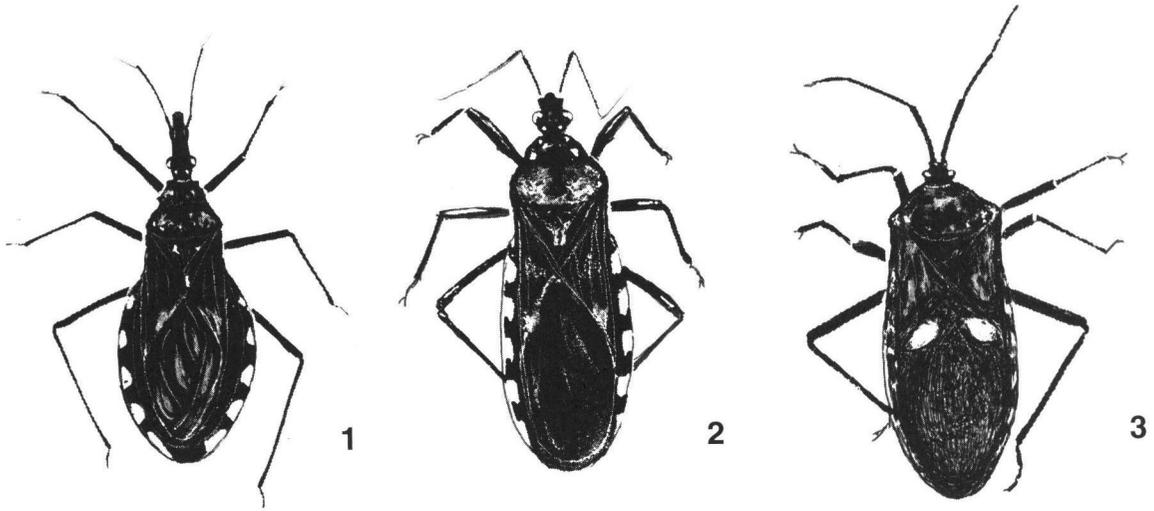
É provável que, em diferentes tempos e por diferentes ramos, entre os insetos hemípteros da família *Reduviidae*, os hematófagos tenham evoluído dos predadores.¹ Esses hematófagos, com a probóscida especializada para a sucção sangüínea, foram agrupados na subfamília *Triatominae*, onde estão os vetores do *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) o agente etiológico da doença de Chagas.

As diferenças morfológicas básicas entre os três tipos de hemípteros são as seguintes:

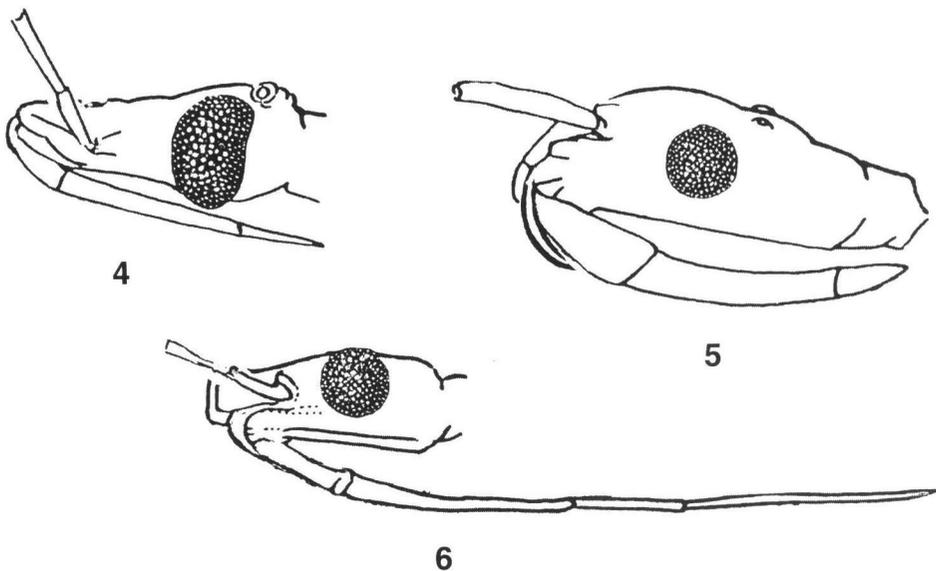
- a) os predadores geralmente têm as patas anteriores mais fortes e desenvolvidas do que as outras, o que não acontece com os hematófagos e fitófagos (Figuras 1, 2 e 3),
- b) de uma maneira geral, os fitófagos não têm pescoço visível como os outros dois tipos, e
- c) o formato e o tamanho da probóscida são diferentes nos três tipos. Nos fitófagos, a probóscida é longa, com 4

segmentos, reta e fina, e, quando em repouso, ultrapassa para trás a base das coxas. Nos hematófagos e predadores, ela é curta, com 3 segmentos, não ultrapassando a base das coxas. Os hematófagos diferenciam-se dos predadores porque têm a tromba reta, enquanto estes, na maioria das vezes, a têm curva (Figuras 4, 5 e 6).

Entretanto, essas características são de ordem geral, havendo exceções que podem conduzir a erros de identificação, até mesmo por quem está habituado a lidar com esses insetos.⁶



Figuras 1 a 3 Exemplos de Reduviídeos dos tipos:
 1. *Triatoma lenti* (Sherlock & Serafim, 1967) — hematófago
 2. *Pothea* sp. — predador
 3. *Phithia lunata* (Fabricius, 1787) — fitófago



Figuras 4 a 6 Cabeças de Reduviídeos mostrando a diferença entre os três tipos de probóscidas
 4. *Triatoma maculata* (Erickson, 1848) — tipo hematófago
 5. *Zelus leucogramus* (Perty, 1834) — tipo predador
 6. *Diactor bilineatus* (Fabricius, 1803) — tipo fitófago

3. MORFOLOGIA EXTERNA DOS TRIATOMÍNEOS

Os triatomíneos medem, na fase adulta, cerca de 1,6 mm (*Alberprosenia*) a 44 mm (*Dipetalogaster*). Nas fases ninfais, quase todas as espécies são menores que os adultos e, no primeiro estágio, podem ser microscópicas. As fêmeas geralmente são maiores que os machos.

A cor geral dos triatomíneos vai do negro ao palha-claro, com uma combinação de manchas e desenhos variados, de cores negra, branca, castanho-claro e escura, palha, vermelha ou laranja, muitas vezes características de espécies. A cabeça dos triatomíneos é coniforme, conectada ao tórax por meio do pescoço e possuindo movimentos livres. Na sua parte ântero-terminal, localiza-se o clipeo, que se continua com o rostro articulado e que, na posição de repouso, fica abaixo da cabeça e voltado para trás; para a sucção, o rostro é erguido e dirigido para a frente (Figura 7u, v). Ele é constituído de peças especializadas (labro, hipofaringe, epifaringe) destinadas a perfurar a pele e a condução do sangue. Essas peças formam dois canais: um alimentar,

que conduz o sangue aspirado, e um outro canal localizado inferiormente, mais fino, que transporta a saliva. As peças bucais estão colocadas dentro do labro, que é uma bainha reta, formada por três segmentos articuláveis, cuja conformação, como já mencionamos anteriormente, é característica dos hemípteros hematófagos (Figuras 1, 4 e 7).

Os triatomíneos possuem dois olhos compostos laterais, conspícuos, que se prolongam da face dorsolateral para a face inferior da cabeça; e dois ocelos simples, localizados dorsalmente, posteriormente aos olhos (Figura 7t, x). As antenas são formadas por quatro segmentos delicados, desiguais, articulados e entremeados de implantações de filamentos sensoriais especializados (Figuras 7b e 8). Estão situadas em frente aos olhos, implantadas em tubérculos, servindo a localização destes para a diferenciação morfológica dos três mais importantes gêneros do ponto de vista médico: *Rhodnius*, *Triatoma* e *Panstrongylus*, nos quais estão classificadas as principais e mais comuns espécies vetoras do *Trypanosoma cruzi* (Figura 8A, B, C).

O tórax, visto por cima, parece ser constituído, quase que exclusivamente, pelo pronoto, que é mais ou menos trapezoidal

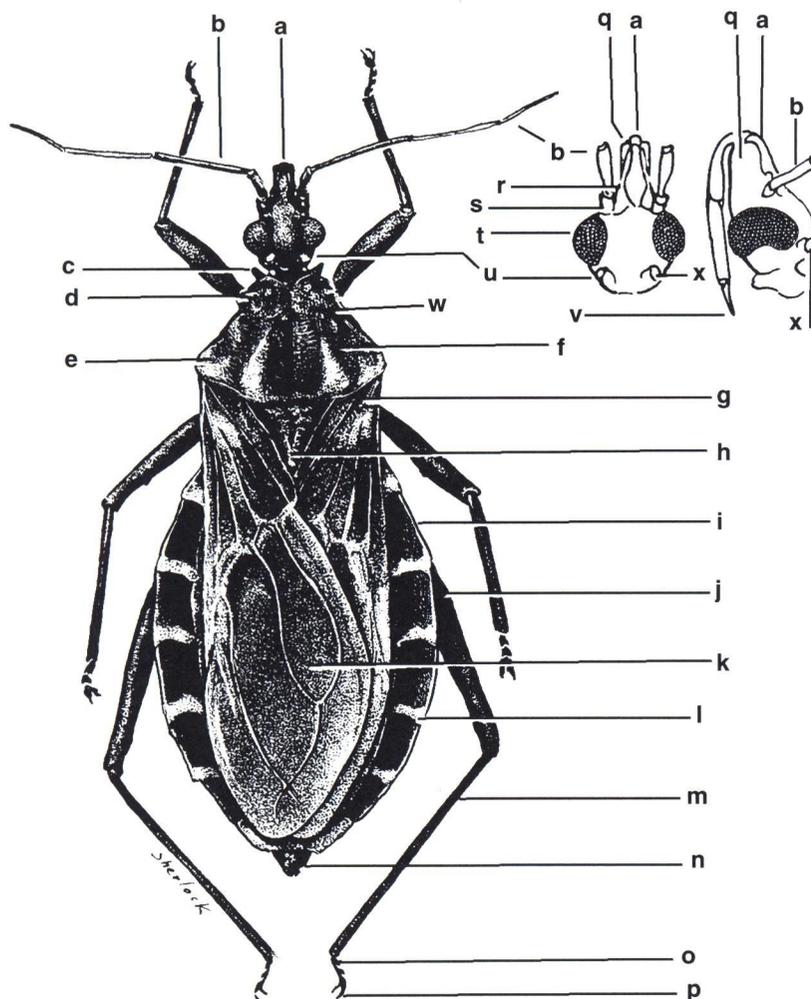


Figura 7 *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835) mostrando a morfologia geral de um triatomíneo.
 a) clipeo ou tilo; b) antena; c) tubérculo pronotal anterior; d) tubérculo pronotal lateral; e) lobo posterior do pronoto; f) carena longitudinal; g) cório do hemiélitro; h) escutelo; i) conexivo; j) fêmur; k) membrana do hemiélitro; l) mancha do conexivo; m) tíbia; n) ovipositor; o) tarsos; p) garras; q) gena; r) jugo; s) tubérculo antenal; t) olho; u) região pósterio-ocular da cabeça; v) tromba; w) lobo anterior do pronoto e x) ocelo.

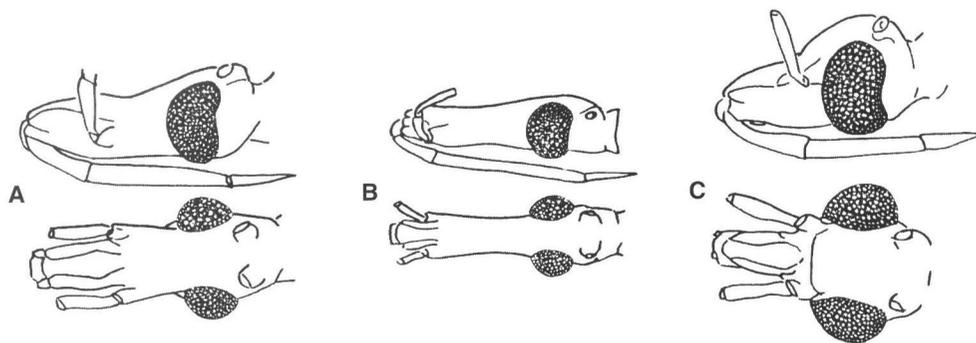


Figura 8 Cabeças de triatomíneos, vistas de cima e de perfil, para mostrar a diferença entre os três principais gêneros de importância médica. A) *Rhodnius*; B) *Triatoma*; C) *Panstrongylus*. Observar o nível da implantação das antenas.

e continua-se imediatamente com o escutelo, que tem a forma triangular. O pronoto é dividido por um sulco transversal em um lóbulo anterior e outro posterior (Figura 7w). No primeiro, encontram-se espinhos e os tubérculos pronotais anteriores, laterais e distais, que têm valor na sistemática. Nos ângulos póstero-laterais ou umerais do lóbulo posterior, podem existir tubérculos ou espinhos (Figura 7c, d, e). O escutelo apresenta-se, às vezes, com o ângulo posterior chanfrado, alongado e pontudo, às vezes bastante saliente, com enrugamentos e desenhos de valor taxionômico (Figura 7h). As pernas são relativamente longas e delgadas, e possuem tarsos trissegmentados em muitos dos gêneros, terminados por um par de garras, sem empódios ou arólios. Existem fossetas esponjosas nos machos do gênero *Rhodnius*, motivo pelo qual os exemplares podem subir em paredes lisas (Figura 7j, m, o, p).

Na fase adulta, possuem um par de asas mesotorácicas do tipo hemiélitros e um par de asas metatorácicas membranosas; ambos os tipos são utilizados para o voo. A maioria das espécies é capaz de voar, quando vazias de conteúdo alimentar. Quando ingurgitadas de sangue, ficam incapacitadas para o voo por estarem muito pesadas. A presença de asas é uma das mais perceptíveis diferenças morfológicas entre os adultos e as fases ninfais de desenvolvimento. Existem, contudo, espécies ápteras na fase adulta, como a *Meprai spinolai* (Porter, 1933). No hemiélitro pode-se distinguir uma parte basal coriácea, o cório, subdividido numa porção anterior, o embólio e outra posterior, o clavo, e uma parte distal membranosa (Figura 7g, k), tendo a coloração variável com as espécies. O abdômen é constituído por 11 segmentos, ou urômeros, sendo o primeiro muito reduzido. As bordas laterais dos segmentos são delgadas e formam saliências laterais, denominadas conexivo, no qual se percebem desenhos ou manchas coloridas, relacionadas com as suturas intersegmentais, de grande valor sistemático (Figura 7i, l).

O conexivo é simples, na maioria dos casos, mas pode apresentar-se bilaminado, como acontece nos gêneros *Dipetalogaster* e *Mepraia* e, mais discretamente, em *Rhodnius*. Na terminação posterior, o conexivo é chanfrado na fêmea, deixando ver o ovipositor saliente, o que facilita a distinção dos sexos (Figura 7n).

Os últimos segmentos abdominais são reduzidos e modificados para formar a genitália, de modo que o abdômen dos triatomíneos parece possuir apenas seis segmentos (Figuras 9 a 14). O nono segmento abdominal, ou segmento genital, exibe um tergito reduzido a um simples arco e um esternito bem mais desenvolvido, na borda posterior, no qual se abre o orifício genital. Na fêmea, o oitavo segmento é pequeno, com um tergito em forma de lâmina transversal e o esternito reduzido e dividido ao meio

por uma porção membranosa, dando a inserção a um par de gonapófises pequenas; o nono segmento, também pequeno, com o tergito em forma quadrangular e com o esternito reduzido, possui dois pares de apêndices genitais. O 10.º tergito é fundido com o nono, formando o pigídio; e, no nono segmento, forma-se o proctígero, onde se abre o ânus (Figura 15A). Os últimos segmentos abdominais nas ninfas formam placas quitinizadas que servem para distinguir o sexo nesses estágios.

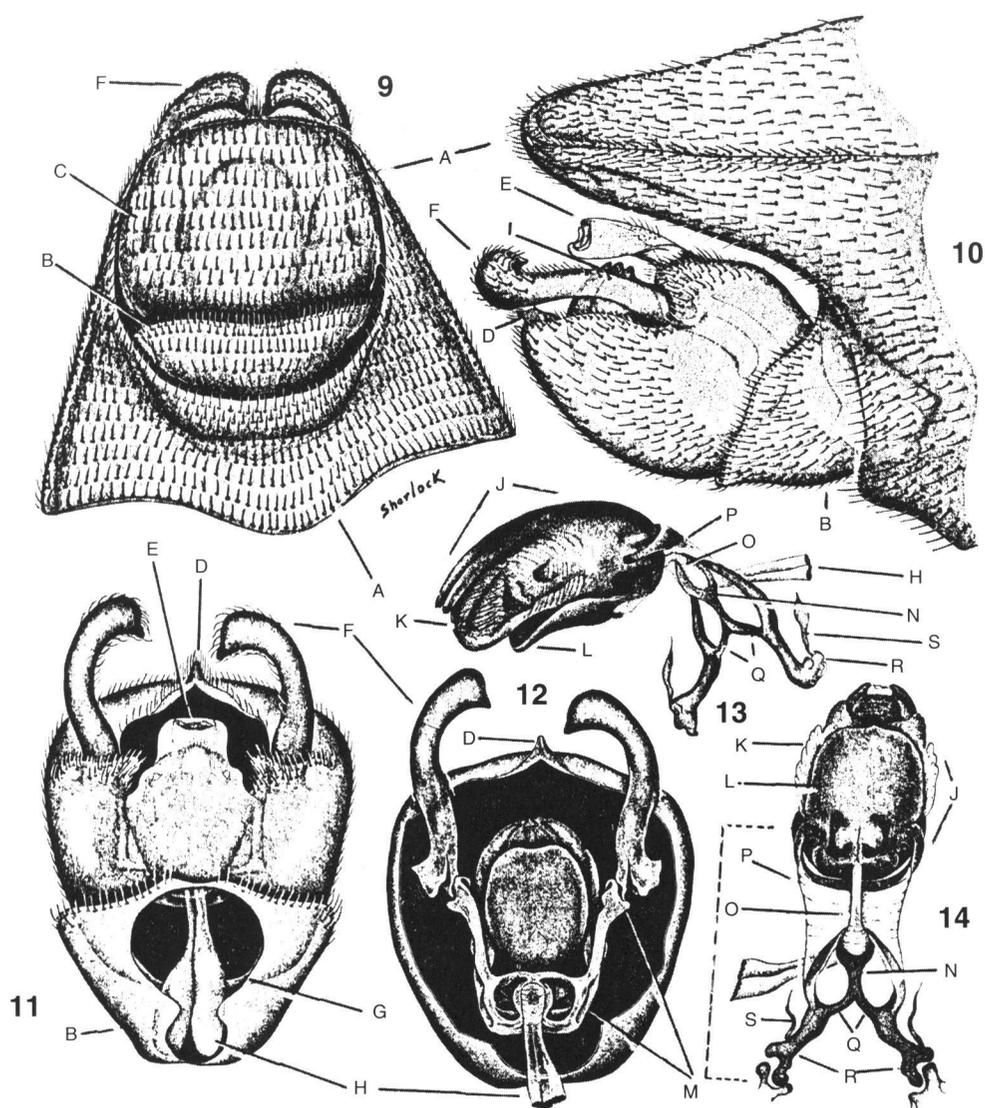
Os caracteres do aparelho genital do adulto dos triatomíneos têm sido utilizados como parâmetro para a diferenciação específica. Excelentes trabalhos foram publicados descrevendo as genitálias da maioria das espécies desses importantes insetos.⁷⁻¹³

Isoladamente, o aparelho genital não tem valor taxionômico absoluto, pois, na maioria das espécies, as estruturas genitais são muito semelhantes.^{3, 14} Além disso, numa mesma espécie, podem ser verificadas variações morfológicas de certas peças, inclusive no tamanho. Também, basta que se mude a posição da genitália em uma mesma preparação, para mudar-se completamente a aparência morfológica, sendo necessária muita atenção na interpretação do que está sendo observado.

Quanto à genitália da fêmea, até o presente, poucas características têm sido utilizadas para a identificação específica.¹⁴

Descritivamente, o aparelho genital do triatomíneo macho compõe-se de uma cápsula arredondada, conectada, por meio de tecido fibroso flexível, à porção terminal ventral dos últimos segmentos abdominais, correspondendo a uma modificação embriológica desses segmentos (Figuras 9 a 14). Lateralmente, saindo da cápsula, podem ser observados dois fórceps articulados de tamanhos e formas diferentes (Figuras 11 e 12).

Na porção superior da cápsula, entre os fórceps, existe um duto membranoso com orifício terminal ornado de pequenas cerdas, denominado de processo anal (Figura 14E). A cápsula genital termina inferiormente por uma formação pontiaguda, denominada de processo mediano do pigóforo (Figuras 9 a 12D). Entre essa formação e o processo anal, há uma abertura por onde sai o *phallus* (Figuras 12 e 14). Normalmente, as estruturas moles são quase totalmente destruídas pelos cáusticos utilizados nos processos de clarificação para exame, não tendo valor prático do ponto de vista morfológico taxionômico. Entretanto, certas estruturas moles remanescentes à clarificação, podem ser visualizadas dentro da cápsula. Assim, um par de glândulas acessórias pode ser encontrado, cujas paredes são constituídas por tecido membranoso delicado (Figuras 11 e 12H). Os terminais basais dos dois "fórceps" que continuam para dentro da cápsula não se articular com formações alongadas mais quitinizadas, de-



Figuras 9 a 14 Últimos segmentos abdominais de um triatomíneo (*Rhodnius neglectus*) mostrando as estruturas do aparelho genital masculino.

- 9. Segmento terminal do abdômen e genitália, aspecto geral, vista ventral.
- 10. Segmento terminal do abdômen e genitália, aspecto geral de perfil.
- 11. Genitália, aspecto geral, vista dorsal.
- 12. Genitália, vista dorsal aberta, mostrando estruturas (aparelho articular) internas com o falo fletido.
- 13. Falo de perfil sem a membrana envolvente.
- 14. Falo, vista dorsal: A) 9.º tergito; B) 8.º esternito; C) genitália; D) processo gonopori; E) processo anal; F) parâmero; G) forâmen basilar; H) vesícula seminal; I) falo; J) edeago; K) processo da conjuntiva; L) falossoma; M) aparelho articular; N) processo do gonoporo; O) gonoporo primário; P) membrana; Q) pontículo basilar; R) placa basal; S) processo basal.

nominadas de “aparelho articular”, e vão continuar e terminar por uma formação globosa de estrutura fibrosa elástica complicada, designada de “falo”, que fica recolhido dentro da cápsula genital. A constituição do falo é bastante complicada, iniciando-se pelos braços quitinizados e interligados de tecido elástico, que se articulam com os fórceps, sendo estes conectados a uma estrutura denominada de aparelho articular. As juntas articulares são denominadas “placas basais”. Entre as diversas peças e complicadas estruturas do falo, pode-se identificar uma placa quadrangular, quitinizada, chamada “falossoma” (Figura 14L), e estruturas membranosas látero-terminais, designadas de “processo da conjuntiva” (Figura 14K). Por transparência, dentro da estrutura do falossoma, é possível observar duas estruturas, sendo uma membranosas, denominada de “vésica”, e outra o “processo do

endossoma”, ambas facilmente deformáveis devido à sua constituição estrutural membranosa que se pregueia, resultando em formações dentiformes. Esses “dentículos”, desde que são formados por pregas membranosas, podem ser desfeitos por tracionamento, razão pela qual, mudam de aspecto, dando a impressão de maior ou menor número de dentes (observações pessoais inéditas). Como vemos, a estrutura do aparelho genital do macho de triatomíneo é bastante complicada. Diferenças específicas podem ser percebidas, mas somente por comparação conjunta das espécies. Do ponto de vista prático, as estruturas que se apresentam mais úteis para a diferenciação específica são: o falossoma (Figura 14L), o aparelho articular (Figura 14M), o endossoma e a vésica. Ainda de valor na caracterização específica, temos o tamanho e a forma do processo mediano do pigóforo e a dos fórceps.

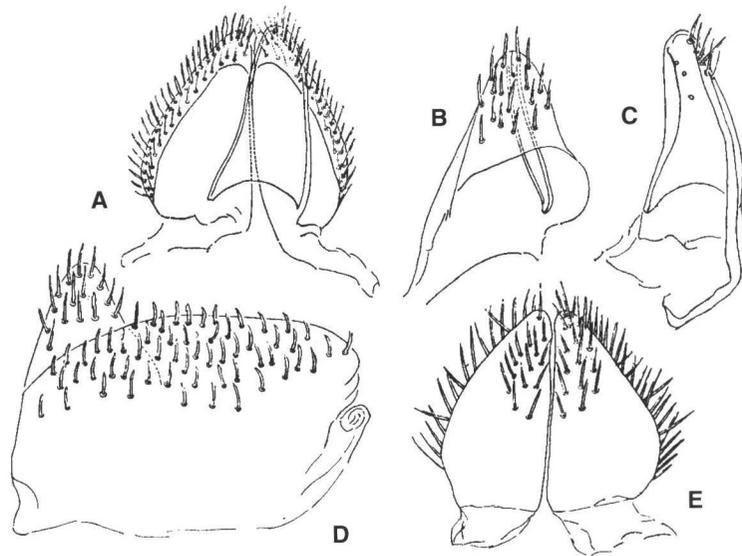


Figura 15 Últimos segmentos abdominais de uma fêmea de *Rhodnius neglectus* para mostrar as estruturas de interesse taxonômico. A) Gonocóxite 8 e gonapófise 8; B) Gonocóxite 9, vista ventral; C) Gonapófise 9; D) Gonocóxite 9, vista dorsal; E) Gonocóxite 9, vista dorsal.

4. MORFOLOGIA INTERNA DOS TRIATOMÍNEOS E DADOS FISIOLÓGICOS GERAIS

4.1. A Cabeça

A **cabeça** do triatomíneo é internamente ocupada, em grande parte, pelo gânglio nervoso cerebral, que se conecta por ramificações nervosas aos olhos, antenas e palpos. Também estão dentro da cabeça algumas estruturas musculares e fibrosas que compõem a faringe, o canal alimentar e condutos das glândulas salivares.^{15, 17} (e observações pessoais inéditas)

A cavidade geral do tórax formada pelo exoesqueleto quitinoso é preenchida principalmente pelos músculos formadores do potente sistema muscular que movimenta as asas e patas. Nessa cavidade, encontram-se também formações de tecido adiposo de função ainda desconhecida e, mais as glândulas salivares, localizadas aos lados do tubo esofágico; a rede de traqueíolas ramificadas para os diversos órgãos; as células nervosas que formam os gânglios nervosos torácicos, de onde partem fibras nervosas que se conectam à corda ventral do sistema nervoso ventral do inseto.

Continuando-se para a porção posterior, a cavidade formada pelo exoesqueleto abdominal é preenchida principalmente pelo tubo digestivo, circundado por glândulas diversas, iniciando-se na parte anterior as glândulas sexuais e os órgãos da reprodução (testículos ou ovários) localizados lateralmente ao tubo digestivo; na parte posterior do abdômen, misturam-se com os terminais do trato digestivo e, destacadamente, com os extensos tubos de Malpighi; redes de traqueíolas e fibras nervosas, dispersas por todos os lados para se conectarem aos diversos órgãos. As traqueíolas que conduzem o oxigênio aos tecidos abrem-se na superfície externa do revestimento quitinoso, formando os espiráculos em cada segmento abdominal.

4.2. O Trato Alimentar

O **trato alimentar** dos triatomíneos é dividido em três seções, acrescidas de glândulas salivares e anexos, constituídas pelo intestino anterior, médio e posterior (Figura 16A, B, C), já muito bem estudados anatômica e histologicamente.¹⁵⁻¹⁷ (e observações pessoais inéditas)

O **intestino anterior** é precedido pela probóscida, que, em repouso, está adaptada à parte inferior da cabeça. Para a sucção, ela é erguida, dirigida para a frente e encostada na fonte alimentar, iniciando imediatamente a introdução de estiletos na pele, até atingir um vaso, quando são injetadas substâncias produzidas pelas glândulas salivares.

As **glândulas salivares**, que são em número de três pares e localizam-se na cavidade torácica, contíguas à parte inicial do tubo digestivo, são constituídas por uma camada de células simples e estão conectadas (Figura 17A, B, C), por meio de dutos, a um hilo comum, cujas paredes são formadas por células superpostas, internamente forradas por uma camada íntima de células entremeadas de tecido fibroso e, externamente, por denso tecido fibroso resistente.¹⁵⁻¹⁷ (e observações pessoais inéditas)

O **intestino anterior**, ou pró-mesêntero, inicia-se por um duto delicado, curto e pouco distinto, que conecta a faringe com as peças bucais, sendo somente observado através de cortes histológicos. A **faringe** é uma parte do tubo digestivo dos triatomíneos altamente especializada para a aspiração do sangue, por meio das ações antagonônicas de contração e relaxamento do potente componente muscular; continua-se com o **esôfago**, um canal delicado cuja expansão forma o vestibulo proventricular, que se continua com o intestino médio (Figura 16). O **intestino médio**, ou mesêntero, compreende a maior porção do tubo digestivo do triatomíneo e é formado pelo proventrículo e estômago. Este último, quando cheio de alimento, ocupa grande extensão da cavidade geral (celoma) do inseto, empurrando os outros órgãos para os lados e para trás. Por esse mecanismo, são estimuladas glândulas existentes na cavidade geral, produtoras dos hormônios de crescimento.¹⁸⁻²⁰ O estômago torna-se mais delgado e continua-se com o intestino posterior.

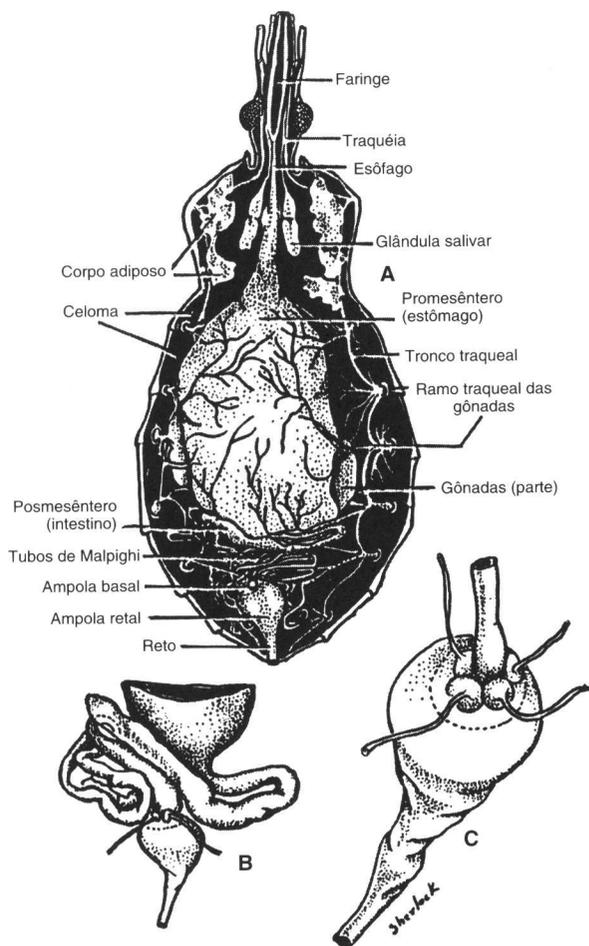


Figura 16 Corte longitudinal do exoesqueleto de um triatomíneo para mostrar A) aspecto geral do tubo digestivo e o sistema espiracular; B) intestino posterior; C) ampola retal.

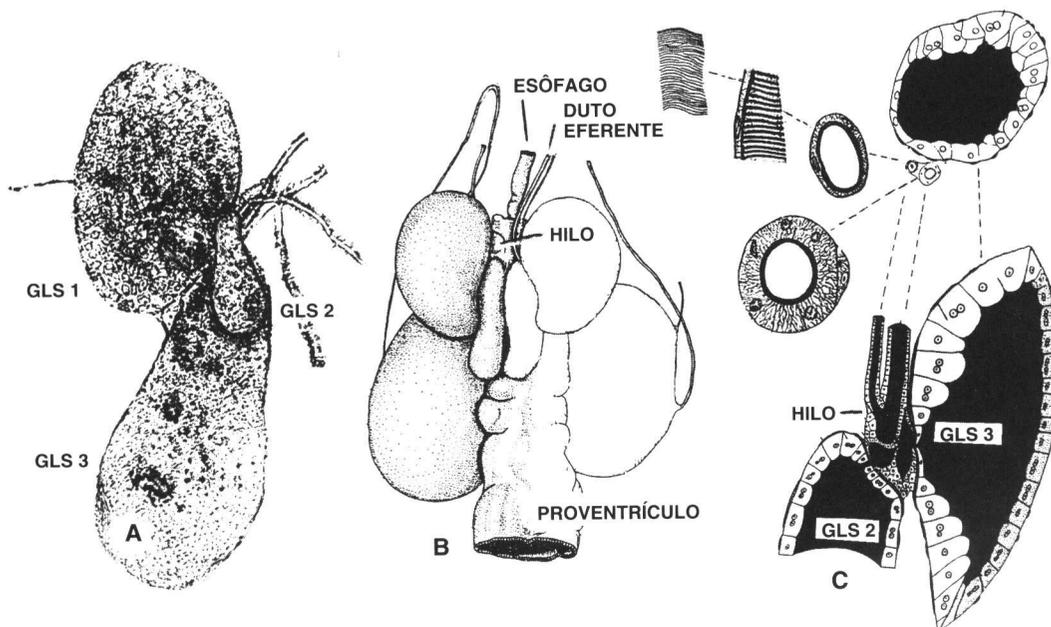


Figura 17 Glândula salivar de *T. infestans*. A) Fotografia das três glândulas dissecadas em salinas. B) Anatomia dos dois pares das três glândulas aderidas ao esôfago. C) Desenho esquemático de um corte transversal ao nível do hilo, mostrando a constituição das paredes celulares (baseado em Barth, 1954).

O **intestino posterior**, ou pós-mesêntero, é um saco muscular, relativamente grande, com considerável capacidade de distensão, contendo normalmente matéria fecal; inicia-se por uma ampola de formação celular especializada, onde desembocam os tubos de Malpighi, seguindo-se da válvula pilórica e do reto. O **reto**, formado por uma ampola retal, onde se mantêm os tripanossomas metacíclicos que são daí eliminados pelas fezes e transmitidos a novos hospedeiros vertebrados (Figura 16 A, B, C).

Os **tubos de Malpighi**, que são em número de quatro, cada um de tamanho variável, às vezes com o dobro do comprimento do inseto (Figura 16).

A oxigenação dos tecidos do triatomíneo, como noutros insetos, é feita pelo sistema traqueal, que se abre nos **espiráculos**, na superfície externa do exoesqueleto, e distribui-se internamente por todos os órgãos, por meio de delicados tubos, as **traqueíolas**, que conduzem o oxigênio até as células e que, histologicamente, são formadas por delgadas espirais, constituídas de material fibroso resistente e maleável, sendo revestidas, internamente, por uma fina camada unicelular (Figura 16). Existem dois pares de espiráculos que se situam nas áreas membranosas pleurais, entre o pró- e o mesotórax, e entre o meso- e metatórax. São em número de oito pares os espiráculos abdominais; o primeiro par abre-se entre o metatórax e o primeiro segmento abdominal, e os outros, nas partes laterais do segundo ao oitavo segmento.

4.3. Aparelho Genital

O **aparelho genital masculino interno** consta de dois testículos bastante desenvolvidos, constituídos por conjuntos de túbulos seminíferos, aderidos conjuntamente, de modo a formar duas massas compactas fusiformes, uma de cada lado, ligadas pelo ápice a estruturas da cabeça, por meio de filamentos longos. Os túbulos continuam-se com um par de canais deferentes, e estes se dilatam, formando uma vesícula seminal, antes de constituírem o canal ejaculador que penetra no falo. O canal ejaculador recebe os canais excretores de quatro pares de glândulas anexas.

Grande parte das células testiculares encontram-se em processo de desenvolvimento em diversas fases de meiose, e também espermatócitos e espermatozóides bem diferenciados. O aspecto e o comprimento dos túbulos variam com os gêneros e as espécies.^{17,19,20} (e observações pessoais inéditas)

O **aparelho genital feminino interno** consta de dois ovários, formados por ovariolos que se unem em forma de cachos, envolvidos por uma película delicada, moldados em massas fusiformes. Um ovariolo, a partir do ápice, é constituído de uma seqüência celular em desenvolvimento, apresentando tamanho crescente até a formação do óvulo, à medida que se dirige para a base, onde se continua com um oviduto individual.¹⁷ (e observações pessoais inéditas)

Cada ovário, constituído por conjuntos de ovariolos terminados por ovidutos individuais que se fundem a esse nível, forma um oviduto comum mais grosso e que recebe, de cada lado, o duto de uma espermateca. O oviduto comum de um lado anastomosa-se com o do lado oposto, formando uma câmara mediana mais larga e curta, a vagina, onde desembocam dutos de glândulas anexas e por onde o ovo é expelido para o exterior.

Tanto as massas de ovariolos como as dos testículos, ao nível do seu ápice, conectam-se, por meio de ligamentos longos, à parte posterior da cabeça, provavelmente a glândulas especiais e ao ganglio nervoso encefálico.¹⁷ (e observações pessoais inéditas)

5. METAMORFOSE

Os triatomíneos são hemimetábolos, isto é, possuem as fases de ovo, ninfas e adultos (Figura 18). O número de estágios ninfais é de cinco. Com o artifício da aplicação de hormônio juvenilizante, conseguem-se estágios extranumerários antes da transformação para adultos.^{21,22}

Na metamorfose, os caracteres estruturais da cutícula e seus pigmentos passam por modificações, havendo um progressivo crescimento e diferenciação dos lóbulos alares à medida que se processa o desenvolvimento. No último estágio, os rudimentos da genitália começam a se diferenciar. As mudanças das ninfas até o 5.º estágio são muito pequenas, em comparação com a metamorfose que ocorre quando a larva de 5.º estágio transforma-se em adulto. Nessa oportunidade, o abdômen transforma-se, os apêndices genitais desenvolvem-se, o tórax fica proeminente (pontudo), há formação dos músculos alares e os lóbulos alares são transformados em asas funcionais; os ocelos aparecem pela primeira vez, e toda a estrutura da cutícula é modificada.

A cutícula do abdômen é altamente extensível nas ninfas dos primeiros estágios, e a epicutícula é constituída de dobras profundas estrelares e cercadas por placas lisas, arredondadas, cada qual tendo uma cerda. No adulto, por sua vez, a superfície da cutícula abdominal é constituída de dobras transversais inextensíveis, sem a existência de placas lisas e cerdas, não mais podendo haver, como antes, a distensão abdominal provida pela distensão geral da cutícula, mas somente pelas dobras laterais articulares da cutícula mole que fica entre as placas segmentares.

6. POSIÇÃO SISTEMÁTICA

O hematofagismo obrigatório é, sem dúvida, um bom caráter para a distinção etológica entre os triatomíneos e os outros reduvídeos, cujas espécies, com raríssimas exceções, são exclusivamente predadoras. Os hematófagos passaram por adaptações evolutivas que permitem colocá-los numa mesma posição sistemática: a subfamília *Triatominae*.^{3,5,23}

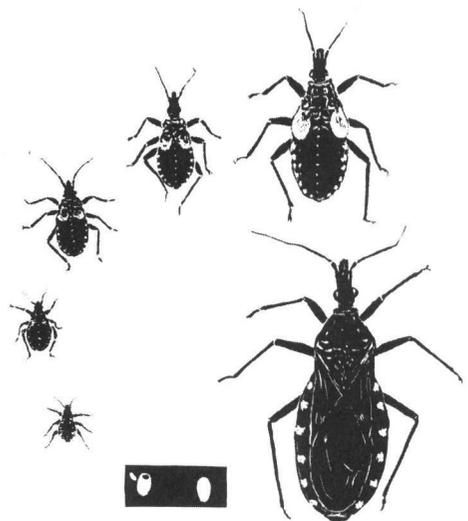


Figura 18 Metamorfose de *T. infestans* mostrando as fases de desenvolvimento de ovo ao adulto fêmea.

Os triatomíneos têm a seguinte posição na escala zoológica: Classe *Insecta* — Ordem *Hemiptera* — Subordem *Gynocerata* — Superfamília *Reduvidioidea* — Família *Reduviidae* — Subfamília *Triatominae*.

São atualmente aceitas 123 espécies de triatomíneos, distribuídas por 8 tribos e 15 gêneros, e algumas espécies compondo 8 complexos subespecíficos, conforme nosso conceito. Na lista apresentada na Tabela 2, estão relacionados as tribos, os gêneros, as espécies e os complexos subespecíficos da subfamília *Triatominae*, com a respectiva distribuição geográfica por países e indicação da albergagem de *Trypanosoma cruzi*: com um asterisco precedendo o nome, com dois asteriscos quando infectado pelo *Trypanosoma rangeli* (Tejera, 1920) e com três asteriscos pelo *Trypanosoma conorhini* (Donovan, 1909). Essa relação foi elaborada com base nas seguintes referências: 3, 5, 23, 31 e 34-38

7. CARACTERIZAÇÃO DAS ESPÉCIES DE TRIATOMINAE

A maioria das espécies de triatomíneos foi descrita com base exclusiva nas características morfológicas, às vezes de um único exemplar. O que se levou em consideração para essas descrições foram: a cor, a forma e as dimensões do exoesqueleto do triatomíneo. Posteriormente, foram introduzidos caracteres da genitália do macho, o que auxiliou na distinção de algumas espécies. Outras ferramentas e metodologias diversas, ainda pouco utilizadas até o presente, vieram juntar-se para ajudar na caracterização específica.^{3, 23}

Entre alguns meios pouco explorados para o processo de identificação específica, estão as características biológicas. Deveriam ser consideradas com mais atenção, pois, provavelmente, existem entidades específicas que, por meio dessas características, poderão ser separadas, como é provavelmente o caso do *Panstrongylus lignarius* (Walker, 1837), estritamente selvático no Pará, enquanto, no Peru só é encontrado nas habitações humanas.²⁴⁻²⁶

Através de cruzamentos experimentais intra- e interespecíficos para a verificação do isolamento reprodutivo, observa-se que, nos triatomíneos, existe uma faixa de possibilidades de resultados que vão desde a completa esterilidade até os produtos dos cruzamentos inteiramente férteis. Teoricamente, a hibridização poderia servir de parâmetro para verificar as afinidades genéticas, taxionômicas e morfológicas. Entretanto, espécies morfológicamente muito próximas, tais como *Triatoma sinaloensis* (Ryckman, 1962) e *Triatoma peninsularia* (Usinger, 1940) são interestereis, enquanto outras espécies, completamente distintas na morfologia, como *Triatoma barberi* (Usinger, 1939) com *Triatoma protracta* (Uhler, 1894), *Triatoma infestans* (Klug, 1834) com *Triatoma maculata* (Erickson, 1848) etc., produzem híbridos férteis.^{3, 21, 22, 23, 27} Aqui as barreiras ecológicas parecem mais importantes do que as barreiras genéticas para o isolamento das espécies. Mas, quando populações de espécies distintas têm distribuições que se superpõem, como na domiciliação, o isolamento genético pode ser praticado através da segregação específica pela competição para a ocupação do mesmo nicho ecológico no domicílio. Contudo, a existência de espécies diferentes num mesmo domicílio pode ser observada, predominantemente, entretanto, numericamente uma espécie sobre a outra.²⁷

Em síntese, pode-se concluir que a hibridização experimental dos triatomíneos parece fornecer dados para indicar a esterilidade interespecífica e a fertilidade intra-específica de variedades

ou raças e fornecer evidências que possam relacionar populações e grupos de espécies na natureza.

Os túbulos espermatogênicos dos triatomíneos apresentam certo valor taxionômico, pois variam em número e tamanho, de acordo com os gêneros. Dessa forma, em *Panstrongylus* existem sete túbulos quase iguais; em *Psammolestes* e *Rhodnius*, três curtos, dois médios e dois longos.²⁸

Cariótipos de algumas espécies de triatomíneos foram também descritos, apresentando os cromossomos do inseto do tipo holocinético centrômero difuso, cuja propriedade explica a existência de cromossomos X múltiplos. Atualmente, já estão determinados os cariótipos de 46 espécies de triatomíneos.²⁸⁻³⁰

Tem sido tentada a taxionomia molecular através da separação eletroforética de proteínas específicas.^{29, 31, 32} A hemolinfa de *Triatoma brasiliensis* (Neiva, 1911), *T. infestans* (1834), *Triatoma sordida* (Stal, 1859), *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835), *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859) e *Rhodnius pallescens* (Barber, 1932) foi observada por meio de eletroforese em papel, tendo-se verificado uma estreita analogia entre esses três gêneros e o padrão eletroforético para cada espécie estudada. Não foram observadas diferenças que refletissem o sexo, a fase e a albergagem de *T. cruzi*, concluindo-se que esse parasita não interferia no metabolismo protéico do inseto.³² Foi recentemente usado o RAPD (DNA polimorfo amplificado), técnica que promete muito na identificação específica, com a vantagem de poder utilizar materiais de triatomíneos mortos, secos, congelados ou preservados em álcool. Esse processo revela a variabilidade interespecífica mais acuradamente do que as isoenzimas.³³

8. AS ESPÉCIES IMPORTANTES

A distribuição específica é o primeiro parâmetro a ser considerado nos levantamentos epidemiológicos, pois, de antemão, ela indica, com segurança, a existência da endemia chagásica na área, a depender da espécie que aí se encontra. Pode-se até prever, com base na presença de determinada espécie, o grau de endemicidade da área.³⁶

Na avaliação da importância de uma espécie de triatomíneo, é particularmente valioso conhecer, no domicílio, o índice de albergagem natural do *T. cruzi*, o que representa um verdadeiro “xenodiagnóstico natural” da população humana que vive na área observada. O índice deve ser determinado de modo global, localizado por bairros, por espécies, por adultos, ninfas e sexo do triatomíneo, cujos parâmetros são todos de importância.

Ao lado do índice de positividade natural para o *T. cruzi*, é importante também determinar a distribuição e a densidade específica dos triatomíneos no interior e no peridomicílio. Deve-se ter em mente que só o encontro de adultos — e mesmo de ninfas —, de forma esporádica, dentro de uma casa, não significa colonização no domicílio; da mesma forma, o encontro fortuito de espécimens fora da área normal de sua distribuição geográfica não significa que a espécie esteja estabelecida no local.

A maioria das espécies de triatomíneos é originada das regiões Neotropical e Neártica. Estão distribuídas desde Salt Lake City, a 41° N nos Estados Unidos, onde *Triatoma protracta* (Uhler, 1894) foi assinalado, até a Patagônia, no sul do Continente Sul-Americano, onde *Triatoma patagonica* (Del Ponte, 1929) foi encontrado a 56° S. Entretanto, poucas são as espécies comuns para essas duas regiões.^{3, 23, 37-39} Nos EUA, as 10 espécies de triatomíneos existentes têm nichos ecológicos silvestres e, embora freqüentem o domicílio, não conseguiram colonizá-lo.

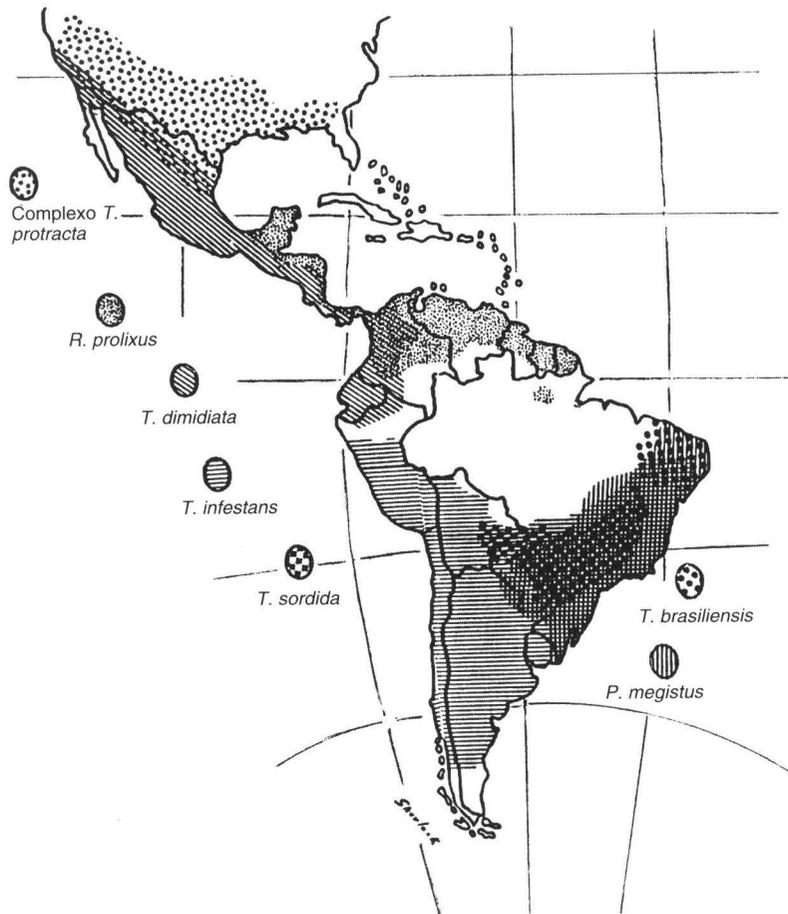


Figura 19 Distribuição geográfica das principais espécies de triatomíneos que são vetores do *T. cruzi*.

Entretanto, *Triatoma sanguessuga* (Leconte, 1855), que ocorre no Leste norte-americano, foi encontrada picando o homem em sua residência no Estado de Illinois.³⁹ A espécie tem sido encontrada também, mais recentemente, em domicílios noutros estados, inclusive em fase ninfal, indicando que, pelo menos, está colonizando nas proximidades de residências humanas. Já para o Oeste do país, ocorre com maior frequência o complexo de subespécies de *T. protracta*, tendo sido coletado em habitações humanas, atraído pela luz. Foi encontrado albergando o *T. cruzi* nos estados da Califórnia, Arizona e Novo México; todavia, a espécie é má vetora, pois não defeca imediatamente após o repasto sanguíneo.³⁹

No Texas, Arizona e Novo México, também foram encontrados exemplares de *T. rubida uhleri* (Neiva, 1911) e *T. gerstaeckeri* (Stal, 1859) numa cama, inclusive albergando o *T. cruzi*. Outras espécies são também encontradas com certa frequência, entre as quais *Triatoma recurva* (Stal, 1868) e *Triatoma lecticularia* (Stal, 1859).³⁹

No México, Guatemala, Honduras, El Salvador e Nicarágua, além de *T. dimidiata*, encontram-se *Triatoma rubida sonora* (Del Ponte, 1930), *Triatoma phyllossoma* (Burmeister, 1835) e a subespécie *Triatoma phyllossoma pallidipennis* (Stal, 1872), *Triatoma barberi* (Usinger, 1939) e *R. prolixus*, que proliferam muito bem nos domicílios. Todas foram encontradas albergando o *T. cruzi*. Do ponto de vista epidemiológico, como transmissores do *T. cruzi* para o homem, as espécies *T. dimidiata* e *R. prolixus* são, ali, as mais importantes.³⁹

Já no Panamá, a espécie domiciliar mais frequente é o *Rhodnius pallescens*, que também é encontrado no ambiente silvestre. O *Panstrongylus geniculatus* (Latreille, 1811), que tem larga distribuição geográfica, foi também assinalado no Panamá.³⁹

Na Colômbia existem *Triatoma venosa* (Stal, 1872) e *T. maculata*, esta última espécie sendo encontrada nos ecótopos silvestres e no interior do domicílio, principalmente quando o *R. prolixus* é eliminado por meio dos inseticidas. Ainda se encontra nesse país a *T. dimidiata*, cuja distribuição é muito extensa e a espécie está bem adaptada ao peridomicílio.^{39, 41, 42}

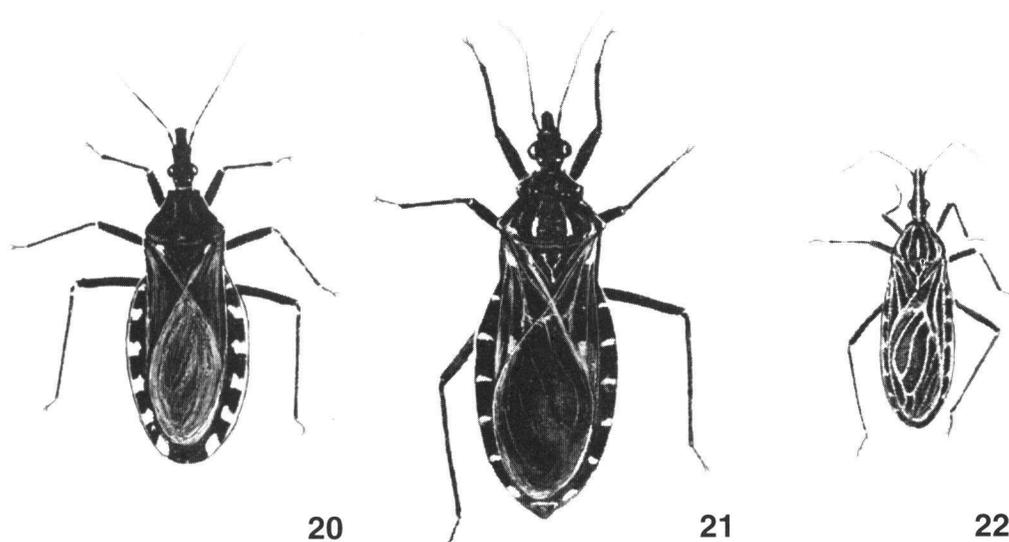
No Peru, onde existem dois focos principais bastante separados, o *P. lignarius*, no foco norte, é o principal vetor. No foco sul, a espécie transmissora principal é o *T. infestans*, provavelmente originário do Chile. Outras espécies estão sendo também observadas mais recentemente nesse país como invasoras do domicílio, entre elas *T. dimidiata*, *Rhodnius ecuadoriensis* (Lent & Leon, 1958) e o *Rhodnius robustus* (Larrousse, 1927).²⁵

Mais informações são dadas, a seguir, sobre as seguintes espécies particulares, que são as mais importantes na transmissão do *T. cruzi*.

8.1. *Triatoma infestans*

Triatoma infestans (Klug, 1834) (Figura 20).

É a principal espécie vetora de *T. cruzi* em grande parte da América do Sul, estendendo sua distribuição do sul da Argenti-



Figuras 20 a 22 Espécies de triatomíneos mais importantes na transmissão da doença de Chagas, ilustradas na mesma escala.

20. *Triatoma infestans* (Klug, 1834).

21. *Panstrongylus megistus* (Burmeister, 1835).

22. *Rhodnius prolixus* (Stal, 1859).

na à Região Nordeste do Brasil. Geralmente suas populações abrangem numerosos exemplares, podendo-se coletar, nas capturas intradomiciliares, centenas de exemplares do inseto.^{35, 52-56}

Como é extremamente domiciliada, vivendo no microclima das habitações humanas, independe do macroclima externo, tendo possivelmente, por isso, larga faixa de valência ecológica. Foi, raras vezes, encontrada fora das habitações, em tocas de animais silvestres, alimentando-se de pequenos roedores. Esse fato parece constituir-se numa possível regressão aos seus hábitos primitivos,²⁶ pois tais achados têm sido feitos somente em locais próximos a vivendas humanas, que também estavam infestadas. O exame de centenas de ninhos de aves e locas de animais selvagens, feito em diversas regiões da Argentina, resultou na coleta de outras espécies de triatomíneos; entretanto, nunca a espécie *T. infestans* foi capturada nesses ecótopos.^{26, 43}

No Chile, Argentina e Uruguai, a espécie *T. infestans* é o mais importante vetor da doença de Chagas, disseminando-se de norte a sul desses três países até o paralelo 46°, onde tem hábitos quase exclusivamente domiciliares.⁴³ No Paraguai, *T. infestans* encontra-se bastante disseminada.

Na Bolívia, onde essa espécie também é bastante disseminada, foi assinalada na altitude de até 3.600 metros e, no Brasil, ocorria principalmente no Planalto Paulista, com altitude de 1.000 metros; todavia, também podia ser encontrada em localidades com baixas altitudes.^{2, 39, 54, 55}

Não obstante o grande número de espécies assinaladas no Brasil, a espécie *T. infestans* é considerada uma das mais importantes na transmissão do *T. cruzi* para o homem. Encontra-se distribuída desde o Rio Grande do Sul até algumas localidades do Nordeste, nos Estados do Piauí, Pernambuco e Paraíba. A dispersão para o Nordeste foi feita tanto de modo ativo como passivo.^{3, 35}

No Brasil, da mesma forma que nos outros países da América do Sul em que ocorre, mantém seus hábitos antropofílicos bastante acentuados, apesar de também ter sido encontrada no ambiente silvestre, possivelmente originada do domicílio.^{44, 45}

Nos primórdios de sua dispersão para o Nordeste, na sua passagem pelo Estado da Bahia, foi possível prever e, após, confirmar surtos de doença de Chagas aguda, demonstrando assim, como noutras áreas, o seu importante papel como vetor de diversas cepas do *T. cruzi*. Inicialmente, na área que estava invadindo, onde existia apenas a espécie *T. sordida* com capacidade vetorial secundária e com taxa de infecção humana desprezível, a espécie *T. infestans* começou a ser encontrada albergando baixos índices de *T. cruzi*. Posteriormente, já durante o surto da doença, podia ser capturada, em grandes quantidades, no domicílio e albergando altas taxas de *T. cruzi*. Desapareceu da área após as medidas de combate.^{35, 36, 52, 53}

Também esse triatomíneo não foi encontrado em extensas pesquisas feitas em locas de animais silvestres, ninhos de pássaros e ocos de árvores no Estado de São Paulo.^{56, 57} Seus ecótopos preferenciais são as frestas formadas pelo ressecamento do barro nas paredes das casas de “sopapo”, onde faz as posturas e eclodem as ninfas de primeiro estágio, completando-se o ciclo vital. Essas características conferem à espécie grande importância epidemiológica na doença de Chagas.

Durante o dia, o inseto mantém-se escondido nessas frestas e, à noite, sai desses esconderijos para sugar suas vítimas. Também nas residências mais infestadas é encontrado nos tetos, forros, camas, baús, aproximando-se sua adaptação ao domicílio àquela do percevejo comum.⁵⁷⁻⁵⁹ Foi verificado que a espécie *T. infestans* manifestou preferência quase absoluta pelas casas de barro, vindo, em seguida, as casas de madeira, tendo sido pouco encontrada nas casas de tijolo, conforme os dados da Tabela 1.²⁶

8.2. *Panstrongylus megistus*

Panstrongylus megistus (Burmeister, 1835) (Figura 21).

A espécie *P. megistus* pode ser considerada o vetor mais importante no Brasil, em vista da sua larga distribuição geográfica no país e da sua elevada susceptibilidade ao *T. cruzi*. Esse

Tabela 1 Frequência de triatomíneos de acordo com o tipo de habitação (Adaptado de Pessoa, 1963)

| Tipo de casa | N.º de casas pesquisadas | N.º de casas com triatomíneos* | % de casas com triatomíneos |
|-------------------|--------------------------|--------------------------------|-----------------------------|
| Tijolo com reboco | 4.786 | 177 | 3,69 |
| Tijolo sem reboco | 1.324 | 62 | 4,68 |
| Madeira | 4.301 | 752 | 17,48 |
| Barro | 3.491 | 979 | 28,04 |

*97,2% dos triatomíneos capturados eram *T. infestans*.

Tabela 2 Gêneros, espécies e subespécies de triatomíneos e sua distribuição por países

| Espécies | Países |
|--|---|
| Gênero <i>Alberprosenia</i> (Martinez & Carcavallo, 1977) | |
| <i>Alberprosenia goyovargasi</i> (Martinez & Carcavallo, 1977) | Venezuela |
| <i>Alberprosenia malheiroi</i> (Serra, Atzingen & Serra, 1980) | Brasil |
| Gênero <i>Belminus</i> (Stal, 1859) | |
| <i>Belminus costaricensis</i> (Herrer, Lent & Wygodzinsky, 1954) | Costa Rica |
| <i>Belminus laportei</i> (Lent, Jurberg & Carcavallo, 1955) | Brasil |
| <i>Belminus herreri</i> (Lent & Wygodzinsky, 1979) | Panamá |
| <i>Belminus peruvianus</i> (Herrer, Lent & Wygodzinsky, 1954) | Peru |
| <i>Belminus pittieri</i> (Osuna & Ayala, 1993) | Venezuela |
| <i>Belminus rugulosus</i> (Stal, 1859) | Colômbia, Venezuela |
| Gênero <i>Bolboderia</i> (Valdez, 1914) | |
| <i>Bolboderia scabrosa</i> (Valdez, 1914) | Cuba |
| Gênero <i>Cavernicola</i> (Barber, 1937) | |
| * <i>Cavernicola pilosa</i> (Barber, 1937) | Brasil, Equador, Venezuela |
| <i>Cavernicola lenti</i> (Barret & Arias, 1985) | Brasil |
| Gênero <i>Dipetalogaster</i> (Usinger, 1939) | |
| * <i>Dipetalogaster maximus</i> (Uhler, 1894) | México |
| Gênero <i>Eratyrus</i> (Stal, 1859) | |
| * <i>Eratyrus cuspidatus</i> (Stal, 1859) | Colômbia, Equador, Guatemala, Panamá, Venezuela |
| * <i>Eratyrus mucronatus</i> (Stal, 1859) | Bolívia, Brasil, Colômbia, Guiana, Guiana Francesa, Suriname, Trinidad, Venezuela |
| Gênero <i>Hermanlenia</i> (Jurberg & Galvão, 1997) | |
| <i>Hermanlenia matsunoi</i> (Fernandez-Loayza, 1989) | Peru |
| Gênero <i>Linshcosteus</i> (Distant, 1904) | |
| <i>Linshcosteus carnifex</i> (Distant, 1904) | Índia |
| <i>Linshcosteus chota</i> (Lent & Wygodzinsky, 1979) | Índia |
| <i>Linshcosteus confumus</i> (Ghauri, 1976) | Índia |
| <i>Linshcosteus costalis</i> (Ghauri, 1976) | Índia |
| <i>Linshcosteus kali</i> (Lent & Wygodzinsky, 1979) | Índia |
| Gênero <i>Mepraia</i> (Mazza, (Garjado & Jorg, 1940) | |
| <i>Mepraia spinola</i> (Porter, 1933) | Chile |
| Gênero <i>Microtriatoma</i> (Prosen & Martinez, 1952) | |
| * <i>Microtriatoma borbai</i> (Lent & Wygodzinsky, 1979) | Brasil |
| <i>Microtriatoma mansonsotoi</i> (Prosen & Martinez, 1952) | Bolívia |
| <i>Microtriatoma trinidadensis</i> (Lent, 1951) | Brasil, Bolívia, Colômbia, Panamá, Peru, Trinidad, Venezuela |
| Gênero <i>Parabelminus</i> (Lent, 1943) | |
| * <i>Parabelminus carioca</i> (Lent, 1943) | Brasil |
| <i>Parabelminus yurupucu</i> (Lent & Wygodzinsky, 1979) | Brasil |
| Gênero <i>Psammolestes</i> (Bergroth, 1911) | |
| * <i>Psammolestes arthuri</i> (Pinto, 1926) | Venezuela |
| <i>Psammolestes coreodes</i> (Bergroth, 1911) | Argentina, Bolívia, Paraguai |
| <i>Psammolestes tertius</i> (Lent & Jurberg, 1965) | Brasil |
| Gênero <i>Paratriatoma</i> (Barber, 1938) | |
| <i>Paratriatoma hirsuta</i> (Barber, 1938) | USA |
| Subespécies: <i>P. hirsuta kamiensis</i> (Ryckman, 1967) | |
| <i>P. hirsuta papagoensis</i> (Ryckman, 1967) | |
| <i>P. hirsuta pima</i> (Ryckman, 1967) | |
| <i>P. hirsuta yumanensis</i> (Ryckman, 1967) | |
| Gênero <i>Panstrongylus</i> (Ber, 1879) | |

Tabela 2 Gêneros, espécies e subespécies de triatomíneos e sua distribuição por países (continuação)

| Espécies | Países |
|---|---|
| <i>Panstrongylus chinai</i> (Del Ponte, 1929) | Equador, Peru |
| <i>Panstrongylus diasi</i> (Pinto & Lent, 1946) | Brasil, Bolívia |
| * <i>Panstrongylus geniculatus</i> (Latreille, 1811) | Argentina, Bolívia, Brasil, Colômbia, Guiana Francesa, Paraguai, Panamá, Peru, Suriname, Trinidad, Uruguai, Venezuela |
| * <i>Panstrongylus guentheri</i> (Berg, 1878) | Argentina, Bolívia, Paraguai |
| * <i>Panstrongylus herreri</i> (Wygodzinky, 1948) | Peru |
| * <i>Panstrongylus howardi</i> (Neiva, 1911) | Equador |
| * <i>Panstrongylus humeralis</i> (Usinger, 1939) | Panamá |
| <i>Panstrongylus lenti</i> (Galvão & Palma, 1968) | Brasil |
| * <i>Panstrongylus lignarius</i> (Walker, 1837) | Brasil, Guiana, Suriname, Venezuela |
| * <i>Panstrongylus lutzi</i> (Neiva & Pinto, 1923) | Brasil |
| * <i>Panstrongylus megistus</i> (Burmeister, 1835) | Argentina, Bolívia, Brasil, Paraguai, Uruguai |
| * <i>Panstrongylus rufotuberculatus</i> (Champion, 1899) | Bolívia, Brasil, Colômbia, Peru, Equador, Panamá, Venezuela |
| * <i>Panstrongylus tupynambai</i> (Lent, 1942) | Brasil |
| Gênero Rhodnius (Stal, 1859) | |
| <i>Rhodnius brethesi</i> (Matta, 1919) | Brasil, Colômbia, Venezuela |
| <i>Rhodnius dalessandroi</i> (Carcavallo & Barretto, 1976) | Colômbia |
| ** <i>Rhodnius domesticus</i> (Neiva & Pinto, 1923) | Brasil |
| * <i>Rhodnius ecuadoriensis</i> (Lent & Leon, 1958) | Equador, Peru |
| <i>Rhodnius nasutus</i> (Stal, 1859) | Brasil |
| * <i>Rhodnius neglectus</i> (Lent, 1954) | Brasil, Venezuela |
| <i>Rhodnius neivai</i> (Lent, 1953) | Colômbia, Venezuela, Suriname, Trindade |
| * <i>Rhodnius pallescens</i> (Barber, 1932) | América Central, Colômbia, Brasil, Panamá |
| * <i>Rhodnius paraensis</i> (Sherlock, Guitton & Miles, 1977) | Brasil |
| * <i>Rhodnius pictipes</i> (Stal, 1872) | Belize, Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Guiana, Peru, Suriname, Trindade, Venezuela |
| *** <i>Rhodnius prolixus</i> (Stal, 1859) | Brasil, Colômbia, Costa Rica, El Salvador, Guiana Francesa, Guatemala, Honduras, Guiana, México, Nicarágua, Suriname, Venezuela |
| * <i>Rhodnius robustus</i> (Larrousse, 1927) | Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana Francesa, Peru, Venezuela |
| <i>Rhodnius stali</i> (Lent, Jurberg & Galvão, 1993) | Brasil, Bolívia |
| Gênero Triatoma (Laporte, 1833) | |
| <i>Triatoma amicitiae</i> (Lent, 1951) | Região Oriental: Ceilão |
| <i>Triatoma arthurneivai</i> (Lent & Martins, 1940) | Brasil |
| * <i>Triatoma barberi</i> (Usinger, 1939) | México |
| <i>Triatoma brailovskyi</i> (Martinez Carcavallo & Pelaez, 1984) | México |
| <i>Triatoma bolivari</i> (Carcavallo Martinez & Pelaez, 1987) | México |
| <i>Triatoma bouvieri</i> (Larrousse, 1924) | Região Oriental: Ilhas Nicobar, Filipinas, Vietnã |
| * <i>Triatoma brasiliensis</i> (Neiva, 1911) | Brasil |
| Subespécies: <i>T. brasiliensis melanica</i> (Neiva & Lent, 1941) | |
| <i>T. brasiliensis macromelasoma</i> (Galvão, 1956) | |
| <i>Triatoma breyeri</i> (Del Ponte, 1929) | Argentina |
| Subespécies: <i>T. breyeri dallasi</i> (Del Ponte, 1930) | |
| <i>Triatoma bruneri</i> (Usinger, 1944) | Cuba |
| * <i>Triatoma carrioni</i> (Larrousse, 1926) | Equador, Peru |
| <i>Triatoma cavernicola</i> (Else & Cheong, 1977) | Região Oriental: Malásia |
| * <i>Triatoma circummaculata</i> (Stal, 1859) | Argentina, Brasil |
| * <i>Triatoma costalimai</i> (Verano & Galvão, 1958) | Brasil |
| * <i>Triatoma deanei</i> (Galvão, Honorato & Lima, 1958) | Brasil |
| * <i>Triatoma delpontei</i> (Romãna & Abalos, 1947) | Argentina, Paraguai, Uruguai |
| * <i>Triatoma dimidiata</i> (Latreille, 1811) | Belize, Costa Rica, Equador, Guatemala, Honduras, México, Nicarágua, Panamá, Peru, El Salvador, Venezuela |
| Subespécies: <i>T. dimidiata capitata</i> (Usinger, 1941) | |
| <i>T. dimidiata maculipennis</i> (Stal, 1859) | |
| * <i>Triatoma dispar</i> (Lent, 1950) | Costa Rica, Equador, Panamá |
| * <i>Triatoma eratyrsiforme</i> (Del Ponte, 1929) | Argentina |
| * <i>Triatoma flavida</i> (Neiva, 1911) | Cuba |
| * <i>Triatoma gerstaeckeri</i> (Stal, 1859) | USA, México |
| <i>Triatoma gomezuuezi</i> (Martinez, Carcavallo & Jurberg, 1994) | México |
| * <i>Triatoma guasayana</i> (Wygodzinsky & Abalos, 1949) | Argentina, Paraguai, Bolívia |
| <i>Triatoma guazu</i> (Lent & Wygodzinsky, 1979) | Paraguai |
| * <i>Triatoma hegneri</i> (Mazzotti, 1940) | México |
| <i>Triatoma incrassata</i> (Usinger, 1939) | México, USA |
| Subespécie: <i>T. incrassata apachaensis</i> (Usinger, 1944) | |
| <i>Triatoma indicativa</i> (Neiva, 1912) | México, USA |
| * <i>Triatoma infestans</i> (Klug, 1834) | Argentina, Bolívia, Brasil, Chile, Equador, Paraguai, Peru, Uruguai |

Tabela 2 Gêneros, espécies e subespécies de triatomíneos e sua distribuição por países (continuação)

| Espécies | Países |
|--|---|
| * <i>Triatoma lecticularia</i> (Stal, 1859) Subespécies: <i>T. lecticularia occulta</i> (Neiva, 1911) <i>T. lecticularia floridana</i> (Usinger, 1944) | México, USA |
| * <i>Triatoma lenti</i> (Sherlock & Serafim, 1967) <i>Triatoma leopoldoi</i> (Schouteden, 1933) | Brasil Região Australiana: Austrália, Indonésia Brasil, Colômbia, Guiana, Antilhas Holandesas, Suriname, Venezuela |
| * <i>Triatoma maculata</i> (Erickson, 1848) | Brasil |
| <i>Triatoma matogrossensis</i> (Leite & Barbosa, 1953) | Brasil |
| * <i>Triatoma melanocephala</i> (Neiva & Pinto, 1923) <i>Triatoma migrans</i> (Breddin, 1903) | Brasil Região Oriental: Índia, Indonésia, Malásia, Filipinas, Tailândia |
| * <i>Triatoma neotomoe</i> (Neiva, 1911) | USA |
| * <i>Triatoma nigromaculata</i> (Stal, 1859) | Venezuela |
| * <i>Triatoma nitida</i> (Usinger, 1939) <i>Triatoma obscura</i> (Maldonado & Farr, 1962) <i>Triatoma oliveirai</i> (Neiva, Pinto & Lent, 1939) | Costa Rica, Guatemala, Honduras, México Jamaica |
| * <i>Triatoma patagonica</i> (Del Ponte, 1929) | Brasil |
| * <i>Triatoma pessoai</i> (Sherlock & Serafim, 1967) Subespécie: <i>T. pessoai bahiensis</i> (Sherlock & Serafim, 1972) <i>Triatoma petrochii</i> (Pinto & Barretto, 1925) | Argentina Brasil |
| * <i>Triatoma peninsularis</i> (Usinger, 1940) | Brasil |
| * <i>Triatoma phyllosoma</i> (Burmeister, 1835) Subespécies: <i>T. phyllosoma intermedia</i> (Usinger, 1944) <i>T. phyllosoma longipennis</i> (Usinger, 1939) <i>T. phyllosoma mazzoti</i> (Usinger, 1941) <i>T. phyllosoma pallidipennis</i> (Stal, 1872) <i>T. phyllosoma picturata</i> (Usinger, 1939) | México México |
| * <i>Triatoma platensis</i> (Neiva, 1913) | Argentina, Bolívia, Paraguai |
| * <i>Triatoma protracta</i> (Uhler, 1894) Subespécies: <i>T. protracta nahuatlae</i> (Ryckman, 1962) <i>T. protracta navajoensis</i> (Ryckman, 1962) <i>T. protracta woodi</i> (Usinger, 1939) <i>T. protracta zacatecensis</i> (Ryckman, 1962) | México, USA |
| * <i>Triatoma pseudomaculata</i> (Correa & Espinola, 1964) <i>Triatoma pugasi</i> (Lent, 1953) | Brasil Região Oriental: Java |
| * <i>Triatoma recurva</i> (Stal, 1868) Subespécie: <i>T. recurva nigricollis</i> (Usinger, 1944) | México, USA |
| * <i>Triatoma rubida</i> (Uhler, 1894) Subespécies: <i>T. rubida cochimiensis</i> (Ryckman, 1967) <i>Triatoma rubida jaegeri</i> (Ryckman, 1967) <i>Triatoma rubida sonoriana</i> (Del Ponte, 1930) <i>Triatoma rubida uhleri</i> (Neiva, 1911) | México, USA |
| *** <i>Triatoma rubrofasciata</i> (De Geer, 1773) | Região Australiana e Ilhas Pacíficas: Havaí, Nova Guiné; Região Etiópica: África do Sul, Angola, Congo, Comores, Madagascar, Maurício, Reunião, Serra Leoa, Zanzibar; Região Neártica: USA; Região Neotropical: Antígua, Argentina, Brasil, Bahamas, Guiana Francesa, Granada, Guadalupe, Haiti, Ilhas Virgens, Jamaica, Martinica, República Dominicana, Trinidad, Venezuela, Vicente; Região Paleártica: Arábia Saudita, Açores |
| * <i>Triatoma rubrovaria</i> (Blanchard, 1859) <i>Triatoma ryckmani</i> (Zeledon & Ponce, 1972) | Argentina, Brasil, Uruguai |
| * <i>Triatoma sanguissuga</i> (Leconte, 1855) Subespécies: <i>T. sanguissuga ambigua</i> (Neiva, 1911) <i>T. sanguissuga texana</i> (Usinger, 1944) | Costa Rica, Guatemala, Honduras USA |
| * <i>Triatoma sinaloensis</i> (Ryckman, 1962) <i>Triatoma sinica</i> (Hsiao, 1965) | México Região Oriental: China |
| * <i>Triatoma sordida</i> (Stal, 1859) | Argentina, Bolívia, Paraguai, Uruguai |
| * <i>Triatoma tibiamaculata</i> (Pinto, 1926) | Brasil |
| * <i>Triatoma venosa</i> (Stal, 1872) | Colômbia, Costa Rica |
| * <i>Triatoma vitticeps</i> (Stal, 1859) | Brasil |
| * <i>Triatoma williami</i> (Galvão, Souza & Lima, 1965) <i>Triatoma wygodzinskiyi</i> (Lent, 1951) | Brasil Brasil |

flagelado multiplica-se de modo abundante no tubo digestivo do triatomíneo, e a metaciclogênese resulta em elevado número de formas metacíclicas.

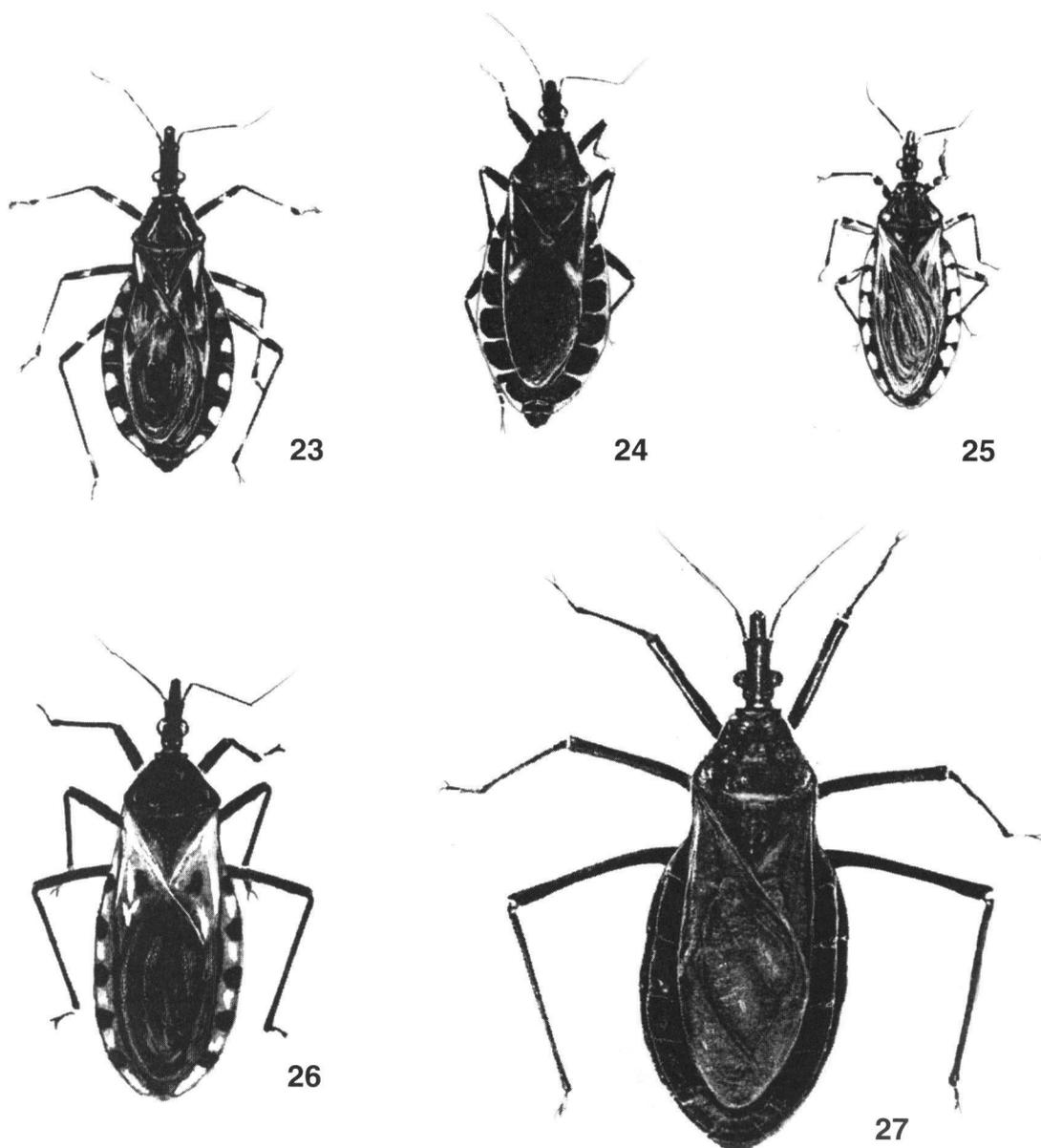
Distribui-se desde as Guianas até a Argentina (Misiones e Corrientes), atingindo, em direção oeste, o Paraguai e a Bolívia^{39, 44} e, para o leste, longa faixa do litoral da Bahia. Alguns dos maiores focos endêmicos da doença de Chagas, principalmente em Minas Gerais e Bahia, têm-no como um dos principais transmissores, se não o único. Suas populações oscilam desde uns poucos a centenas de exemplares, que se coletam em um único abrigo, conforme temos observado em focos da Bahia.^{35, 60, 61}

Panstrongylus megistus distribui-se do Nordeste ao Sul do País, diferindo, entretanto, em seus hábitos. Isso porque, no Leste

do Brasil, essa espécie só foi encontrada no interior do domicílio, sendo, no Sul do País, essencialmente silvestre.⁴⁶

Embora abundante nos domicílios das áreas endêmicas do Leste, não foi aí encontrada em ecótopos silvestres, onde outras espécies o são. Já no extremo Sul, tem como *habitat* natural os ninhos de marsupiais no ambiente silvestre, podendo os adultos daí partirem para invadir o domicílio.⁶² Tem-se a impressão de que, no Nordeste, a séria devastação florestal com a conseqüente extinção dos ecossistemas naturais, motivando a escassez das fontes de sua alimentação sangüínea, tornou esse triatomíneo mais adaptado ao domicílio humano, até chegar ao estado atual de só nele ser encontrado.

Para Pessoa,²⁶ o *P. megistus* é formado por um complexo de variedades, sendo o tipo domiciliado originado da espécie sil-



Figuras 23 a 27 Espécies de triatomíneos muito importantes na transmissão do *T. cruzi*, ilustradas na mesma escala.

- 23. *Triatoma brasiliensis* (Neiva, 1911)
- 24. *Triatoma rubrofasciata* (De Geer, 1773)
- 25. *Triatoma sordida* (Stal, 1859)
- 26. *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811)
- 27. *Dipetalogaster maximus* (Uhler, 1894)

vestre por mutação espontânea e adaptação ao domicílio humano. Segundo o mesmo cientista, é possível que a forma encontrada no peridomicílio, como, por exemplo, nos galinheiros, resulte também ser boa variedade. E admite Pessoa^{26,62} que a raça peridomiciliar que não pode mais colonizar os biótopos naturais é resultante de mutação espontânea e não devida a adaptação temporária.

Do ponto de vista morfológico, o *P. megistus* apresenta alguma variação que, entretanto, não foi ainda correlacionada com o seu comportamento. Até mesmo mutantes genéticos, com características morfológicas distintas, têm sido observados, como, por exemplo, o *P. megistus leucofasciatus*, estudado por Lucena.^{3, 35, 63}

O *P. megistus* não foi encontrado na Amazônia e é escasso no Mato Grosso, mas foi encontrado ao longo da Estrada de Ferro Noroeste de São Paulo, que estendia seus trilhos ao Porto Esperança, às margens do Rio Paraguai, sendo assinalado também em microfocos da doença no Paraguai.^{39, 44, 55}

Deve ser salientado o importante papel do *P. megistus* na transmissão do *T. cruzi* para o homem, mesmo no ambiente urbano. Recorde-se que a espécie foi encontrada muito disseminada na cidade de Salvador, Bahia, ocorrendo inclusive no centro da cidade. Após o combate e a melhoria de algumas condições de higiene, a espécie aparentemente desapareceu do mapa dessa cidade.⁶⁴⁻⁶⁷

8.3. *Rhodnius prolixus*

Rhodnius prolixus (Stal, 1859) (Figura 22).

Vários fatores tornam o *R. prolixus* uma das espécies mais importantes de vetores do *T. cruzi*, tais como a sua acentuada antropofilia, rápido ciclo de desenvolvimento, elevada densidade e intensa dispersão passiva; também possui alta susceptibilidade para albergar o *T. cruzi* na natureza, com índices de até 80%, e defeca logo após alimentar-se. Torna-se ainda mais importante por causa das elevadas taxas de infecção natural pelo *T. rangeli*, que atingem de 3-90%.^{39, 43, 67}

O *Rhodnius prolixus* era considerado anteriormente como estritamente sinantrópico. Observações mais recentes mostraram que ele é também comumente encontrado em biótopos silvestres, e que a migração da palmeira para a habitação humana ocorre com grande intensidade, assim como de casa para casa.⁴²

Essa espécie é mais encontrada no início da estação chuvosa, quando a eclosão dos ovos é máxima. Ela se faz presente debaixo das pencas de cocos e nos espaços axilares que formam os pecíolos; as ninfas recém-nascidas encontram-se na parte mais baixa das palmas jovens, e, no terço médio e superior, encontram-se os adultos, principalmente na base da copa. Os ovos são também encontrados nas palhas das bordas das pencas, assim como nas conchas, e nas palmas que os camponeses usam para construir as casas. Por esse meio é que ocorre grandemente a sua disseminação.^{41, 42}

A infestação das casas ocorre também por meio do transporte desse triatomíneo nas roupas e bagagens de uma para outra casa. Também, quando as casas são próximas, pela sua passagem direta.³⁹

A maior densidade de espécimens dentro de casa é verificada nas paredes próximas às camas e também sob a cama. O inseto é também muito encontrado nas palhas que formam o teto da casa, onde defeca e pode contaminar os habitantes. Geralmente, está ausente da cozinha. Pouquíssimos exemplares são encontrados em casas de tijolos, mesmo quando tais casas estão localizadas

em áreas altamente infestadas. Parece que o *R. prolixus* não é atraído pela luz.^{2, 39, 41} O seu vôo é torpe e inseguro, sem meta definida.^{42, 68}

Rhodnius prolixus é a espécie mais comum e o principal vetor na Colômbia e Venezuela, Suriname, Guiana e Guiana Francesa e noutros países da América Central. Distribui-se por cerca de um quinto do território da Colômbia, onde vivem cerca de 5 milhões de pessoas. Foi aí encontrado nas altitudes que variam de 20 a 2.570 m acima do nível do mar.⁴¹

Acredita-se que foi da Venezuela que o *R. prolixus* se disseminou para os outros países da América Central, respeitando o Panamá e Costa Rica, possivelmente devido à impossibilidade da passagem de viajantes que o transportavam através do "Tampon del Darien". A sua disseminação poderia ter sido feita principalmente por meio das palhas usadas nas coberturas das casas.³⁹ Também a disseminação é feita por meio da ave *Mycteria americana*, em cujas plumas são encontrados os ovos e ninfas jovens do inseto. Essa ave emigra do Brasil ao terminarem as chuvas.

A importância epidemiológica de *R. prolixus* no Brasil não é grande; entretanto, pode aumentar com o desbravamento da Região Amazônica, onde a espécie ocorre.^{39, 41}

É fato muito curioso que, sendo a pátria do *R. prolixus* o Norte da América do Sul, tenha sido possível seu encontro no Sul do Brasil. A causa dessa sua dispersão provavelmente tenha sido a sua utilização freqüente em laboratórios de pesquisas. Entretanto, alguns autores não admitem essa suposição. Porém, mais recentemente, a espécie foi novamente assinalada para o Estado de São Paulo.⁶⁸

8.4. *Triatoma brasiliensis*

Triatoma brasiliensis (Neiva, 1911) (Figura 23).

T. brasiliensis é a espécie dominante nas zonas secas do Nordeste brasileiro, onde é freqüente, embora não ocorra comumente com populações numerosas de indivíduos.^{47, 48, 69} Essa espécie é a testemunha da adaptação dos hemípteros hematófagos silvestres para a habitação humana, e ainda continua sendo encontrada no domicílio, no peridomicílio e no ambiente silvestre.

O *T. brasiliensis* está amplamente distribuído no sertão nordestino dos Estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco e norte da Bahia, colonizando domicílios e comumente associado à espécie *T. pseudomaculata*.^{47, 48} Devido à sua escassa distribuição e baixa densidade em Alagoas, pensou-se que esse Estado fosse o limite meridional de sua dispersão. Entretanto, a espécie já ocorreu com elevadas populações em Minas Gerais e, esporadicamente, na zona cacaueira do sul da Bahia, mas sua existência nessa área é duvidosa.^{36, 42, 55}

O *T. brasiliensis*, no Nordeste semi-árido brasileiro, é considerado a espécie vetora mais importante, por ser a mais freqüente e quase sempre a única presente no interior do domicílio, albergando altos índices de infecção pelo *T. cruzi*. Entretanto, em alguns focos dessa região, principalmente nas mais frescas das serras, o *T. brasiliensis* cede lugar ao *P. megistus*.^{47, 48}

Na zona nordestina também ocorre *Triatoma pseudomaculata* (Correa & Spinola, 1964); porém, essa espécie, apesar de poder ser encontrada no interior dos domicílios, é desprovida de maior importância epidemiológica, uma vez que não é muito suscetível ao *T. cruzi*. Prefere as dependências das habitações humanas, ocorrendo geralmente em baixa densidade. Possui alguma importância no Estado da Paraíba.^{3, 49, 50}

8.5. *Triatoma rubrofasciata*

Triatoma rubrofasciata (De Geer, 1773) (Figura 24).

A importância de *T. rubrofasciata* decorre, em primeiro lugar, de ser a única espécie cosmopolita, sempre colonizando o domicílio humano. Embora esteja freqüentemente albergando o *Trypanosoma conorhini*, parasita dos ratos domésticos e não-patogênico para o homem, também foi encontrada naturalmente albergando o *T. cruzi* no domicílio humano.⁶⁴⁻⁶⁶ Talvez se deva a essa espécie a transmissão da doença de Chagas para algumas pessoas que viviam, décadas atrás, na cidade de Salvador, Bahia, quando era comumente encontrada nas casas antigas dos bairros centrais da cidade.^{35, 36, 65} Entretanto, não se constitui num bom vetor de *T. cruzi*, o que parece indicar a inexistência de casos da tripanossomose noutros Continentes onde foi assinalada, além do Americano, de onde poderia ter sido levada albergando o *T. cruzi*.

O *T. rubrofasciata* é de origem asiática, tendo se dispersado passivamente para quase todos os Continentes, possivelmente levado pelos navios infestados por ratos, de cujo sangue preferencialmente se alimenta. A introdução da espécie no Brasil deve ter sido feita há muitos anos, talvez proveniente da África. Estabeleceu-se em algumas cidades portuárias brasileiras, de onde foi levada a poucas cidades do interior. Foi introduzida também na Argentina, Venezuela e em várias cidades da América Central e Antilhas. Alcançou a Flórida e foi assinalada em Missouri, nos Estados Unidos, provavelmente procedente de Nova Orleans.^{2, 70}

O *T. rubrofasciata* foi encontrado em 1914, em Alfenas, sudoeste do Estado de Minas Gerais, fato que causou surpresa por ser essa espécie cosmopolita encontrada apenas em localidades portuárias. Foi também assinalada em Caxias, no interior do Estado do Maranhão.⁷¹

A espécie forma pequenas colônias, razão pela qual sua presença sempre chama pouca atenção dos habitantes. Dessa forma, pequeno número de exemplares de *T. rubrofasciata* foi observado no extenso inquérito feito na cidade de Salvador por Mangabeira Filho, o que também foi constatado, posteriormente, nos levantamentos feitos por outros e por nós mesmos realizados.^{36, 64-66, 70, 72}

São raros os achados em cidades do interior e com elevado número de exemplares. À exceção do registro no interior de Minas Gerais, essa espécie só tinha sido encontrada em cidades portuárias, tais como Belém, Natal, João Pessoa, Recife, Maceió, Aracaju, Salvador, Rio de Janeiro e Santos. Em Nazaré da Mata, no Estado de Pernambuco, essa espécie foi particularmente numerosa e predominou 30% sobre as outras.^{55, 69} A sua disseminação para essas localidades teria sido feita de modo passivo, pois só foi encontrada em localidades que ficavam em zonas cortadas por estradas procedentes de Recife.^{55, 69} Provavelmente, trata-se de uma variedade específica, ou mesmo de uma outra espécie próxima.^{2, 70, 72}

Os criadouros de *T. rubrofasciata* nos domicílios são estreitamente relacionados com os lugares onde proliferam ratos, também cosmopolitas que, normalmente, infestam as sujas cidades portuárias, e que são suas fontes preferenciais de alimentação sanguínea. Por outro lado, os roedores, quando famintos, também se alimentam de exemplares do inseto, pelo menos em laboratório. Exemplares têm sido encontrados nos vãos de paredes duplas das casas antigas, estúbulos, caixas vazias, fendas de paredes, tetos de palhoças, forros e outros materiais amontoados em depósitos. Alguns fatores limitantes da dispersão desse

triatomíneo são de ordem climática, como a salinidade e umidade das cidades portuárias. Às vezes, *T. rubrofasciata* pode encontrar-se, como as outras espécies sinantrópicas, em locais próximos ao leito do homem.

A espécie tem sido de difícil criação, quando alimentada em aves, e todas as nossas colônias degeneraram, ao fim da primeira geração, por causa de algum fator biológico que ignoramos.

8.6. *Triatoma sordida*

Triatoma sordida (Stal, 1859) (Figura 25).

Parece que a biogenia de *T. sordida* processava-se primitivamente nos planaltos centrais brasileiros, longe da faixa litorânea. Daí a espécie disseminou-se, ativa e passivamente, em direção ao sul, para outras áreas interioranas, até chegar à Argentina. A sua distribuição geográfica no Brasil estende-se do Rio Grande do Sul ao sudoeste de Pernambuco e ao sul do Piauí.^{39, 55, 59} Costuma ocupar os domicílios de onde a espécie *T. infestans* foi erradicada, após cessada a ação residual dos inseticidas empregados nas campanhas profiláticas.⁴⁶ (e observações pessoais inéditas)

T. sordida, apesar de também encontrar-se no domicílio, é de papel secundário na transmissão do *T. cruzi*. Provavelmente porque prefere alimentar-se de sangue de aves, alberga geralmente baixos índices de positividade para o *T. cruzi*.^{35, 36} Apesar de o seu domínio ser antes espacial do que populacional em extensa faixa geográfica, às vezes podem ser coletadas centenas de exemplares no peridomicílio, principalmente nos galinheiros, podendo ser considerada uma espécie vetora com potencial epidemiológico.

9. GÊNEROS, ESPÉCIES E SUBESPÉCIES DE TRIATOMÍNEOS E DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA POR PAÍSES

Triatoma dimidiata (Latreille, 1811) (Figura 26).

T. dimidiata é uma das principais espécies vetoradas de *T. cruzi* na Costa Rica e em outros países da América Central, ao lado de *R. prolixus*. O conteúdo intestinal mais comum dos exemplares coletados dentro e ao redor das casas era o sangue humano (cerca de 52,7 a 44,2%), tanto nos exemplares que albergavam como naqueles que não albergavam o *T. cruzi*, e, em segundo lugar, o sangue de cães (25,3%). A espécie é mais bem distribuída na América Central e Norte da América do Sul.^{1, 39, 73, 74}

Um fato interessante que ocorre com essa espécie é a camuflagem das ninfas com areia ou pó do chão, existindo inclusive uma estreita relação entre a infestação domiciliar e o piso de terra.^{1, 73}

T. dimidiata tem distribuição que vai desde o México ao Equador, e o encontro dessa espécie nesses extremos geográficos parece remontar ao século XVI. A espécie distribui-se pelo litoral do Pacífico em terras montanhosas e freqüenta o domicílio. Na área do lado atlântico, tende a ser silvestre.^{39, 40}

No Equador, *T. dimidiata* é a espécie mais importante, distribuindo-se ao longo da Costa do Pacífico, onde a espécie é essencialmente domiciliada e urbana.⁴⁰

Na Colômbia, *T. dimidiata capitata* é menos comum, sendo capturada nas altitudes de 470 a 2.700 m acima do nível do mar. Sua densidade populacional é sempre baixa, e a espécie tem sido registrada em casas bem construídas e bastante limpas. Essa espécie tem sido encontrada, muitas vezes, infectada pelo *Trypanosoma rangeli*.^{41, 39}

Dipetalogaster maximus (Uhler, 1894) (Figura 27).

Esta é a maior espécie de triatomíneo, sendo originária do ambiente silvestre do Novo México. Foi bem estudada morfológicamente¹² e sob vários aspectos de sua biologia.⁷⁵ A espécie adquiriu muita importância científica devido à sua alta susceptibilidade ao *T. cruzi* e, por isso, está sendo muito utilizada para a realização de xenodiagnósticos e outras observações sobre a relação *T. cruzi*/vetor.^{75,76} Infelizmente, a espécie necessita de cuidados especiais e, no nosso laboratório, na colônia alimentada com sangue de aves, aparecem muitos exemplares anômalos. (observações pessoais inéditas)

Panstrongylus geniculatus (Latreille, 1811)

O *P. geniculatus* é a espécie mais largamente distribuída na Região Neotropical, indo do Panamá ao Sul do Brasil. Cria-se, principalmente, em buracos de tatus, onde mantém elevadas taxas de positividade para o *T. cruzi*. É comum a invasão do domicílio por adultos, muitas vezes albergando o *T. cruzi*.

O *P. geniculatus* tem diversos caracteres morfológicos variáveis, o que tem motivado a descrição de novas espécies, aumentando assim a lista de sua sinonímia. Existem exemplares melânicos onde as manchas são extensas, enquanto outros são mais pilosos e podem apresentar diversificação nas manchas abdominais e no tamanho dos olhos.⁹ Estudos bioquímicos moleculares e genéticos provavelmente virão mostrar, em futuro próximo, a diversidade específica ou subspecífica do que está sendo considerado apenas uma espécie.

Rhodnius neglectus (Lent, 1953)

O *R. neglectus* tem como *habitat* primário as folhas das palmeiras. A sua presença na habitação humana foi assinalada de maneira esporádica, inclusive na Bahia.¹⁴ Distribui-se pelo interior do Brasil, desde o Estado da Bahia até São Paulo. Na natureza, já foram encontrados adultos com sangue humano e albergando o *T. cruzi*. Alimenta-se também em cães e gatos.^{7,44} Apesar de parecer uma espécie que está se adaptando ao domicílio, a sua importância maior reside no fato de criar-se facilmente em laboratório e albergar bem o *T. cruzi*, sendo por isso bastante utilizada em experimentações. Tem mais tendência a subir nas paredes dos recipientes de criação do que *R. prolixus* e tem movimentos mais velozes que esta última espécie. Hibridiza experimentalmente com *R. prolixus*, devendo-se tomar cuidado com as misturas das colônias no laboratório, pois as espécies são muito parecidas morfológicamente.

10. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Lima AC. Insetos do Brasil Hemípteros, v 2. Escola Nacional de Agronomia. *Série Didática*, 3:1-351, 1940.
- Zeledon R. El *Triatoma dimidiata* (Latreille, 1811) y su relación con la Enfermedad de Chagas. San José, Costa Rica: Editorial Universidad Estatal A Distancia, 146 pp, 1981.
- Lent H. Estado atual dos estudos sobre transmissores da doença de Chagas. Na. *Congresso Internacional sobre doença de Chagas*, 3:739-70, 1962.
- Sherlock IA. Vetores. Em: Brener Z, Andrade Z (eds). O *Trypanosoma cruzi* e a doença de Chagas. Guanabara Koogan, pp 1-463, 1979.
- Coura JR. Ataque de populações humanas por triatomíneos silvestres no Amazonas: uma nova forma de transmissão da infecção chagásica? *Rev Soc Brasil Med Trop*, 27:251-253, 1995.
- Lent H. *Microtriatoma pratai* Sherlock & Guitton, 1982 é sinônimo do hemíptero predador *Aradomorpha championi* Lent & Wygodzinsky, 1944 (Reduviidae Reduviinae). *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 77:449-451, 1982.
- Lent H, Jurberg J. O gênero *Rhodnius* Stal, 1859, com um estudo sobre a genitália das espécies (Heteroptera, (Reduviidae, Triatominae). *Rev Brasil Biol*, 29:487-560, 1962.
- Lent H, Jurberg J. O gênero *Psammolestes* B., com Estudos sobre a genitália das espécies *Hemiptera, Reduviidae, Triatominae*). *Rev Brasil Biol*, 25:376-94, 1965.
- Lent H, Jurberg R. Comentários sobre a genitália externa masculina em *Triatoma* Laporte, 1832 (*Hemiptera, Reduviidae*) *Rev Brasil Biol*, 40:611-627, 1980.
- Lent H, Jurberg J. O gênero *Cavernicola* Barber, 1937, com um estudo sobre a genitália externa (*Hemiptera, Reduviidae, Triatominae*). *Rev Brasil Biol*, 29:317-27, 1969.
- Lent H, Jurberg J. O gênero *Eratyrus* Stal, 1859, com um estudo sobre a genitália externa (*Hemiptera, Reduviidae, Triatominae*). *Rev Brasil Biol*, 30:297-312, 1970.
- Lent H, Jurberg J. O gênero *Dipetalogaster* Usinger, 1939, com um estudo sobre a genitália externa (*Hemiptera, Reduviidae, Triatominae*). *Studia Entomologica*, 15(4):465-84, 1972.
- Lent H, Jurberg J. O gênero *Panstrongylus* Berg, 1839, com um estudo sobre a genitália externa das espécies (*Hemiptera, Reduviidae, Triatominae*). *Studia Entomologica*, 15(4):465-84, 1972.
- Sherlock IA, Serafim EM, Guitton N. Fauna Triatominae do Estado da Bahia, Brasil. II o gênero *Rhodnius* com estudos sobre a genitália (*Hemiptera, Reduviidae, Triatominae*). *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 72(1-2):81-9, 1974.
- Barth R. Estudos anatômicos e histológicos sobre a subfamília Triatominae. IV O complexo das glândulas salivares de *Triatoma infestans*. Lent H, 1982. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 52(3/4):517-555, 1954.
- Lacombe D. Estudos anatômicos e histológicos sobre a subfamília Triatominae (Heteroptera, Reduviidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 55(1):69-111, 1957.
- Ramirez-Perez J. Estudios sobre la anatomia de *Rhodnius prolixus*. *Rev Venezolana de Sanidad y Asistencia Social*, 34:9-98, 1969.
- Beckel WE, Frind WG. The relation of abdominal distension and nutrition to molting in *Rhodnius prolixus*. *Canad J Zool*, 43(1):71-8, 1964
- Wigglesworth VB. *The principles of insect physiology*. Mathuen & Co. Ltd, 545 p, London, 1954.
- Wigglesworth VB. *Insect physiology*. Mathuen & Co. Ltd, 130 p, New York, John Willey & Sons, Inc, 1956.
- Szumlewicz AP. Laboratory colonies of *Triatominae*, biology and population dynamics. Em: New approaches in American Trypanosomiasis Research. *PAHO Sci Publ*, 318, 1975.
- Szumlewicz AP, Correia MV. Induction of male sterility through manipulation of genetic mechanisms present in vector species of Chagas disease. (Remarks on integrating sterile - male release with insecticidal control measures against vector of Chagas disease). *Rev Inst Med Trop São Paulo*, 14(6):360-71, 1972.
- Lent H, Wygodzinsky P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significance as vector of Chagas' disease. *Bull American Museum Natural History*, v 163, n.º 3.520, 1979.
- Deane MP, Damasceno RMG. Encontro do *Panstrongylus lignarius* naturalmente infectado por tripanossoma do tipo "cruzi" e algumas notas sobre sua biologia. *Rev Serv Saúde Publ*, pp 810-814, 1949.
- Herrer A. Distribucion geográfica de la enfermedad de Chagas y sus vectores en el Peru. *Bol Ofic San Panam*, 49(6):572-581, 1980.
- Pessoa SB. *Endemias Parasitárias da Zona Rural Brasileira*. Fundo Editorial Prociencx, 787 p, São Paulo, 1963.
- Usinger RL, Wygodzinsky P, Ryckman RE. The biosystematics of Triatominae. *Ann Rev Entomol*, 11:309-30, 1966.
- Schreiber G. Aspect of the genetic of the vector. Em: New approaches in American tripanosomiasis research. *PAHO Sci Publ*, 318, 1975.
- Gorla DE, Dujardin JP, Schofield CJ. Biosystematics of Old World Triatominae. *Acta Tropica*, 63:127-140, 1997.

30. Panzera F, Pérez R, Hornos S, Panzera Y, Cestau R, Delgao V, Nicolini P. Chromosome numbers in the Triatominae (Hemiptera - Reduviidae): a review. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 91(4):515-518, 1996.
31. Ryckman RE, Brodie HD. Molecular taxonomy of *Triatominae* (Hemiptera, Reduviidae) *J Med Entomol*, 4(4):497-517, 1967.
32. Van Sande M, Karcher D. Species differentiation of insects by hemolymph electrophoresis. *Science*, 131:1103-4, 1960.
33. Carlier L, Muñoz, Dujardin JP. 1995, RAPD (Radon Amplified Polymorphic DNA). A RAPD Protocol for Triatominae. Proceedings of the International Workshop on Population Genetics and Control of Triatominae, Santo Domingo de los Colorados, Ecuador, 24-28 September 1995, pp 81-83, 1995.
34. Sherlock IA, Guitton N. Fauna Triatominae do Estado da Bahia, Brasil. III Notas sobre ecótopos silvestres e o gênero *Psammolestes*. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 72(1-2):91-101, 1974.
35. Sherlock IA, Serafim EM. Fauna Triatominae do Estado da Bahia, Brasil. I. As espécies e distribuição geográfica. *Rev Soc Brasil Med Trop*, 6(5):265-98, 1972.
36. Sherlock IA, Serafim EM. Fauna Triatominae do Estado da Bahia, Brasil VI. Prevalência geográfica da infecção dos triatomíneos por *T. cruzi*. *Rev Soc Brasil Med Trop*, 8(3):129-42, 1974.
37. Sherlock IA. Vectors of Chagas disease and vector distribution. WHO. Expert Committee on the control of Chagas disease. Buenos Aires, 1989. CHA/WP/89.5, p 14, 1989.
38. World Health Organization. Control of Chagas Disease. Report of a WHO Expert Committee. WHO Technical Report Series 811, Geneve 96 pp, 1991.
39. Zeledon R, Los vectores de la enfermedad de Chagas en América. Em: Simposium. International sobre la Doença de Chagas. Buenos Aires: Dezembro, 327-45, 1972.
40. Espinosa LA. Epidemiologia de la enfermedad de Chagas en la Republica del Ecuador. *Ver Ecuador Hig Y Med Trop*, 12(1):25-105, 1955.
41. Marinkelle CT. Epidemiology of Chagas disease in Colombia. Em: New Approaches in American Trypanosomiasis Researches. *Pan American Health Org Sci Publ*, 318, 1975.
42. Gamboa CJ, La poblacion silvestre de *Rhodnius prolixus* en Venezuela. *Arch Venez Med Trop y Parasitol Med*, 5(2):321-352, 1973.
43. Carcavallo RV. Aspects of the epidemiology of Chagas disease in Venezuela and Argentina. Em: American Trypanosomiasis Research. *PAHO Sci Publ*, 318, 1975.
44. Barretto MP. Transmissores de *Trypanosoma cruzi* os triatomíneos. Em: Cançado JR. *Doença de Chagas*. Imprensa Oficial, Belo Horizonte, 1968.
45. Barretto MP, Albuquerque ROR, Fynayama GK. Estudos sobre reservatórios e vetores silvestres do *Trypanosoma cruzi* XXXVI. Investigação sobre os triatomíneos de palmeiras no Município de Uberaba, MG, Brasil. *Rev Brasil Biol*, 29(4):577-88, 1969.
46. Forattini OP, Rabello EX, Castanho MLS, Patoli DG. Aspectos ecológicos da tripanosomose americana. I. Observações sobre o *Panstrongylus megistus* e suas relações com os focos naturais da infecção, em área urbana da Cidade de São Paulo, Brasil. *Rev Saúde Pub S Paulo*, 4:19-30, 1970.
47. Alencar JE de, Fontenele, ZF, Cunha RV, Sherlock IRA. A moléstia de Chagas no Ceará. Em: *Congresso Internacional sobre Doença de Chagas*, 1:35-50, 1959.
48. Alencar JE de, Sherlock VA. Triatomíneos capturados em domicílio no Estado do Ceará, Brasil. *Bol Soc Ceará Agron*, 3:49-54, 1962
49. Arruda Jr ER, Sherlock IA. Determination of the triatominae principal vector in a Chagas' disease lightly endemic area in Northeast Brazil. *Resumos do XXI Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 17:32, 1985.
50. Bustamante FM. Distribuição geográfica dos transmissores da doença de Chagas no Brasil e sua relação com certos fatores climáticos. Epidemiologia e Profilaxia da Enfermidade. *Rev Brasil Malariol D Trop*, 9(2):191-210, 1957.
51. Silveira AC, Feitosa VR, Borgers R, Distribuição de triatomíneos capturados no ambiente domiciliar, no período 1975/83, Brasil. *Rev Brasil Malariol D Trop*, 36:15-312, 1984.
52. Barrett TV, Hoff R, Mott KE, Guedes F, Sherlock IA. An outbreak of acute Chagas' disease in the São Francisco Valley region of Bahia, Brazil: triatomine vectors and animal reservoirs of *Trypanosoma cruzi*. *Trans Royal Soc Trop Med Hyg*, 73(6):703-709, 1979.
53. Maguire J, Hoff R, Sleigh AC, Mott KE, Ramos NB, Sherlock IA. An outbreak of Chagas' disease in Southwestern Bahia, Brazil. *Amer J Trop Med Hyg*, 38(5):931-936, 1986.
54. Carvalho AG, Barbosa JA. Zoogeografia de Triatominae Neotropicais. *Rev Guiana Med*, 3(3):1-6, 1957.
55. Lucena DT. Ecologia dos Triatomíneos do Brasil. *Rev Brasil Malariol D Trop*, 11(4):577-635, 1959.
56. Corrêa RR. Informe sobre a doença de Chagas no Brasil, e em especial nos Estados de São Paulo. *Ver Brasil Malariol Doença Trop*, 20:39-81, 1958.
57. Corrêa RR, Aguiar AA. O teste de precipitina na identificação da fonte alimentar de *Triatoma infestans* (Hemip. Reduviidae). *Arq Hig Saúde Publ*, 17:37, 1952.
58. Barretto MP. Possible role of wild mammals and triatomines in the transmission of *Trypanosoma cruzi* to man. Em: American Trypanosomiasis Research. *PAHO Sci Publ*, 318, 1975.
59. Zeledon R, Rabinovich JE. Chagas' disease: an ecological appraisal with special emphasis on its insect vectors. *Annu Rev Entomol*, 26:101-133, 1981.
60. Sherlock IA, Muniz TM. Combate ao *Panstrongylus megistus* com o malathion concentrado. *Rev Soc Brasil Med Trop*, 9(6): 289-296, 1975.
61. Leal JM, Sherlock IA, Serafim EM. Observações sobre o combate aos triatomíneos domiciliares com BHC em Salvador, Bahia. *Rev Brasil Malariol Doenças Trop*, 17:65-73, 1965.
62. Pessoa SB. Domiciliação dos triatomíneos e epidemiologia da doença de Chagas. *Arq Hig Saúde Publ*, 27:161-71, 1962.
63. Lucena DT. *Panstrongylus megistus* var. *leucofasciatus* do Nordeste do Brasil. *Congresso Internacional sobre doença de Chagas (Rio de Janeiro)*, 3:853-860, 1959.
64. Leal Costa A. Triatomíneos e tripanosomas por eles veiculados na zona Central da Cidade de Salvador. *Tese*. Faculdade Medicina Universidade da Bahia, 1955.
65. Leal H, Ferreira Neto JA, Martins. Dados ecológicos sobre triatomíneos silvestres na Ilha de Santa Catarina, Brasil. *Rev Inst Med Trop São Paulo*, 3(5):213-220, 1965.
66. Mangabeira Filho O. Em: Leal Costa, 1955 Referência 64.
67. Mott KE, Muniz TM, Lehman Jr JS, Hoff R, Morrow Jr RH, Oliveira TS de, Sherlock I, Draper CC. House construction, triatomine distribution, and household distribution of seroreactivity to *Trypanosoma cruzi* in a rural community in Northeast Brazil. *Am J Trop Med Hyg*, 27(6):1116-1122, 1978.
68. Tavares O. Nota sobre a presença do *Rhodnius prolixus* Stal, 1859, no Estado de São Paulo, Brasil (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *Rev Soc Brasil Med Trop*, 5(6):319-322, 1971.
69. Lucena DT. Epidemiologia da doença de Chagas em Pernambuco. II. Notas sobre as espécies de triatomíneos. *Rev Brasil Biol*, 18(3):301-315, 1958.
70. Neiva A, Lent H. Notas e comentários sobre triatomíneos. Lista de espécies e sua distribuição geográfica. *Rev Entomol*, 6(2):153-90, 1936.
71. Pellegrino J. Novos dados sobre a distribuição de triatomíneos e sua infecção pelo *Schizotrypanum cruzi* no Estado de Minas Gerais (Brasil). *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 48:639-67, 1950.
72. Neiva A, Contribuição para o estudo dos reduviídeos hematófagos. I. Nota sobre os reduviídeos hematófagos da Bahia com descrição de nova espécie. II. Evolução do *Trypanosoma cruzi* na *Triatoma rubrofasciata* (De Geer). *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 6(1):35-9, 1914.
73. Zeledon R, Host parasite relationships in vector. Em: New approaches in American trypanosomiasis researches. *Proc Intern Symposium PAHO Scientific Publication*, 318, 1975.

74. Zeledon R, Solano, G, Swartzwalder JC. Sources of blood for *Triatoma dimidiata* (Hemiptera, Reduviidae) in na endemic area of Chagas Disease in Costa Rica. *J Parasitol*, 56(1):102, 1970.
75. Alvarenga, NJ, Cuba CAC, Barreto AC, Marsden PD, Macedo V. Valor comparativo entre *Dipetalogaster maximus* e *Triatoma infestans* no diagnóstico parasitológico de pacientes chagásicos crônicos, com sorologia positiva. Resumos dos trabalhos do XIII Cong. Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, Brasília, 1977.
76. Cuba CA, Alvarenga NJ, Barreto AC, Marsden PD. Novos estudos comparativos entre *Dipetalogaster maximus* e *Triatoma infestans* no xenodiagnóstico da infecção chagásica crônica humana. XIII Congresso da Sociedade Brasileira de Parasitologia, 2.º Resumo dos Trabalhos. Brasília, 1977.

Lista de Autores

ACHILÉA LISBOA BITTENCOURT

Professora de Patologia, Faculdade de Medicina, Universidade Federal da Bahia, Salvador, BA.

ADEMIR ROCHA

Professor Titular, Faculdade de Medicina de Uberlândia, Uberlândia, MG.

ALEJANDRO O. LUQUETTI

Professor Adjunto, Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

ÁLVARO VALENTIM LIMA SARABANDA

Médico da Seção de Cardiologia, Hospital das Clínicas, Faculdade de Medicina de Ribeirão Preto, USP, Ribeirão Preto, SP.

ANIS RASSI

Professor Emérito, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

ANIS RASSI JUNIOR

Professor, Faculdade de Medicina, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

ANTONIO CARLOS SILVEIRA

Coordenador de Controle de Doenças Transmitidas por Vetores, Fundação Nacional de Saúde, Ministério da Saúde, Brasília, DF.

ANTONIO LUIZ PINHO RIBEIRO

Professor Adjunto, Departamento de Clínica Médica da Faculdade de Medicina da Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG.

CLAUDIA IDA BRODSKYN

Professora Adjunta, Instituto de Ciências da Saúde, Universidade Federal da Bahia, Salvador, BA.

EDÉCIO CUNHA-NETO

Pesquisador, Laboratório de Imunologia, Instituto do Coração, USP, São Paulo, SP.

EDIMAR A. BOCCHI

Professor Livre-Docente, Laboratório de Imunologia, Instituto do Coração, USP, São Paulo, SP.

EDISON REIS LOPES

Professor Titular, Faculdade de Medicina do Triângulo Mineiro, Uberaba, MG.

ELOI S. GARCIA

Pesquisador Titular, Departamento de Bioquímica e Biologia Molecular, Instituto Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Rio de Janeiro, RJ.

GABRIEL A. SCHMUÑIS

Oficina Sanitária Panamericana, Organização Mundial de Saúde, Washington, DC – USA.

GEORGE A. DOS REIS

Professor Titular, Instituto de Biofísica Carlos Chagas Filho, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ.

GUSTAVO GABRIEL RASSI

Chefe do Setor de Imunologia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

HÉLIO MOREIRA

Professor Titular, Departamento de Cirurgia, Faculdade de Medicina, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

ITALO A. SHERLOCK

Pesquisador Titular, Centro de Pesquisas Gonçalo Moniz (FIOCRUZ), Salvador, BA.

J. ROMEU CANÇADO

Professor Emérito, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG.

JOÃO CARLOS PINTO DIAS

Professor Titular, Faculdade de Medicina da Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG.

JOFFRE MARCONDES DE REZENDE

Professor Emérito, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

JORGE KALIL

Professor Titular, Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo, São Paulo, SP.

JOSÉ ANTONIO MARIN-NETO

Professor Titular, Departamento de Clínica Médica, Faculdade de Medicina de Ribeirão Preto, USP, Ribeirão Preto, SP.

JOSÉ FRANCO DA SILVEIRA

Professor Titular, Escola Paulista de Medicina, Universidade Federal de São Paulo, São Paulo, SP.

MANOEL BARRAL-NETTO

Pesquisador Titular, Centro de Pesquisas Gonçalo Moniz (FIOCRUZ), Salvador, BA.