

MINISTÉRIO DA SAÚDE

# Vigilância e Controle de Moluscos de Importância Epidemiológica

Diretrizes Técnicas: Programa de Vigilância e  
Controle da Esquistossomose (PCE)

2ª edição



Brasília – DF  
2007

MINISTÉRIO DA SAÚDE  
Secretaria de Vigilância em Saúde  
Departamento de Vigilância Epidemiológica

# Vigilância e Controle de Moluscos de Importância Epidemiológica

Diretrizes Técnicas: Programa de Vigilância e  
Controle da Esquistossomose (PCE)

2ª edição

Série A. Normas e Manuais Técnicos



Brasília - DF  
2007

© 1995 Ministério da Saúde.

Todos os direitos reservados. É permitida a reprodução parcial ou total desta obra, desde que citada a fonte e que não seja para venda ou qualquer fim comercial.

A responsabilidade pelos direitos autorais de textos e imagens desta obra é da área técnica.

A coleção institucional do Ministério da Saúde pode ser acessada, na íntegra, na Biblioteca Virtual em Saúde do Ministério da Saúde: <http://www.saude.gov.br/bvs>

O conteúdo desta e de outras obras da Editora do Ministério da Saúde pode ser acessado na página:  
<http://www.saude.gov.br/editora>

Série A. Normas e Manuais Técnicos

Tiragem: 2.ª edição – 2007 – 20.000 exemplares

*Elaboração, distribuição e informações:*

MINISTÉRIO DA SAÚDE

Secretaria de Vigilância em Saúde

Departamento de Vigilância Epidemiológica

Esplanada dos Ministérios, bloco G

Edifício Sede, 1.º andar, sala 134

CEP: 70058-900, Brasília – DF

E-mail: [svs@saude.gov.br](mailto:svs@saude.gov.br)

Home page: [www.saude.gov.br/svs](http://www.saude.gov.br/svs)

Impresso no Brasil / Printed in Brazil

#### Ficha Catalográfica

---

Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica.

Vigilância e controle de moluscos de importância epidemiológica : diretrizes técnicas : Programa de Vigilância e Controle da Esquistossomose (PCE) / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 2. ed. – Brasília : Editora do Ministério da Saúde, 2007.

178 p. : il. – (Série A. Normas e Manuais Técnicos)

ISBN 978-85-334-1438-9

1. Molusco. 2. Diretrizes técnicas. 3. Vigilância epidemiológica. I. Título. II. Série.

NLM QX 675

---

Catálogo na fonte – Coordenação-Geral de Documentação e Informação – Editora MS – OS 2007/0260

*Títulos para indexação:*

Em inglês: Surveillance and Control of Mollusks with Epidemiological Importance: technical directives: Schistosomiasis Control and Surveillance Program

Em espanhol: Vigilancia y Control de Moluscos de Importancia Epidemiológica: directrices técnicas: Programa de Vigilancia y Control de Esquistosomiasis

Editora MS

Documentação e Informação

SIA trecho 4, lotes 540/610

CEP: 71200-040, Brasília – DF

Tels.: (61) 3233-1774 / 2020

Fax: (61) 3233-9558

E-mail: [editora.ms@saude.gov.br](mailto:editora.ms@saude.gov.br)

Home page: [www.saude.gov.br/editora](http://www.saude.gov.br/editora)

*Equipe Editorial:*

Normalização: Karla Gentil

Revisão: Paulo Henrique de Castro e Faria  
Capa e projeto gráfico: Alisson Albuquerque

# Dedicatória



Este livro é dedicado a Wladimir Lobato Paraense, decano da malacologia brasileira, por sua inestimável contribuição ao conhecimento da biologia, da morfologia e da taxonomia dos gastrópodes límnicos neotropicais, especialmente dos planorbídeos transmissores da esquistossomose.



# Sumário

## **Prefácio 9**

## **1 Introdução 11**

## **2 Moluscos 13**

2.1 Considerações gerais 13

2.2 Gastrópodes 13

2.3 Espécies de importância epidemiológica 18

2.4 Espécies exóticas de importância médica e econômica 33

## **3 Aspectos Ecológicos 37**

## **4 Técnicas Malacológicas 43**

4.1 Coleta de gastrópodes límnicos 43

4.2 Embalagem e remessa de moluscos 47

4.3 Manutenção de gastrópodes límnicos em laboratório 49

4.4 Exame de formas larvais de trematódeos em moluscos 53

4.5 Fixação de gastrópodes límnicos 54

4.6 Dissecção de *Biomphalaria* para a identificação das espécies transmissoras de *Schistosoma mansoni* 58

4.7 Técnica de cruzamento com uso do albinismo como marcador genético 63

4.8 Manutenção do ciclo de *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907, em laboratório 65

## **5 Formas Larvais de Trematódeos Encontradas em Moluscos Límnicos 71**

5.1 Caracterização das formas larvais 71

5.2 Procedimentos para coloração de larvas de trematódeos 75

5.3 Tipos cercarianos 76

5.3.1 Cercária de *Schistosoma mansoni*

(*Cercaria blanchardi*, Pirajá da Silva) 76

- 5.3.2 Outros tipos de larvas de cauda bifurcada emergentes de moluscos límnicos 77
- 5.3.3 Exemplo de caracterização de larva de trematódeo 77
- 5.3.4 Tipos de larvas de cauda simples emergentes de moluscos límnicos 79

## **6 Técnicas Moleculares 81**

- 6.1 Diferenciação molecular de moluscos do gênero *Biomphalaria* 81
- 6.2 Diferenciação molecular de moluscos do gênero *Biomphalaria* e detecção da infecção por *Schistosoma mansoni* a partir de DNA obtido de conchas 82
- 6.3 Identificação específica de moluscos do gênero *Biomphalaria* e detecção da infecção por *S. mansoni* com utilização de uma única reação de PCR 84

## **7 Vigilância e Controle dos Moluscos de Importância Médica 85**

- 7.1 Estratégias de controle da esquistossomose 85
- 7.2 Métodos de controle dos planorbídeos 86
  - 7.2.1 Métodos biológicos 86
  - 7.2.2 Métodos físicos 88
  - 7.2.3 Métodos químicos 90
    - 7.2.3.1 Planos de tratamento 90
    - 7.2.3.2 Moluscidas 91
    - 7.2.3.3 Algumas desvantagens dos moluscidas 92
    - 7.2.3.4 Uso 93
    - 7.2.3.5 Testes químicos sobre a ação residual dos moluscidas 101
    - 7.2.3.6 Testes para medir a eficácia do moluscida 102
  - 7.2.4 Métodos alternativos em investigação: plantas moluscidas 102
- 7.3 Procedimentos para o controle do caramujo africano: *Achatina fulica* Bowdich, 1822 106
- 7.4 Ações de educação em saúde associadas ao controle malacológico 108

## **8 Distribuição dos Moluscos Hospedeiros Intermediários de *Schistosoma mansoni* no Brasil, *Biomphalaria glabrata*, *B. straminea*, *B. tenagophila* 111**

- 8.1 *Biomphalaria glabrata* 111
  - 8.1.1 Ocorrência de *Biomphalaria glabrata* por município 113
- 8.2 *Biomphalaria tenagophila* 116
  - 8.2.1 Ocorrência de *Biomphalaria tenagophila* por municípios 117
- 8.3 *Biomphalaria straminea* 120
  - 8.3.1 Ocorrência de *Biomphalaria straminea* por município 121

## **9 Legislação Ambiental Comentada 127**

9.1 Quanto à legislação de proteção à fauna 127

9.2 Quanto à coleta de moluscos de interesse epidemiológico 128

9.3 Quanto ao controle e à eliminação de moluscos de interesse epidemiológico 129

## **Algumas Considerações sobre o Controle da Esquistossomose 133**

## **Referências 135**

## **Glossário 145**

## **Anexos 149**

Anexo A – Relação de materiais para medição de água e confecção de croqui 149

Anexo B – Formulário PCE 102 a, com instruções de preenchimento 150

Anexo C – Formulário PCE 102, com instruções de preenchimento 152

Anexo D – Formulário PCE 103, com instruções de preenchimento 157

Anexo E – Fluxograma das atividades de malacologia 160

Anexo F – Tabela para determinação da vazão e do cálculo de moluscicida a ser aplicado pelo método do vertedouro triangular 163

Anexo G – Tabela das dimensões sugeridas e dos limites para vertedouros retangulares 164

Anexo H – Tabela para a determinação da vazão pelo método do vertedouro retangular 165

Anexo I – Relação de materiais para aplicação de moluscicida 167

Anexo J – Instrução Normativa n.º 109, sobre o controle da fauna sinantrópica nociva e seu manejo ambiental 168

Anexo K – Instrução Normativa n.º 73, sobre o controle do caramujo africano: *Achatina fulica* Bowdich, 1822 173

## **Equipe Técnica 175**



# Prefácio

As diretrizes técnicas deste manual sobre Vigilância e Controle de Moluscos de Importância Epidemiológica foram escritas por diversos especialistas da Fundação Oswaldo Cruz (Fiocruz) e da Secretaria de Vigilância em Saúde do Ministério da Saúde, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Ibama), Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG) e Universidade Federal da Paraíba (UFPb). Somente isso, pela especialização e pela competência técnica dos diversos autores deste manual, seria uma garantia de sua qualidade, mas o fato de esta publicação ter sido dedicada a Wladimir Lobato Paraense, decano da malacologia brasileira, demonstra mais uma qualidade dos seus autores – a grandeza do reconhecimento, da gratidão, sentimento maior de discípulos, companheiros de trabalho e admiradores.

Tenho escrito e falado algumas vezes sobre Lobato Paraense (como o fiz quando lhe foi concedido o prêmio Oswaldo Cruz, em 8 de março de 1985; na comemoração dos seus oitenta anos, em novembro de 1994; na concessão do título de “Notório Saber” em Ciência pela Fundação Oswaldo Cruz, em 15 de dezembro de 1995; na concessão da medalha Henrique Aragão, em 6 de abril de 2001, durante o Seminário Laveran-Deane, coordenado por Cláudio Ribeiro; e mais recentemente, na comemoração dos seus noventa anos, em 16 de novembro de 2004), e cada vez que falo ou escrevo sobre ele me sinto renovado, na esperança de um dia poder imitá-lo na dedicação ao trabalho e na vida.

Os seus discípulos, companheiros de trabalho e admiradores, ao dedicarem este manual a Wladimir Lobato Paraense, *“por sua inestimável contribuição ao conhecimento de biologia, da morfologia e da taxonomia dos gastrópodes límnicos neotropicais, especialmente dos planorbídeos transmissores da esquistossomose”*, nada mais fazem, na grandeza da homenagem, do que expressar o reconhecimento e a gratidão pelos ensinamentos e pelo exemplo recebidos, e concretizam o que para mim é apenas uma esperança: imitá-lo na dedicação ao trabalho e na vida, escrevendo estas diretrizes técnicas, um presente para a Saúde Pública brasileira.

Sinto-me orgulhoso de ter participado desta publicação com este prefácio, que não é das diretrizes técnicas do manual de Vigilância e Controle dos Moluscos de Importância Epidemiológica, porque me falta a competência para fazê-lo, mas é uma homenagem a Lobato Paraense e (por que não dizer?) aos autores do trabalho, meus colegas e amigos, pela coragem e pela dedicação de fazer uma obra de tanta importância e utilidade como esta.

**José Rodrigues Coura**  
Rio de Janeiro, junho de 2006.



# 1 Introdução

A esquistossomose é uma doença transmissível, parasitária, provocada por vermes trematódeos do gênero *Schistosoma*. Atualmente, existem seis espécies de *Schistosoma* (*S. mansoni*, *S. hematobium*, *S. japonicum*, *S. intercalatum*, *S. mekongi* e *S. malayensis*) que podem provocar doença no homem, sendo que no continente americano existe apenas o *S. mansoni*.

No Brasil, a esquistossomose mansônica é endêmica em vasta extensão do território e considerada, ainda, um grave problema de saúde pública, porque acomete milhões de pessoas, provocando, anualmente, um número expressivo de formas graves e óbitos.

A doença ocorre em localidades sem saneamento ou com saneamento básico inadequado, sendo adquirida pela pele e pelas mucosas devido ao contato do homem com águas contaminadas com as formas infectantes de *S. mansoni*. Entretanto, para que ocorra a transmissão da doença, é indispensável a presença do homem na condição de hospedeiro definitivo, que excreta os ovos do verme pelas fezes, e dos caramujos aquáticos do gênero *Biomphalaria*, que atuam como hospedeiros intermediários, liberando as larvas infectantes do *S. mansoni* nas coleções hídricas utilizadas pelos seres humanos susceptíveis à doença.

A presença do hospedeiro intermediário constitui condição necessária e indispensável para que se desenvolva o ciclo do parasita. Atualmente, existem dez espécies e uma subespécie do gênero *Biomphalaria* e, destas, três são hospedeiras intermediárias naturais (*B. glabrata*, *B. tenagophila* e *B. straminea*) e duas (*B. amazonica* e *B. peregrina*) são hospedeiras intermediárias potenciais, uma vez que só se infectam experimentalmente.

O estudo dos hospedeiros intermediários da esquistossomose (incluindo sua taxonomia, genética, distribuição e ecologia) é importante para que se possa interpretar corretamente o papel que cumprem na transmissão da doença e se possa orientar as medidas de controle, adequadas a cada localidade, dirigidas aos caramujos.

Porém, o mecanismo de transmissão da esquistossomose é extremamente complexo e depende, além dos elementos diretamente envolvidos no ciclo de transmissão, dos fatores condicionantes inerentes a cada localidade. Para o sucesso da vigilância e do controle da esquistossomose, as medidas preventivas, atualmente disponíveis, devem ser aplicadas de maneira integrada, desde o diagnóstico precoce e o tratamento dos portadores de *S. mansoni*, passando pela pesquisa, pelo controle dos hospedeiros intermediários, até as

ações educativas em saúde para as populações sob risco e, finalmente, as ações de saneamento, para modificação dos fatores ambientais favoráveis à transmissão e à manutenção da doença.

Todas essas medidas preventivas, particularmente aquelas voltadas para os hospedeiros intermediários, que são objeto deste manual, afetam diretamente o meio ambiente e devem, por isso, adequar-se à legislação ambiental.

Ademais, o controle desses caramujos, como parte do conjunto das medidas de vigilância e controle da esquistossomose, deve obedecer à legislação vigente, às normas e às diretrizes do Sistema Único de Saúde (SUS). Nesse sentido, cabe aos municípios a responsabilidade pela execução das atividades de vigilância e controle dos hospedeiros intermediários da esquistossomose; aos estados, a coordenação dessas atividades; e ao Ministério da Saúde, a normatização e o apoio às ações estaduais e municipais.

A rotatividade dos profissionais da esfera municipal que trabalham na área de vigilância e controle da esquistossomose torna indispensável a distribuição, para as Secretarias Municipais de Saúde, de manuais técnicos que as habilitem na execução das suas atribuições técnicas e constitucionais.

## 2 Moluscos

### 2.1 Considerações gerais

Entre as classes pertencentes ao filo Mollusca, duas delas merecem destaque pela sua importância médica, veterinária e econômica: as classes Gastropoda e Bivalvia. A primeira constitui cerca de  $\frac{3}{4}$  do número total de espécies do filo e inclui os transmissores da esquistossomose e de outras helmintoses, bem como espécies consideradas pragas de diferentes cultivos. A segunda contém a maioria das espécies de moluscos utilizadas na alimentação humana (ostras, mexilhões, sernambis, etc.), assim como algumas que causam prejuízos econômicos, como os teredinídeos, por exemplo, que perfuram ancoradouros e cascos de embarcações de madeira.

### 2.2 Gastrópodes

As principais características dos gastrópodes são:

- a) Torção da massa visceral (giro de  $180^\circ$ ) durante o desenvolvimento embrionário. Em alguns gastrópodes marinhos e terrestres ocorre o fenômeno de detorção.
- b) Presença de rádula (dentes quitinosos móveis dispostos em séries, que variam em número e forma, de acordo com o tipo de alimentação) e manto ou pálio (tecido que recobre a massa visceral, responsável pela síntese da concha).
- c) Cavidade palial ou cavidade do manto: onde ocorrem a circulação, a respiração, a excreção e a reprodução.
- d) Sistema circulatório aberto; respiração branquial, pulmonar ou tegumentar.
- e) Tubo digestivo completo, isto é, com boca e ânus, além de glândulas anexas.
- f) Sistema nervoso ganglionar.
- g) Tentáculos: 1 ou 2 pares.
- h) Massa cefalopodal: expansão muscular de superfície ventral em forma de sola, que está fundida com a cabeça e corresponde à região que se expande para fora da concha.
- i) Músculo columelar: prende o corpo do animal à concha.

- j) Concha: geralmente univalva e espiralada, porém pode ser reduzida e até mesmo estar ausente em algumas espécies. Os principais termos utilizados no estudo da concha (conquiliologia) estão representados na figura 1.

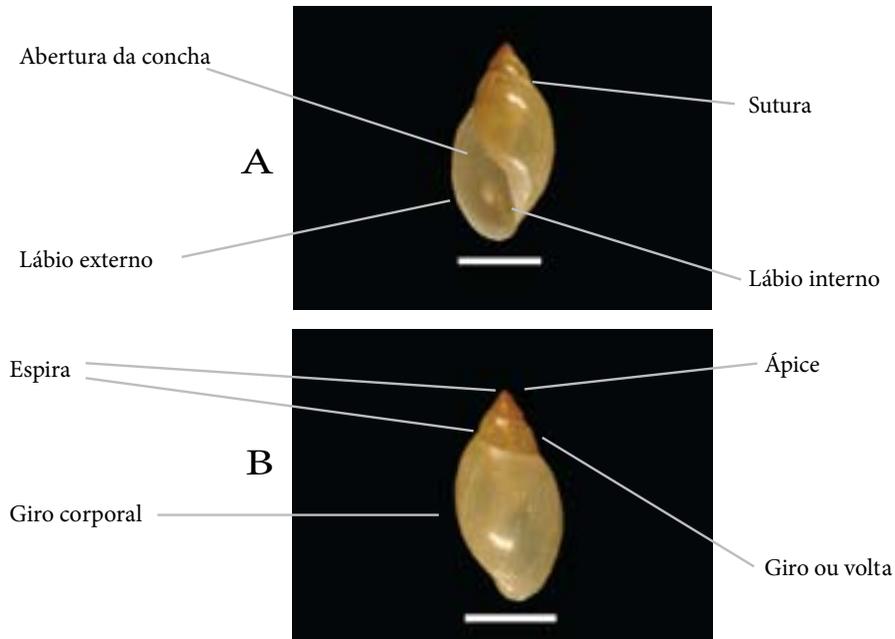


Figura 1. Concha de *Physa marmorata* Guilding, 1828, em posição anatômica para o estudo, mostrando os principais termos utilizados em conquiliologia. A) vista ventral; B) vista dorsal. Escala: 5mm.

- l) Reprodução: hermafroditas ou dióicos; fecundação externa, fecundação interna, fecundação cruzada, autofecundação, partenogênese, alternância de gerações e neotenia.
- m) Desenvolvimento: direto (viviparidade, ovoviviparidade ou oviparidade); indireto, por meio de larvas fixas ou planctônicas (trocófora e véliger).
- n) *Habitats*: marinhos, límnicos (água doce) e terrestres.

Sistemática: tradicionalmente, a classe Gastropoda é dividida nas subclasses Prosobranchia, Opisthobranchia e Pulmonata.

### Prosobranchia

- a) Características gerais:

- Brânquias localizadas anteriormente ao coração.
- Concha sempre presente, apresentando opérculo.
- Sexos geralmente separados (dióicos).
- Maioria das espécies marinhas, porém com representantes límnicos e terrestres.

b) Famílias encontradas em ambientes límnicos no Brasil:

- Ampullariidae
  - São os maiores gastrópodes límnicos, podendo chegar até 17cm de comprimento; estão amplamente distribuídos no país, geralmente em águas lânticas.
  - Concha globosa, com exceção no gênero *Marisa* (planispiral).
  - Possuem **opérculo** córneo (espécies americanas).
  - Animais dióicos, mas geralmente sem dimorfismo sexual externo muito conspícuo.
  - Respiração dupla: pulmão e brânquia.
  - Muito resistentes à dessecação.
  - Gêneros encontrados no Brasil: *Asolene*, *Felipponea*, *Marisa*, *Pomacea* e *Pomella*.
  - Espécies de *Pomacea* e *Marisa cornuarietis* (Linnaeus, 1758) foram utilizadas em tentativas de controle biológico de *Biomphalaria* spp., transmissoras da esquistossomose.
- Thiaridae
  - Concha geralmente turriculada, sendo que os primeiros giros freqüentemente encontram-se danificados ou mesmo ausentes, devido ao atrito com o substrato.
  - Possuem opérculo córneo.
  - Vivem preferencialmente em ambientes ricos em oxigênio.
  - Reprodução sexuada; porém, na ausência de machos, ocorre partenogênese.
  - Exemplo: *Melanoides tuberculatus* (Müller, 1774), espécie afro-asiática introduzida em vários países americanos, tendo sido utilizada como agente biológico para o controle das espécies transmissoras do *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907, em algumas áreas do Caribe.
- Hydrobiidae
  - Concha pequena oval-cônica ou mesmo turriculada, opérculo córneo, às vezes calcificado.
  - Vivem em água doce, podendo habitar água salobra.
  - Exemplos de gêneros que ocorrem no Brasil: *Littoridina*, *Heleobia* e *Idiopyrgus*.

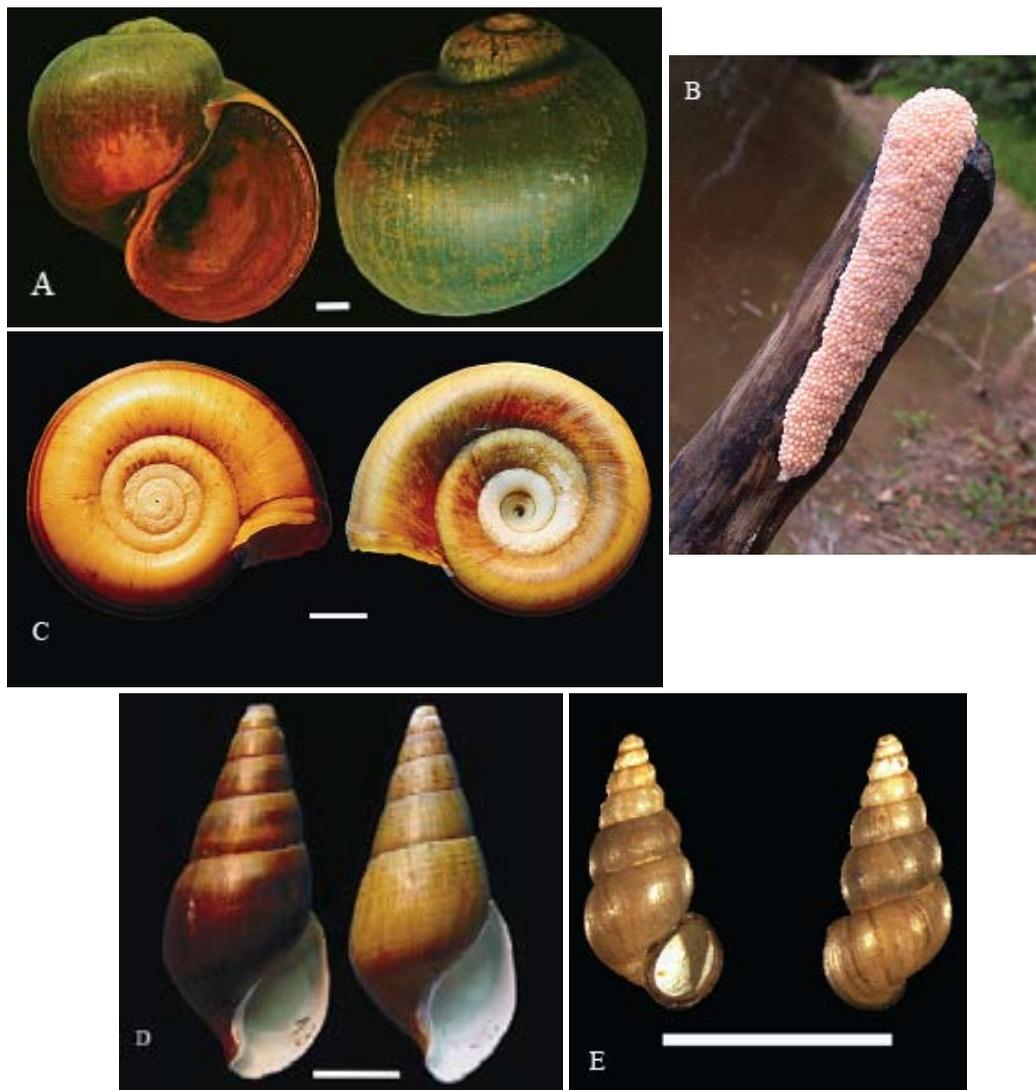


Figura 2. Exemplos de prosobrânquios: A) *Pomacea insularum* (Orbigny, 1835); B) Desova de *Pomacea* sp.; C) *Marisa planogyra* Pilsbry, 1933; D) *Aylacostoma* sp.; E) *Idiopyrgus* sp. Escala: 5 mm.

**Opisthobranchia:** limitados ao ambiente marinho.

Exemplo: Nudibranchia (lesmas do mar).

### **Pulmonata**

a) Características gerais:

- Apresentam um tecido ricamente vascularizado, o qual reveste o teto da cavidade palial e, fundido com o colo, forma um saco pulmonar.
- Possuem concha externa ou interna, podendo estar reduzida ou mesmo ausente.

- A maioria é hermafrodita.
  - Ordens: Stylommatophora, Systellommatophora e Basommatophora.
- b) Ordem Stylommatophora:
- Abrange a maioria dos gastrópodes terrestres.
  - Possuem dois pares de tentáculos invagináveis.
  - Olhos situados na extremidade dos tentáculos cefálicos (posteriores).
  - Hermafroditas, geralmente com abertura genital única.
- c) Ordem Systellommatophora:
- Não possuem concha.
  - Realizaram a detorção da massa visceral.
  - Ocorrem no ambiente terrestre (lesmas Veronicellidae) e marinho (Onchidiidae).
  - Algumas espécies de veronicelídeos são as principais transmissoras do nematódeo *Angiostrongylus costaricensis* Morera & Céspedes, 1971, agente etiológico da zoonose angiostrongilose abdominal.



Figura 3. Vista dorsal e ventral de uma lesma Veronicellidae, *Sarasimula marginata* (Semper, 1885), hospedeira natural de *A. costaricensis*. Escala: 12mm.

d) Ordem Basommatophora:

- Possuem concha lisa e sem opérculo.
- Aquáticos, a maioria de água doce.
- Um par de tentáculos, não invaginável, com os olhos situados na base.
- Hermafroditas com aberturas sexuais separadas.

### **2.3 Espécies de importância epidemiológica**

Os moluscos são hospedeiros de trematódeos digenéticos e de alguns nematódeos parasitos do homem e dos animais domésticos. No Brasil, as principais doenças às quais os moluscos encontram-se relacionados são a esquistossomose, a fasciolose e a angiostrongilose abdominal. Existem outros moluscos, por exemplo, gastrópodes marinhos da família Conidae, que podem acidentalmente injetar veneno, causando a morte de seres humanos (normalmente, catadores de conchas); e, ainda, outras espécies que podem causar intoxicação alimentar e transmitir a cólera.

As principais famílias de importância médica e veterinária pertencem à Ordem Basommatophora, a qual engloba: Chiliniidae, Lymnaeidae, Physidae, Ancyliidae e Planorbidae, segundo a chave de classificação esquemática fornecida a seguir:

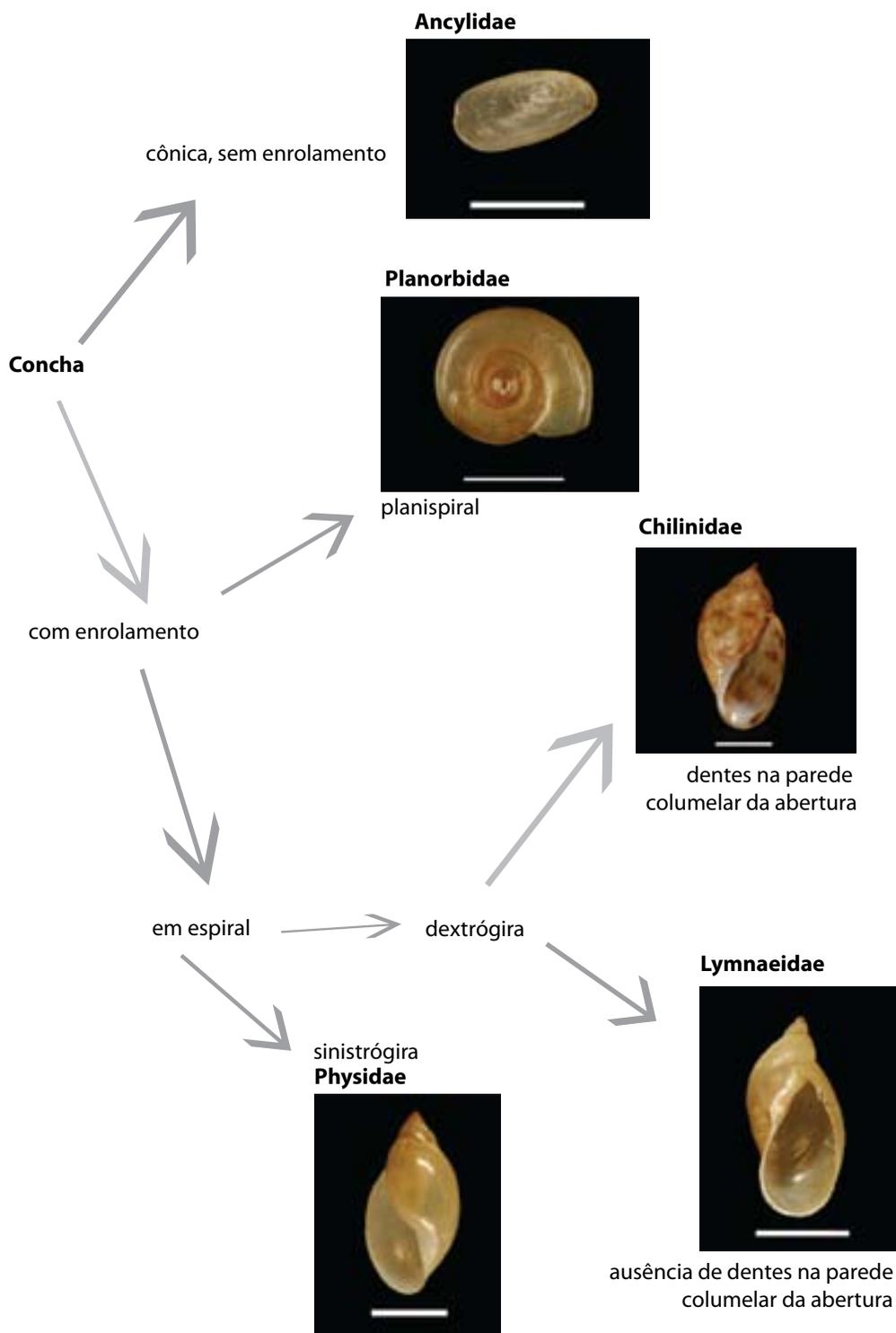


Figura 4. Chave de classificação simplificada para as famílias de Basommatophora presentes no Brasil. Escala: 5mm.

### Família Lymnaeidae

Vive preferencialmente em águas estagnadas ou de curso lento e possui hábitos anfíbios. Entre as espécies presentes no Brasil, *Lymnaea columella* Say, 1817, e *Lymnaea viatrix* Orbigny, 1835, são responsáveis pela transmissão da *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758, trematódeo que parasita o fígado de ruminantes, principalmente. Vários casos de fasciolose humana já foram registrados no Brasil.



Figura 5. Vista dorsal de *L. columella* (observe os tentáculos triangulares). Escala: 5mm.

### Família Planorbidae

a) Características gerais:

- Concha geralmente planispiral.
- Tentáculos longos e filiformes; aberturas genitais à esquerda.

### Alguns gêneros encontrados no Brasil:

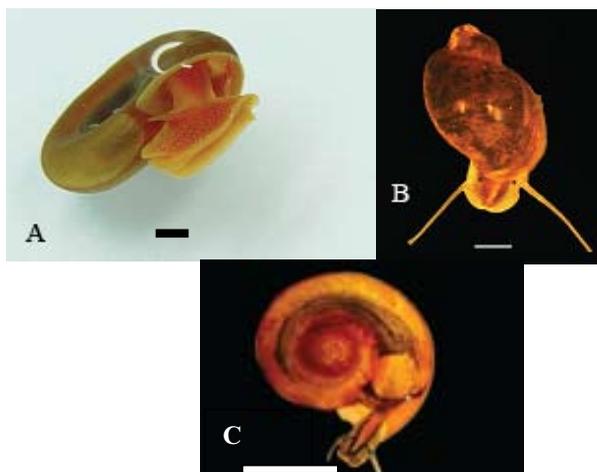


Figura 6. Representantes de três espécies de diferentes gêneros da família Planorbidae no Brasil: A) *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818); B) *Plesiophysa guadeloupensis* ("Fischer" Mazé, 1883); C) *Drepanotrema lucidum* (Pfeiffer, 1839). Escala: A e B: 3mm; C: 1,5mm.

Além do tamanho, tais espécies diferem em diversas características morfológicas e conquiliológicas. Por exemplo, somente nos exemplares do gênero *Drepanotrema* a abertura da concha é do tipo falciforme, e são observadas faixas pigmentadas nos tentáculos, nas faces dorsal e lateral da cabeça, nas margens da **mufla** e do pé.

#### Gênero *Biomphalaria*

Concha planispiral, com diâmetro variando nos indivíduos adultos entre 7mm e 40mm. A cor natural da concha é amarelo-palha, mas modifica-se em contato com substâncias corantes dissolvidas na água dos criadouros, como o óxido de ferro, que confere às conchas coloração mais escura, passando por vários tons de marrom até o negro.

No Brasil existem dez espécies e uma subespécie descritas no gênero *Biomphalaria*, sendo que apenas três são hospedeiras naturais do trematódeo *S. mansoni*. Duas são hospedeiras potenciais, uma vez que se infectam quando expostas experimentalmente ao parasito.

Além da identificação baseada nos caracteres conquiliológicos e anatômicos, existem estudos genéticos (de cruzamentos entre indivíduos, com utilização do albinismo como marcador) e moleculares capazes de fornecer diagnóstico preciso.

#### a) Principais características:

- As espécies apresentam dois tentáculos longos e filiformes; olhos na base dos tentáculos.
- A boca é contornada pela mandíbula, que apresenta a forma de um T, quando vista de frente.

- O colo apresenta as aberturas genitais: a masculina localiza-se atrás da base do tentáculo esquerdo e a feminina localiza-se um pouco mais atrás, sob a pseudobrânquia.
- O pé é oblongo.
- Na porção cefálica da massa visceral, o manto dobra-se para formar a cavidade pulmonar.

Quadro sinóptico das espécies e da subespécie de *Biomphalaria* descritas para o Brasil, assinalando as hospedeiras naturais, as potenciais e as não hospedeiras de *S. mansoni*:

Hospedeiras naturais	<i>Biomphalaria glabrata</i> (Say, 1818)
	<i>Biomphalaria tenagophila</i> (Orbigny, 1835)
	<i>Biomphalaria straminea</i> (Dunker, 1848)
Hospedeiras potenciais	<i>Biomphalaria amazonica</i> Paraense, 1966
	<i>Biomphalaria peregrina</i> (Orbigny, 1835)
Não hospedeiras	<i>Biomphalaria intermedia</i> (Paraense & Deslandes, 1962)
	<i>Biomphalaria kuhniiana</i> (Clessin, 1883)
	<i>Biomphalaria schrammi</i> (Crosse, 1864)
	<i>Biomphalaria oligoza</i> Paraense, 1975
	<i>Biomphalaria occidentalis</i> Paraense, 1981
	<i>Biomphalaria tenagophila guaiibensis</i> Paraense, 1984

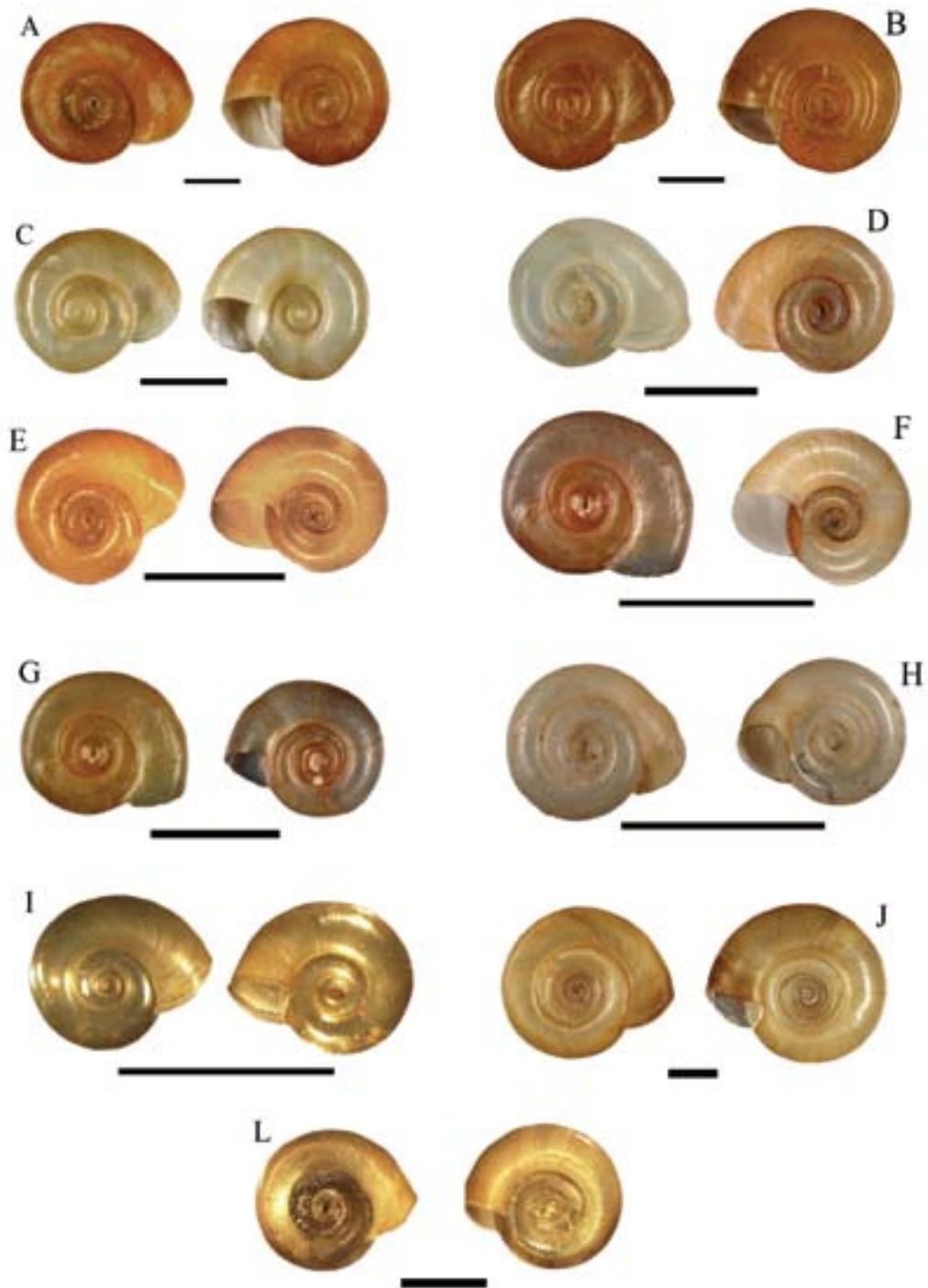


Figura 7. Conchas das espécies e da subespécie de *Biomphalaria* que ocorrem no Brasil: A) *Biomphalaria glabrata* (Say, 1818); B) *Biomphalaria tenagophila* (Orbigny, 1835); C) *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848); D) *Biomphalaria amazonica* Paraense, 1966; E) *Biomphalaria peregrina* (Orbigny, 1835); F) *Biomphalaria intermedia* (Paraense & Deslandes, 1962); G) *Biomphalaria kuhniiana* (Clessin, 1883); H) *Biomphalaria schrammi* (Crosse, 1864); I) *Biomphalaria oligoza* Paraense, 1975; J) *Biomphalaria occidentalis* Paraense, 1981; L) *Biomphalaria tenagophila guaibensis* Paraense, 1984. Escala: 5mm.

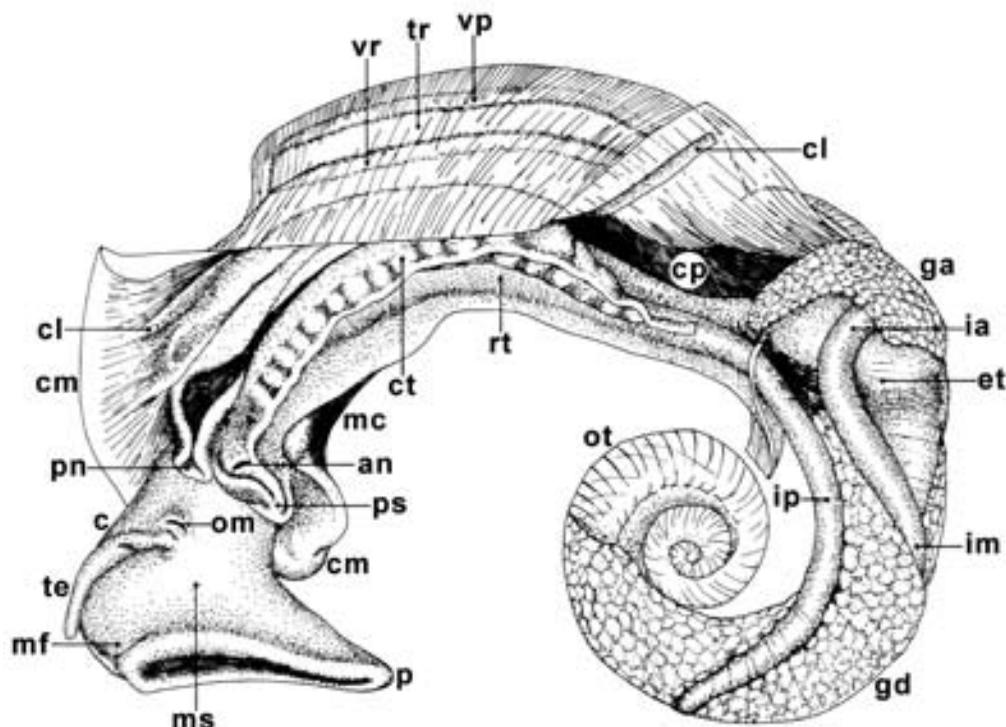


Figura 8. *Biomphalaria*: animal retirado da concha com o manto levemente rebatido, para visualização dos órgãos internos. Massa cefalopodal (ms), cavidade pulmonar (cp), mufla (mf), tentáculo (te), colo (c), abertura genital masculina (om), colar ou borda do manto (cm), pseudobrânquia (ps), pneumóstoma (pn), abertura anal (an), músculo columelar (mc), crista lateral (cl), crista retal (ct), veia renal (vr), veia pulmonar (vp), tubo renal (tr), reto (rt), glândula de albúmen (ga), intestino anterior (ia), intestino médio (im), intestino posterior (ip), estômago (et), glândula digestiva (gd), pé (p), ovoteste (ot). Extraído de Paraense (1975).

- Manto

No manto podem ser observados: (1) o coração, contido no pericárdio e constituído por uma aurícula e um ventrículo; (2) parte da glândula de albúmen; (3) as veias pulmonar e renal; (4) o ureter e seu meato; (5) o rim; (6) o pneumóstoma; e (7) a crista lateral. O rim é formado por uma porção sacular, justaposta à esquerda do pericárdio, que se continua por uma porção tubular (tubo renal) situada entre a veia renal e a veia pulmonar.

A observação do manto é extremamente importante para a identificação específica, uma vez que o principal caráter diagnóstico de *B. glabrata*, a crista renal, encontra-se no manto.

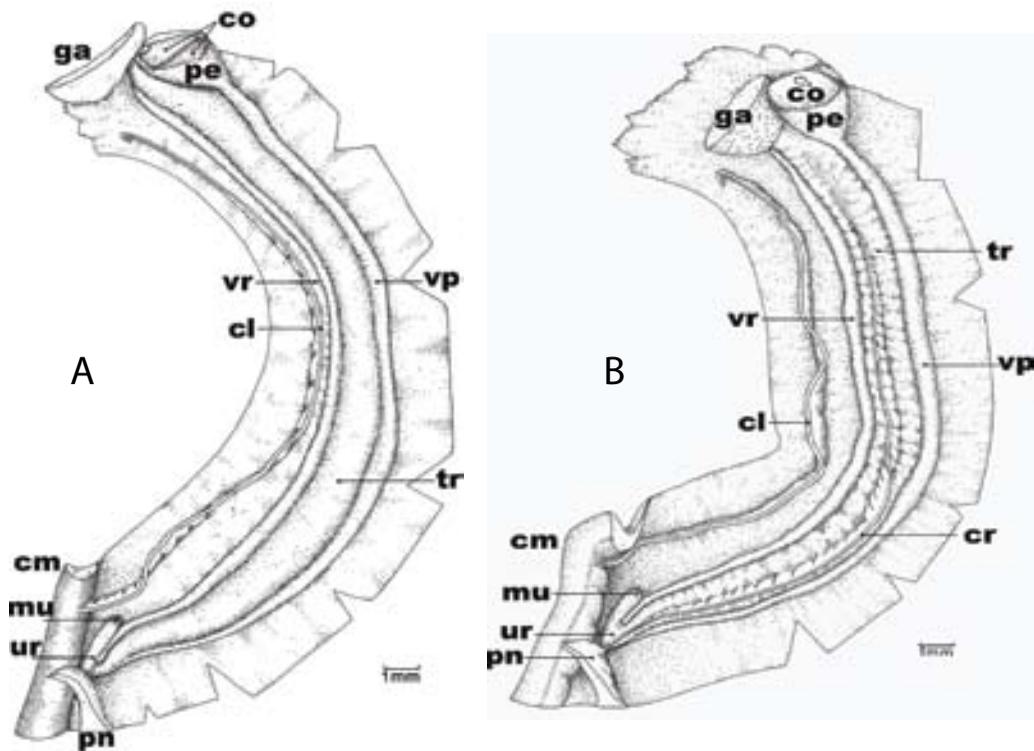


Figura 9. A) Manto de *Biomphalaria* sp.; B) Manto de *B. glabrata*, com crista renal. Estruturas: coração (co), pericárdio (pe), glândula de albúmen (ga), veia pulmonar (vp), veia renal (vr), tubo renal (tr), crista lateral (cl), crista renal (cr), colar do manto (cm), ureter (ur), meato do ureter (mu) e pneumóstoma (pn). Extraído de Paraense (1975).

- Sistema respiratório

Predomina a respiração atmosférica: a hematose ocorre na rede vascular da parede pulmonar, de onde o sangue flui para o coração através da veia pulmonar.

A respiração aquática ocorre através da pseudobrânquia (sede principal) e do tegumento em contato com o meio líquido.

- Sistema nervoso

Formado por 11 gânglios, sendo cinco em pares (buciais, cerebrais, pleurais, pedais e parietais) e um isolado (visceral). Esses gânglios formam um anel ao redor do esôfago (anel periesofágico), logo atrás do saco bucal.

- Sistema digestivo

O alimento pode ser de vários tipos, dependendo do substrato em que o planorbídeo se encontra. A rádula, presente no saco bucal, raspa o substrato extraíndo os alimentos, que podem ser algas, bactérias, fragmentos de animais e vegetais, sais minerais, etc.

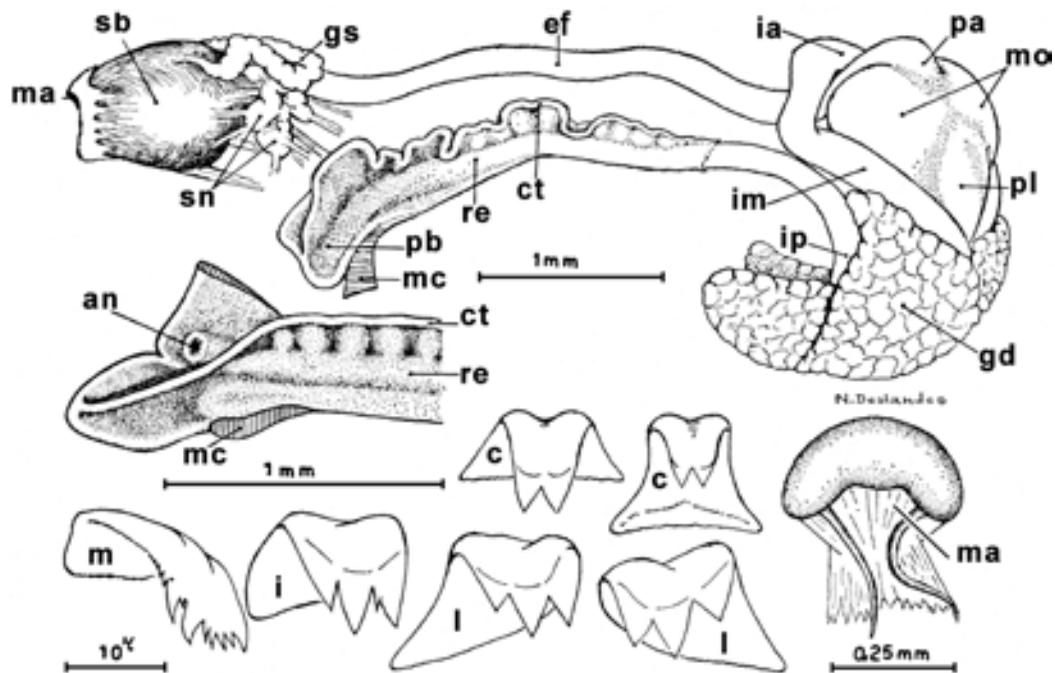


Figura 10. *Biomphalaria* sp. Sistema digestivo: mandíbula (ma); saco bucal (sb); dentes da rádula: central (c), marginal (m), intermediário (i) e lateral (l); glândula salivar (gs); esôfago (ef); estômago: papo (pa), moela (mo), piloro (pl); glândula digestiva (gd); intestino: anterior (ia), médio (im) e posterior (ip); reto (re); crista retal (ct); ânus (an). Sistema nervoso: anel periesofágico (sn). Sistema respiratório: pseudobrânquia (pb). Músculo columelar (mc). Extraído de Paraense (1975).

- Sistema reprodutor

Os animais são hermafroditas. Quanto à sua reprodução, predomina a fecundação cruzada sobre a autofecundação, a qual ocorre somente quando isolados. Esta última garante a formação de uma população a partir de um único indivíduo (estudos experimentais realizados por W. L. Paraense demonstraram que um único exemplar de *B. glabrata* pode produzir cumulativamente 10 milhões de descendentes em 3 meses). Entretanto, a fecundação cruzada propicia maior variabilidade genética.

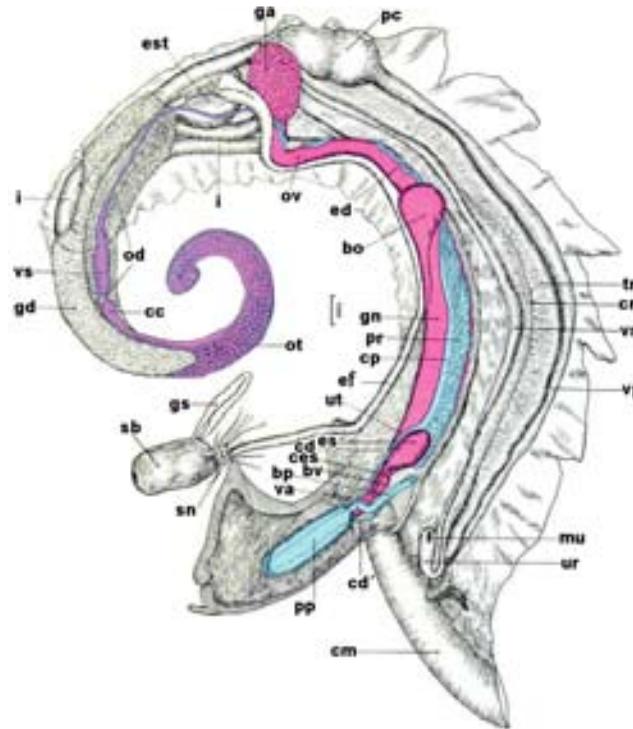


Figura 11. *Biomphalaria* parcialmente dissecada mostrando a interação entre os órgãos: órgãos hermafroditas (•), órgãos femininos (◦), órgãos masculinos (◐). Gânglios nervosos (sn), glândula salivar (gs), glândula de albúmen (ga), veia pulmonar (vp), veia renal (vr), tubo renal (tr), crista renal (cr), pericárdio (pc), colar ou borda do manto (cm), ureter (ur), meato do ureter (mu), cavidade pulmonar (cp), saco bucal (sb), esôfago (ef), estômago (est), intestino (i) e glândula digestiva (gd). Estruturas hermafroditas: canal coletor do ovoteste (cc), vesícula seminal (vs), ovispermiduto (od) e ovoteste (ot); estruturas masculinas: bainha do pênis (bp), canal deferente (cd), próstata (pr), prepúcio (pp) e espermiduto (ed); estruturas femininas: bolsa do oviduto (bo), espermateca (es), canal da espermateca (ces), glândula nidamental (gn), oviduto (ov), vagina (va), bolsa vaginal (bv) e útero (ut). Extraído de Paraense & Deslandes (1955).

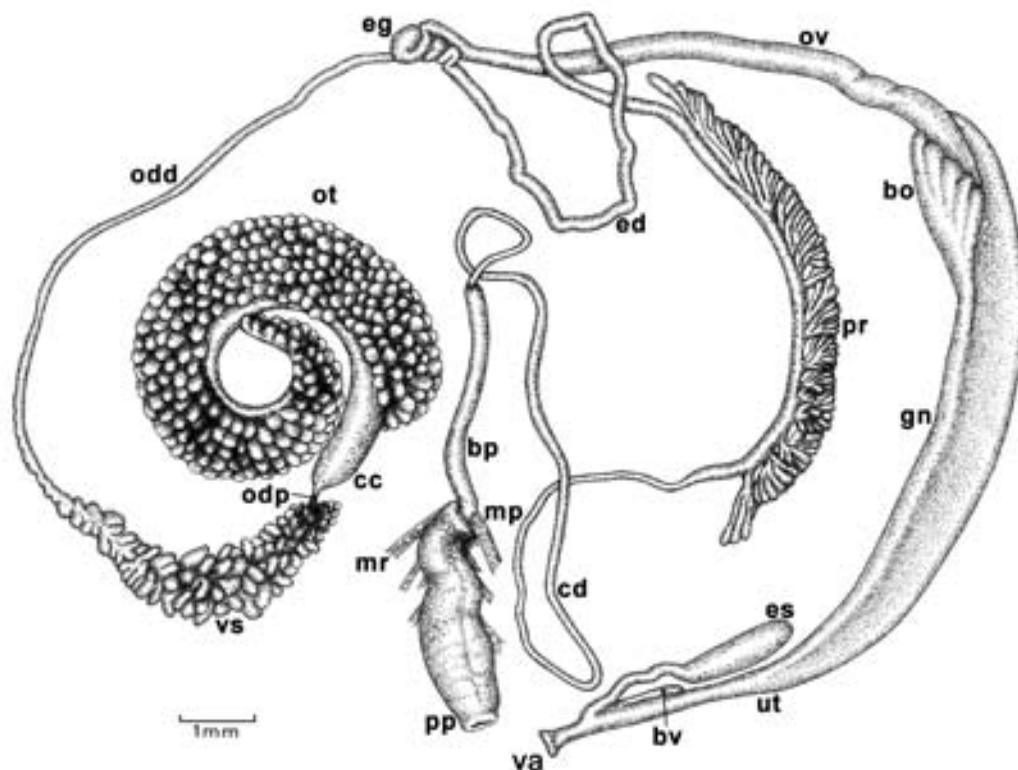


Figura 12. Sistema reprodutor dissecado de *Biomphalaria glabrata*: canal coletor do ovoteste (cc), encruzilhada genital (eg), ovispermiduto proximal (odp), ovispermiduto distal (odd), ovoteste (ot) e vesícula seminal (vs); estruturas masculinas: bainha do pênis (bp), canal deferente (cd), espermiduto (ed), músculos do complexo peniano [retrator (mr) e protrator (mp)], prepúcio (pp) e próstata (pr); estruturas femininas: bolsa do oviduto (bo), bolsa vaginal (bv), espermateca (es), glândula nidamental (gn), oviduto (ov), vagina (va) e útero (ut). Extraído de Paraense (1975).

A dissecção do sistema reprodutor permite a identificação específica dos planorbídeos mediante a observação morfológica dos órgãos (presença e forma de determinadas estruturas, quantificações, proporções entre órgãos, mensurações, posicionamento, etc.). De um modo geral, as espécies vetoras podem ser identificadas com base nas principais características descritas a seguir.

- *Biomphalaria glabrata*

Concha de exemplares adultos: de 20mm a 40mm de diâmetro; de 5mm a 8mm de largura e cerca de 6 a 7 giros; as paredes laterais dos giros são arredondadas.

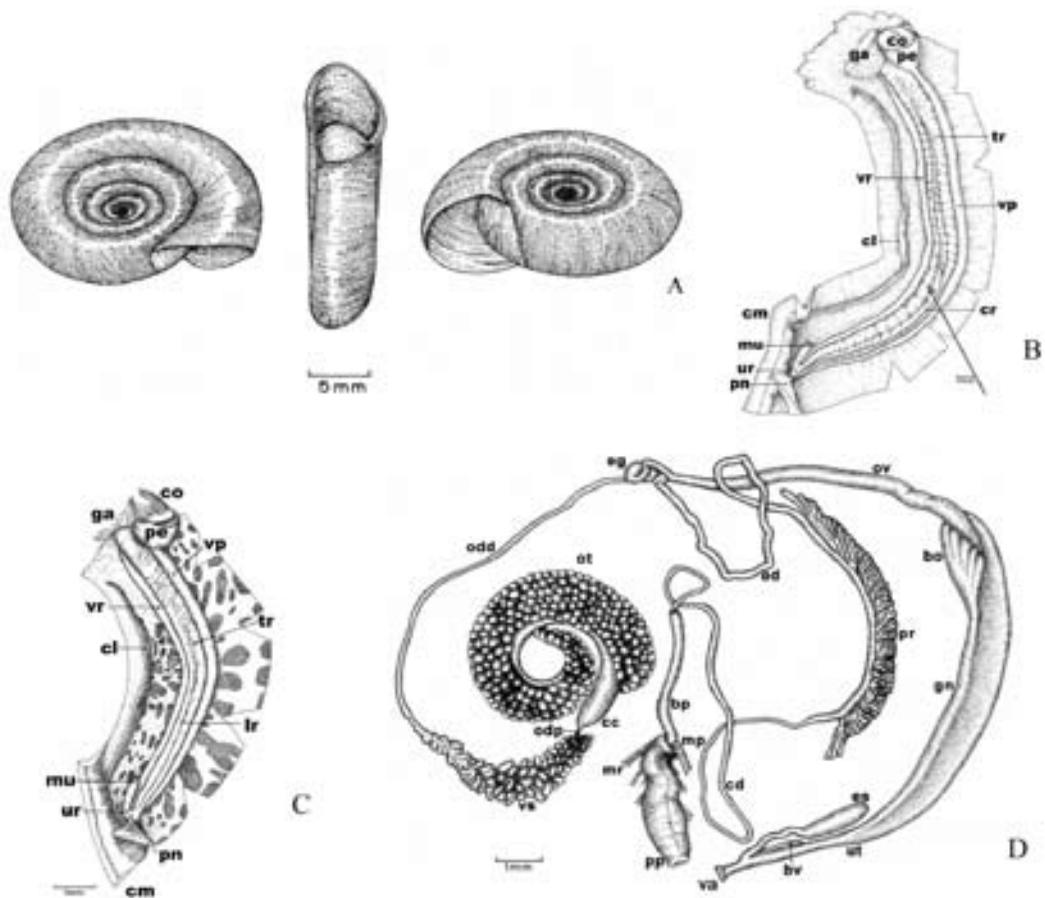


Figura 13. A) Desenho da concha de *B. glabrata*: vista do lado direito, vista frontal e vista do lado esquerdo, respectivamente; B) manto de um exemplar adulto, onde se vê a crista renal; C) manto de um exemplar jovem com linha renal pigmentada; D) sistema reprodutor: canal coletor do ovoteste (cc), encruzilhada genital (eg), ovispermiduto proximal (odp), ovispermiduto distal (odd), ovoteste (ot) e vesícula seminal (vs); estruturas masculinas: bainha do pênis (bp), canal deferente (cd), espermiduto (ed), músculos do complexo peniano [retrator (mr) e protrator (mp)], prepúcio (pp) e próstata (pr); estruturas femininas: bolsa do oviduto (bo), bolsa vaginal (bv), espermateca (es), glândula nidamental (gn), oviduto (ov), vagina (va) e útero (ut); coração (co), pericárdio (pe), glândula de albúmen (ga), veia pulmonar (vp), veia renal (vr), tubo renal (tr), crista lateral (cl), crista renal (cr), linha renal pigmentada (lr), colar do manto (cm), ureter (ur), meato do ureter (mu) e pneumóstoma (pn). Desenhos extraídos de Paraense (1975).

Caracteres diagnósticos: no manto, a presença de uma crista pigmentada sobre o tubo renal, sendo que nos indivíduos jovens somente se observa uma linha pigmentada, sobre a qual se desenvolverá a crista renal; sistema reprodutor com bolsa vaginal bem definida.

- *Biomphalaria tenagophila*

Concha de exemplares adultos: 15mm a 35mm de diâmetro, com cerca de 7 a 8 giros **carenados**, mais acentuadamente no lado esquerdo.

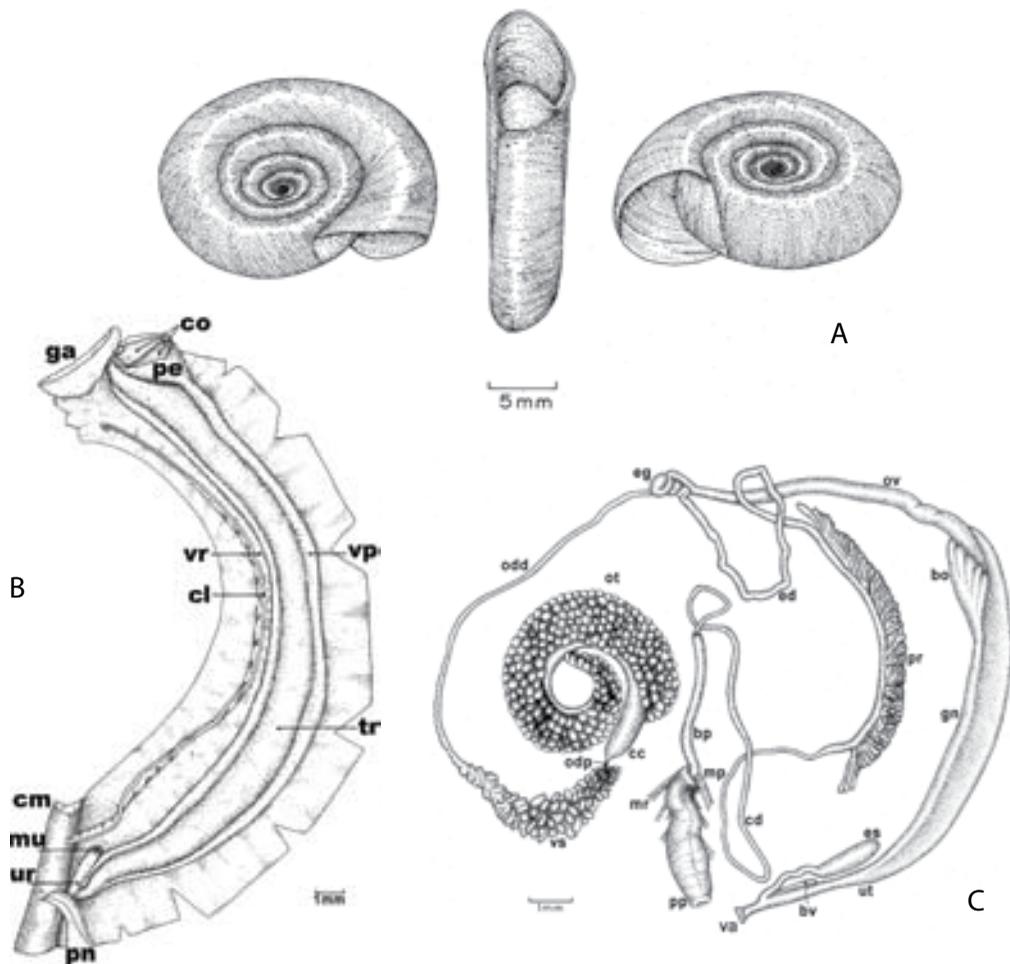


Figura 14. A) Desenho da concha de *B. tenagophila*: vista do lado direito, vista frontal e vista do lado esquerdo, respectivamente; B) manto mostrando o tubo renal liso; C) sistema reprodutor: canal coletor do ovoteste (cc), encruzilhada genital (eg), ovispermiduto proximal (odp), ovispermiduto distal (odd), ovoteste (ot) e vesícula seminal (vs); estruturas masculinas: bainha do pênis (bp), canal deferente (cd), espermiduto (ed), músculos do complexo peniano [retrator (mr) e protrator (mp)], prepúcio (pp) e próstata (pr); estruturas femininas: bolsa do oviduto (bo), bolsa vaginal (bv), espermateca (es), glândula nidamental (gn), oviduto (ov), vagina (va) e útero (ut); coração (co), pericárdio (pe), glândula de albúmen (ga), veia pulmonar (vp), veia renal (vr), tubo renal (tr), crista lateral (cl), colar do manto (cm), ureter (ur), meato do ureter (mu) e pneumóstoma (pn). Desenhos extraídos de Paraense (1975).

Caracteres diagnósticos: concha carenada; sistema reprodutor com bolsa vaginal bem definida; a anatomia da *B. tenagophila* é quase idêntica à da *B. glabrata*, diferindo desta pela ausência da crista renal ou da linha renal pigmentada, presente nos espécimes jovens.

- *Biomphalaria occidentalis*

*B. occidentalis* foi durante muito tempo identificada como *B. tenagophila* devido à grande semelhança entre as conchas. O estudo morfológico, porém, revelou algumas diferenças, entre elas a ausência de bolsa vaginal e o tamanho do prepúcio. É interessante ressaltar que, apesar da grande semelhança, *B. occidentalis* não é transmissora da esquistossomose. Sua distribuição geográfica inclui os seguintes estados: Acre, Amazonas, Roraima, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás, Paraná, Santa Catarina, Minas Gerais e São Paulo.

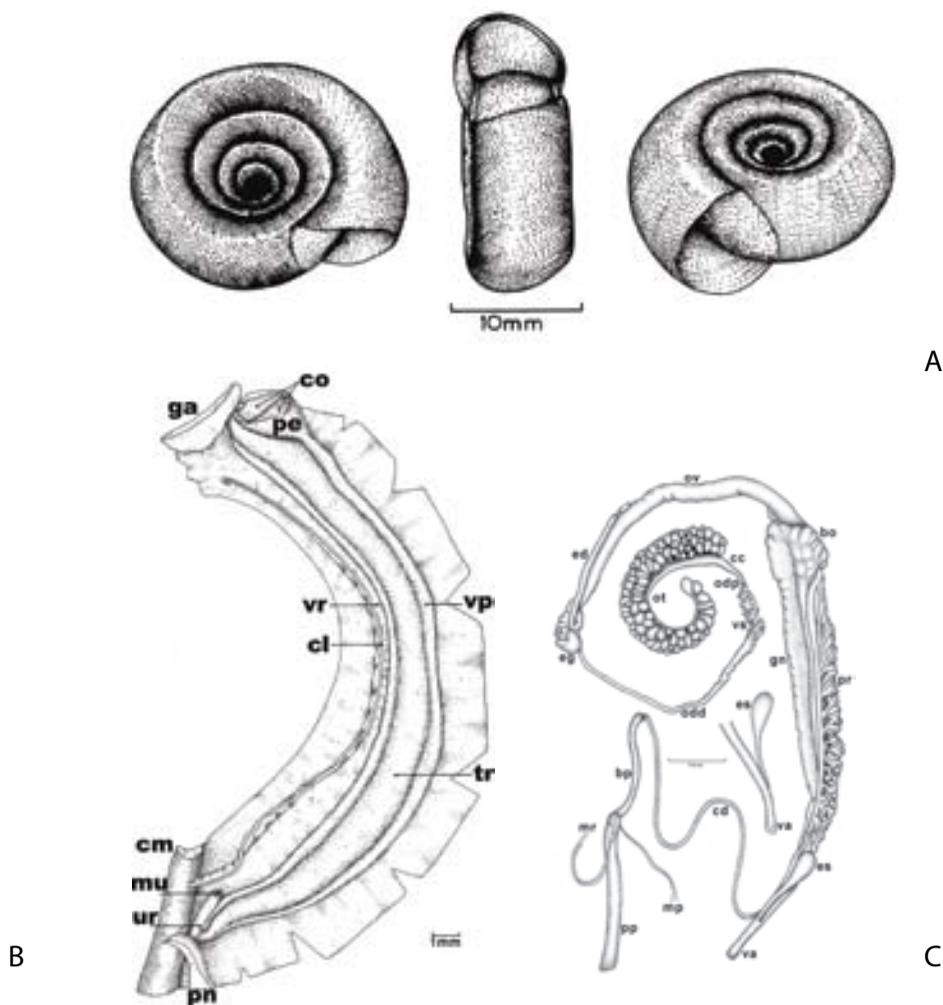
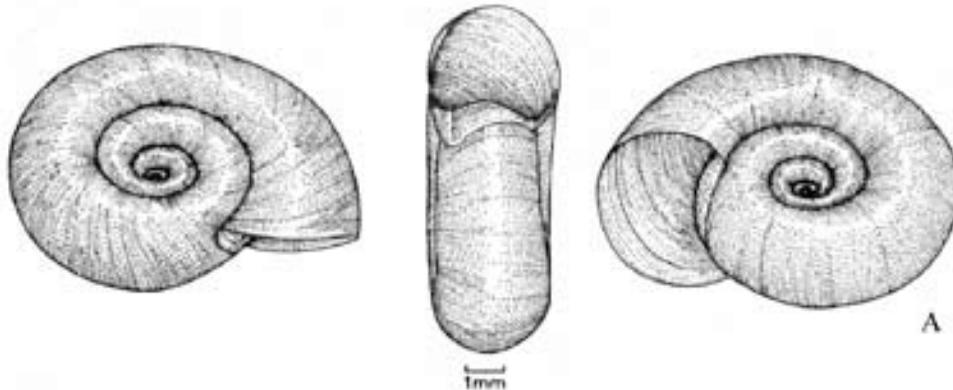


Figura 15. A) Desenho da concha de *B. occidentalis*: vista do lado direito, vista frontal e vista do lado esquerdo, respectivamente; B) manto mostrando o tubo renal liso; C) sistema reprodutor: canal coletor do ovoteste (cc), encruzilhada genital (eg), ovispermiduto proximal (odp), ovispermiduto distal (odd), ovoteste (ot) e vesícula seminal (vs); estruturas masculinas: bainha do pênis (bp), canal deferente (cd), espermiduto (ed), músculos do complexo peniano [retrator (mr) e protrator (mp)], prepúcio (pp) e próstata (pr); estruturas femininas: bolsa do oviduto (bo), espermateca (es), glândula nidamental (gn), oviduto (ov) e vagina (va). Desenhos extraídos de Paraense (1981).

- *Biomphalaria straminea*

Concha de exemplares adultos: de 10mm a 16mm de diâmetro, com 3mm a 4mm de largura e cerca de 5 giros.



Caracteres diagnósticos: parede dorsal da vagina enrugada devido à presença de uma série de ondulações transversais (enrugamento vaginal).

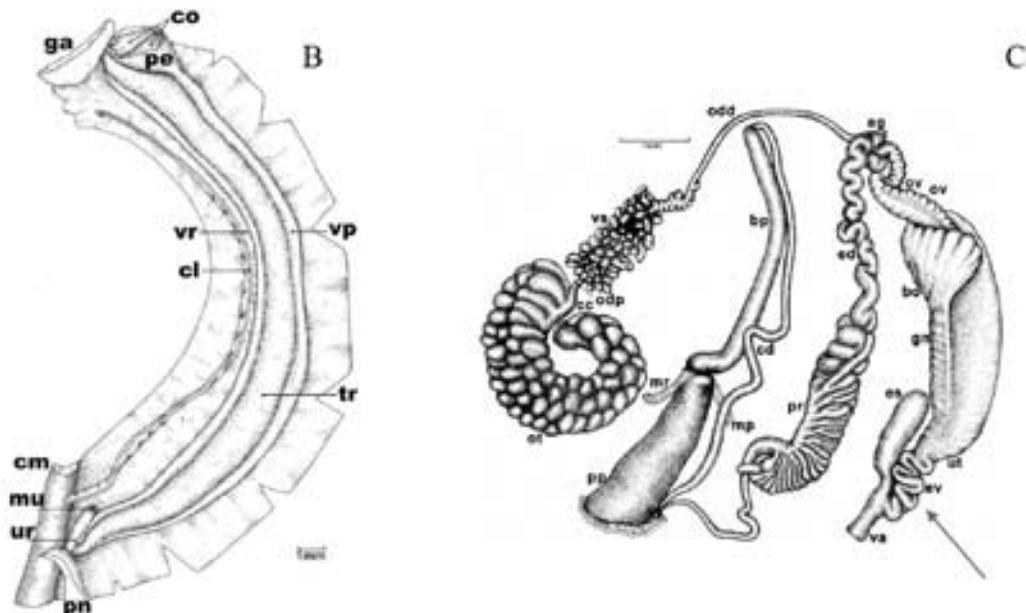


Figura 16. A) Desenho da concha de *B. straminea*: vista do lado direito, vista frontal e vista do lado esquerdo, respectivamente; B) manto, onde se vê o tubo renal liso; C) sistema reprodutor: canal coletor do ovoteste (cc), encruzilhada genital (eg), ovispermiduto proximal (odp), ovispermiduto distal (odd), ovoteste (ot) e vesícula seminal (vs); estruturas masculinas: bainha do pênis (bp), canal deferente (cd), espermiduto (ed), músculos do complexo peniano [retrator (mr) e protractor (mp)], prepúcio (pp) e próstata (pr); estruturas femininas: bolsa do oviduto (bo), enrugamento vaginal (ev), espermateca (es), glândula nidamental (gn), oviduto (ov), vagina (va) e útero (ut); coração (co), pericárdio (pe), glândula de albúmen (ga), veia pulmonar (vp), veia renal (vr), tubo renal (tr), crista lateral (cl), colar do manto (cm), ureter (ur), meato do ureter (mu) e pneumóstoma (pn). Desenhos extraídos de Paraense (1975).

- Importante: embora os caracteres diagnósticos mais marcantes das espécies transmissoras presentes no Brasil tenham sido relacionados anteriormente, a identificação precisa requer análises criteriosas, uma vez que existem outras espécies com características similares.

## 2.4 Espécies exóticas de importância médica e econômica

De acordo com a União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN), as espécies invasoras representam a segunda maior ameaça à biodiversidade em todo o planeta, perdendo apenas para os desmatamentos. Além de prejudiciais sob o ponto de vista biológico, as espécies exóticas podem também causar perdas econômicas e danos à saúde humana. A seguir, apresentamos alguns exemplos de moluscos introduzidos no Brasil:

### a) Classe Gastropoda

- *Helix aspersa* Müller, 1774

Molusco comestível europeu conhecido como “escargot”, introduzido no Brasil provavelmente por imigrantes no início do século XX. Na Região Sul do País, sua ocorrência em densas populações em áreas urbanas e periurbanas tem causado destruição de hortas e jardins.

- *Achatina fulica* Bowdich, 1822

Molusco africano introduzido no Brasil para ser utilizado na alimentação humana. Comparativamente, a criação de *A. fulica* é comercialmente mais lucrativa, uma vez que os moluscos possuem maior peso e tamanho que *H. aspersa*. Com a proliferação de cursos de criação e venda de matrizes pelo Brasil, a espécie pôde se espalhar mais rapidamente, uma vez que os criadores, ao desistirem do empreendimento, inadvertidamente, soltaram os exemplares de seus plantéis no ambiente. Ocorre atualmente em quase todos os estados brasileiros, geralmente em densas populações, destruindo hortas, jardins e diversos tipos de cultivo, causando prejuízos e transtornos às comunidades afetadas.

Além dos previsíveis impactos à fauna e à flora, essa espécie está envolvida na transmissão do *Angiostrongylus cantonensis* (Chen, 1935), nematódeo responsável pela meningoencefalite eosinofílica, zoonose endêmica no sudeste asiático. Recentemente, dois casos humanos de meningoencefalite transmitidos com participação de moluscos terrestres, inclusive *A. fulica*, foram registrados no Espírito Santo. Quanto à angiostrongilose abdominal, zoonose que ocorre no Brasil, causada pelo *A. costaricensis*, *A. fulica* é considerada vetora em potencial, requerendo exposição a altas cargas parasitárias para se infectar. Até o presente, nenhum exemplar dessa espécie foi encontrado naturalmente infectado por larvas desse nematódeo no Brasil.

- *Melanooides tuberculatus* (Müller, 1774)

Molusco afro-asiático introduzido no Brasil provavelmente por meio do comércio de peixes e plantas aquáticas. Atualmente é encontrado tanto em tanques de piscicultura quanto em biótopos naturais em vários estados brasileiros, formando populações extremamente densas, ocasionando em alguns casos o desaparecimento ou o deslocamento de espécies nativas, inclusive *Biomphalaria*. Estudos realizados no Brasil e no Caribe têm indicado a utilização de *M. tuberculatus* em programas de controle biológico das espécies transmissoras da esquistossomose.

b) Classe Bivalvia

- *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857)

Molusco bivalve asiático introduzido no sul do país na década de 1990, por meio da água de lastro de navios. Além da ameaça à malacofauna nativa, o fato de ser encontrado em densas populações, fixas ao substrato, tem causado prejuízos econômicos, principalmente ao setor de geração de energia, por interferir no funcionamento das usinas hidrelétricas, uma vez que as turbinas necessitam ser paralisadas temporariamente, para a limpeza e a retirada dos moluscos. Outros danos envolvem a navegação de cabotagem e o abastecimento de água nas cidades, pela obstrução das tubulações de captação de água.

- *Corbicula fluminea* (Müller, 1774) e *Corbicula largillierti* (Philippi, 1844)

Bivalves, também de origem asiática, introduzidos na década de 1970 e atualmente encontrados em vários rios brasileiros, inclusive na área do Pantanal Mato-Grossense. Podem constituir ameaça principalmente às espécies de bivalves nativas, por competir por espaço e alimento.

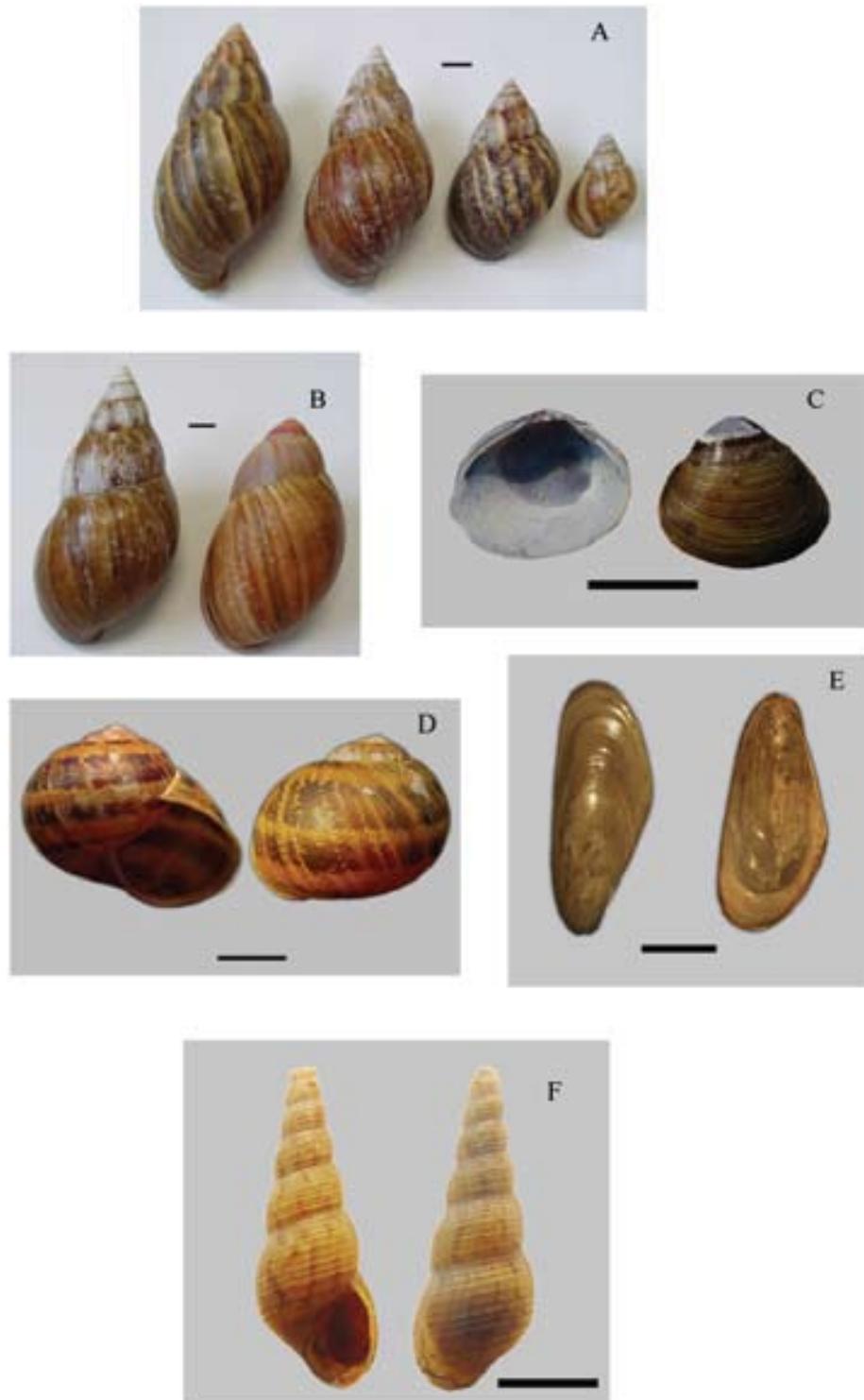


Figura 17. A) Exemplos de *Achatina fulica* com diferentes idades; B) Exemplos adultos: *Megalobulimus* sp. (direita) e *A. fulica* (esquerda); C) *Corbicula* sp.; D) *Helix aspersa*; E) *Limnoperna fortunei*; F) *Melanoides tuberculatus*. Escala: 10mm.



### 3 Aspectos Ecológicos

As áreas endêmicas para esquistossomose no Brasil são heterogêneas quanto ao clima, à topografia e à vegetação, impedindo generalizações sobre a caracterização ecológica dos criadouros dos moluscos hospedeiros intermediários nessas diferentes áreas. Por isso, são necessárias informações sobre a ocorrência desses moluscos em relação aos aspectos ecológicos relevantes, como as características físico-químicas da água, a vegetação macrofítica e o tipo de sedimento dos criadouros (PIERI, 1995).

Os moluscos hospedeiros podem colonizar uma grande variedade de habitats tanto lóticos (desde rios até pequenas valas) quanto lânticos (de lagoas a pequenas poças). Já os focos de transmissão propriamente ditos geralmente têm características ecológicas semelhantes, sendo localizados no peridomicílio de comunidades urbanas ou rurais desprovidas de água encanada ou saneamento (figuras 18 e 19). Mesmo nas áreas sujeitas a secas sazonais, esses criadouros podem albergar populações permanentes de moluscos hospedeiros, alimentados por nascedouros (figuras 20 e 21) ou água doméstica servida (figura 19).



Figura 18. Foco de transmissão peridomiciliar em Nova Caiará, município de São Lourenço da Mata, Região Metropolitana do Recife (PE). Molusco hospedeiro: *Biomphalaria straminea*.



Figura 19. Foco de transmissão peridomiciliar em Sotave, município de Jaboatão dos Guararapes, Região Metropolitana do Recife (PE). Molusco hospedeiro: *Biomphalaria glabrata*.

Os **biótopos** com moluscos revelam, em sua maioria, pH entre 6,0 e 8,0. Em águas com pH ácido (por exemplo, abaixo de 5,6), os planorbídeos são incapazes de promover a deposição de cálcio para a constituição da concha, o que impede sua colonização. Aparentemente, pequenas concentrações de cálcio na água são suficientes para atender as necessidades vitais dos caramujos. Densidades populacionais elevadas muitas vezes podem ser encontradas em águas mais duras, ou seja, ricas em cálcio.

Experimentalmente foi verificado que *B. straminea* sobrevive bem em águas com até 3g/l de NaCl. Em condições naturais, já foram assinalados planorbídeos em biótopos com concentração de até 2,6g/l de cloro. Recentemente, foram encontrados exemplares de *B. glabrata* sobrevivendo em águas com salinidade 15 vezes superior ao máximo aceito para habitats dulcícolas (que é de 0,5g/l), bem como com concentrações de sulfatos até 489mg/l e de amônia até 39,2mg/l (SILVA et al., 2006).

Em condições anaeróbicas, bactérias desnitrificantes reduzem nitratos para nitritos, enquanto outras se encarregam de reduzir nitritos para amônia. O efeito prejudicial da amônia tem sido assunto de grande interesse nos campos da investigação biológica e médica. As águas que percorrem terrenos cultivados podem ser particularmente enriquecidas com nitratos e também fosfatos, estes essenciais ao desenvolvimento do plâncton, que servirá de alimento aos caramujos. Conseqüentemente, em valas de irrigação e esgotos domésticos, a fauna planorbídica é particularmente abundante.

As características físico-químicas da maioria das coleções de água encontradas nos peridomicílios estão dentro dos limites de tolerância dos moluscos hospedeiros. A espécie

*B. glabrata*, por exemplo, pode tolerar faixas relativamente amplas de condutividade, íons de cálcio, sódio e potássio, cloretos, dióxido de carbono, nitrogênio (amônia), oxigênio dissolvido, turbidez, temperatura e pH (veja a tabela a seguir).

Fatores físico-químicos	Valores	
	Mínimos	Máximos
Condutividade (µmho/cm)	117	2000+
Cálcio (mg/l)	2,4	129
Sódio (mg/l)	6,7	750
Potássio	0,1	54,5
Ferro (mg/l)	0,0	5,4
Alcalinidade (mg/l de CaCO <sub>3</sub> )	20	415
Cloreto (mg/l de Cl)	1	3500
Dióxido de carbono (mg/l)	2,3	90
Nitrogênio (mg/l) (amônia)	0,1	2,6
Sílica (mg/l de SiO <sub>4</sub> )	3,1	77
Saturação de Oxigênio (%)	0,0	86,4
Turbidez (FTU)	3,7	230
Temperatura (°C)	18	41
pH	5,6	9,1

A vegetação macrofítica mais comum nos criadouros dos moluscos hospedeiros são as plantas herbáceas típicas das várzeas úmidas ou alagadas, como ciperáceas e comelináceas. Essas plantas podem proporcionar aos moluscos condições microclimáticas favoráveis, oferecendo proteção contra a radiação solar, altas temperaturas e correntezas (figuras 18 e 19). As formações arbóreas às margens dos criadouros também podem amenizar a luz do sol e a temperatura (figura 20).

Os moluscos hospedeiros tendem a ocorrer preferencialmente em substratos ricos em argila fina e detritos orgânicos. Tais substratos são ricos em microorganismos epifíticos e epilíticos, que constituem a principal fonte de alimento dos moluscos hospedeiros. Esses sedimentos proporcionam ainda um substrato denso e macio sob o qual os moluscos podem se abrigar da luz solar mesmo em criadouros sem cobertura macrofítica (figura 21).

Figura 20. Criadouro de *Biomphalaria glabrata*Figura 21. Criadouro de *Biomphalaria straminea*

Um outro aspecto ecológico relevante é a habilidade que os moluscos vetores possuem de sobreviver fora da água por períodos relativamente longos. Na ausência de água, a primeira resposta dos moluscos é a retração do corpo no interior da concha. Essa resposta diminui os efeitos diretos da dessecação; por outro lado, obriga o molusco a sobreviver de suas próprias reservas alimentares, com um suprimento limitado de oxigênio e a acumulação de excretas potencialmente tóxicas. Assim, a sobrevivência fora da água vai depender de sua capacidade de conservar recursos (tais como a água, o oxigênio e a energia) e eliminar ou neutralizar os produtos tóxicos do metabolismo. As três espécies de moluscos hospedeiros no Brasil possuem, em maior (*B. straminea*) ou menor (*B. tenagophila*) grau, a capacidade de resistir à dessecação.

Quanto à *B. glabrata*, podem ocorrer modificações morfológicas, na sua fase juvenil, que também contribuem para sua sobrevivência durante o período de seca, a saber: o espessamento da concha, a diminuição da área de abertura da concha, a formação de lamelas e epifragmas próximo à abertura. Em geral, essas modificações são associadas com alterações comportamentais (tendência persistente a sair da água) e fisiológicas (estado de dormência prolongada) características. Tais indivíduos podem se antecipar à dessecação dos criadouros, emigrando espontaneamente da água, retraindo-se na concha, interrompendo seu crescimento e permanecendo em diapausa até o retorno das condições propícias (figura 22). A capacidade desses caramujos de sobreviver à estação seca, repovoar as coleções de água sazonais, inclusive albergando formas larvares de *S. mansoni*, torna seu controle mais difícil.

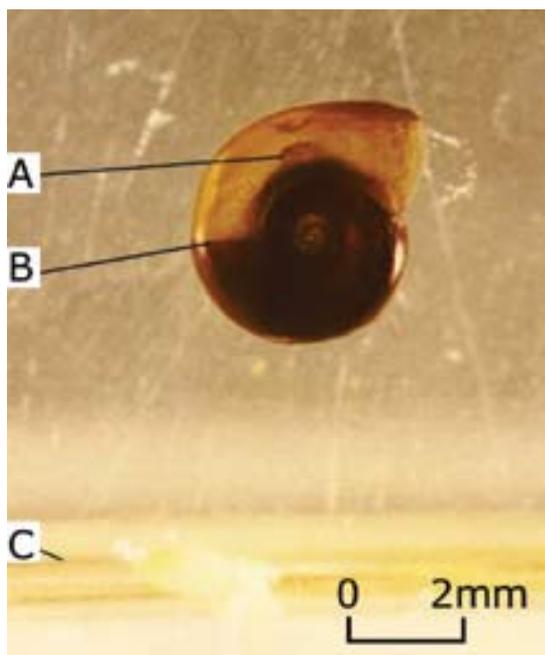


Figura 22. Espécime juvenil de *Biomphalaria glabrata* que emigrou da água na ausência de condições adversas do meio, entrando em um estado de dormência persistente (diapausa). A) lamelas próximas à abertura da concha; B) margem externa do corpo retraído na concha; C) lâmina d'água. (Fotografia de Paul Sterry).



## 4 Técnicas Malacológicas

### 4.1 Coleta de gastrópodes límnicos

Os moluscos límnicos podem ser encontrados em diferentes **coleções hídricas**, tais como: açudes, alagados, brejos, córregos, lagoas, lagos, valas de esgoto ou drenagem, riachos e rios. A correnteza dos rios e dos córregos é um fator importante: as colônias geralmente são abundantes em **águas** estagnadas, enquanto que em águas correntes, com velocidade superior a 30cm por segundo, os moluscos não formam populações. Os representantes da classe Gastropoda são encontrados aderidos à vegetação, às rochas ou às margens do **criadouro**, podendo também estar enterrados no fundo do corpo d'água; este último comportamento é mais freqüente nos moluscos pertencentes à classe Bivalvia.

Equipamentos necessários:

- a) Concha de captura: consiste de um cabo de madeira ou aço, com aproximadamente 1m de comprimento, acoplado a uma peneira ou uma concha de metal perfurada (furos em torno de 2mm). Para facilitar o transporte da concha, o cabo pode ser confeccionado em duas partes, unidas por uma rosca ou um parafuso. A largura da malha ou dos furos é importante, pois deve permitir somente a passagem da água do criadouro, retendo pequenos espécimes como Ancyliidae, *Antillorbis*, *Drepanotrema*, jovens de *Biomphalaria* e pequenos bivalves. Em alguns casos, a concha de captura pode ser substituída por uma pequena draga.
- b) Pinças longas e pinças com pontas finas. Em alguns ambientes, pinças com pontas finas são necessárias para retirar o molusco que se encontra preso às frestas das rochas ou dos troncos.
- c) Recipientes plásticos e sacos de plástico ou de tecido umedecido em água, para acondicionar os moluscos.
- d) Luvas e botas de borracha, para proteção individual.
- e) Caderneta de campo, lápis e fita adesiva para a identificação do biótopo e da coleta. Todas as anotações devem ser feitas no local: tipo de ambiente, vegetação, topografia, clima, temperatura e pH da água, umidade do ar, fauna acompanhante e coordenadas geográficas obtidas com um aparelho de GPS (*Global Positioning System* ou Sistema de Posicionamento Global). Outras análises da água (como: turbidez, oxigênio dissolvido, ferro, cloretos, gás carbônico, cloro e manganês)

podem ser feitas no local, com o uso de uma aparelhagem específica, ou após o transporte de uma amostra, no laboratório.

- f) Bolsa térmica ou isopor para o transporte: o uso de um pouco de gelo é aconselhável em regiões mais quentes, desde que não entre em contato direto com os recipientes contendo os moluscos.
- g) Coletes com vários bolsos, para facilitar o transporte do equipamento de trabalho.

Os métodos de coleta variam segundo o tipo de estudo: as análises qualitativas requerem várias amostragens em épocas diferentes, e as quantitativas baseiam-se em técnicas que envolvem a delimitação da área amostral, o tempo de coleta ou o número de “conchadas” e a quantidade de coletores.

### Trabalhos de campo

Os trabalhos de campo em malacologia deverão ser precedidos do reconhecimento geográfico da área (RG), de forma a assinalar em desenho simplificado (croqui) todas as moradias, as estradas, os caminhos, as coleções hídricas e os criadouros de caramujos (anexos A e B); e, ainda, com cadastro da população residente. Atualmente, é imprescindível identificar a área com o uso de GPS, que fornece com precisão a latitude e a longitude, possibilitando a inserção dos dados em *softwares* específicos. A manipulação dos dados no Sistema de Informação Geográfica (SIG) permite que se visualize a distribuição espacial das ocorrências das espécies, sobrepondo-as em mapas temáticos (hidrografia, vegetação, relevo, clima, densidade populacional, etc.) e permitindo correlações com as variáveis geoambientais.



Figura 23. Conchas de captura de moluscos límnicos.

A técnica de coleta consiste em raspar com a concha de captura a vegetação submersa, as margens e o fundo dos criadouros. Na superfície, o material recolhido deve ser cuidadosamente analisado à procura dos moluscos, observando-se as folhas e os pequenos gravetos, onde os espécimes jovens ou pequenos moluscos, como os ancilídeos, encontram-se presos. À medida que os moluscos vão sendo encontrados, devem ser postos no recipiente plástico, sem água, e o material da concha deve ser novamente lavado até a confirmação da ausência de moluscos, para então ser desprezado. É aconselhável que se coloque no frasco um pequeno pedaço de folha retirado do criadouro, para manter a umidade. Se forem coletados exemplares da família Ancyliidae, é necessário colocar um pouco da água. Exemplares grandes, como os ampulárideos, devem ser acondicionados em sacos plásticos ou de tecido umedecido em água. É imprescindível colocar uma etiqueta com o número de identificação referente às anotações da caderneta de campo. A busca dos moluscos deve ser realizada em diferentes pontos de cada criadouro, para se obter uma boa amostragem da malacofauna presente.

Os criadouros podem ser temporários, quando têm água apenas em alguns períodos, ou permanentes. Podem ser formados pela água que mina do solo (por vertentes, fontes ou poços); pela água da chuva ou por drenagem de superfície; por águas acumuladas em recipientes artificiais, cisternas, sarjetas ou valetas, charcos, inundações, valas de irrigação, “caldeirões” (grandes coleções de água em cavidades de pedreiras); lagoas, represas ou açudes, pântanos, escavações, cavas formadas pela erosão; córregos e rios. São de grande importância epidemiológica as lagoas e as represas, pela presença de pescadores ou banhistas, e ainda os açudes, pois são as únicas fontes de água em certas localidades.

Para a confecção do croqui, algumas recomendações se fazem necessárias: (1) o criadouro deverá estar numerado (sugere-se a adoção de cores para representar aqueles de importância epidemiológica); (2) no terreno, deve-se dar preferência a um marco natural próximo ao criadouro para numerá-lo, como, por exemplo, árvores, lajeados e cercas; (3) deve-se preencher os dados no formulário apropriado (Identificação de coleções hídricas – PCE-102a) conforme indicado no anexo B.

As equipes de campo, após o reconhecimento do local, deverão identificar e assinalar os criadouros atuais e potenciais dos planorbídeos, caracterizando os **criadouros de importância epidemiológica**. Considerando-se a frequência da população ao local, a ocorrência de planorbídeos com as formas infectantes de *S. mansoni*, a densidade populacional dos moluscos e a espécie transmissora, os criadouros ou **focos** serão classificados conforme seu grau de significância ou importância epidemiológica. Esses dados serão preenchidos em formulário apropriado (Potencial de transmissão – PCE-103), conforme indicado no anexo D. Tendo-se em vista a representatividade sob o ponto de vista ecológico e a similaridade dos resultados colhidos em **estações de captura**, situadas em um mesmo criadouro, uma ou várias destas deverão ser transformadas em estações de controle,

interrompendo-se o exame periódico em todos os outros pontos de captura inicialmente analisados. Em localidade ainda não coberta por operações regulares de malacologia, deve ser feito inicialmente o “mapeamento”, para identificação e caracterização dos criadouros, conforme descrito.

Nas estações de controle, o monitoramento da população de planorbídeos deve ser periódico (mensal), e o número de estações de controle será o mínimo necessário para fornecer dados representativos de cada ecótopo encontrado na área. Sempre que possível, os dados pluviométricos devem ser incluídos.

Os criadouros em campo, além de registrados nos documentos destinados para tal fim, serão identificados pela anotação dos seguintes dados:

CH N.º _____ CR N.º _____
Foco _____

Onde: CH = coleção hídrica; CR = criadouro.

Em coleções hídricas aparentemente secas, cobertas por camadas de barro (crostas), a pesquisa de planorbídeos torna-se mais trabalhosa: o sedimento deverá ser removido com enxada (equipamento a ser inserido, conforme o ambiente a ser pesquisado) e cuidadosamente analisado quanto à presença dos moluscos, sendo importante o registro da profundidade da busca.

Após o estudo qualitativo da fauna malacológica presente, que inclui a caracterização dos planorbídeos (transmissores da esquistossomose ou não) e das demais espécies, deverá ser iniciado um estudo quantitativo dos moluscos de importância médico-veterinária. Existem diferentes métodos para se determinar a densidade dos planorbídeos, em decorrência do tipo de criadouro (tamanho, características da vegetação, das margens, do substrato, profundidade, etc.) e do interesse da pesquisa.

O servidor destacado para o trabalho de campo em malacologia deverá ter a relação das estações de coleta destinadas à análise quantitativa, as quais devem ser previamente fornecidas pelo responsável pela atividade na área. É fundamental que se determine a dinâmica populacional de cada uma das estações de controle, caracterizando o período em que se verifica a queda natural da densidade dos planorbídeos, o que representa menor risco de transmissão. Esse dado será obtido a partir do exame apurado das análises quantitativas ao longo de pelo menos 12 meses de observação.

Com o propósito de estimar a densidade populacional dos planorbídeos da área, a primeira função do servidor é proceder à contagem dos caramujos encontrados. De início, deve ser demarcado o ponto exato onde será realizada a captura, utilizando-se para isso

estacas, previamente numeradas, que devem ser fixadas à margem do criadouro. Em cada estação são procedidas dez “conchadas”, buscando-se a coleta do maior número possível de caramujos; esse número previamente fixado garante a comparabilidade dos resultados e, então, uma estimativa confiável da densidade de planorbídeos em diferentes coleções hídricas. A quantidade de planorbídeos obtida em cada estação deverá ser dividida por 10 (número de conchadas), e o valor encontrado corresponderá ao número de caramujos de cada estação de captura. Quanto maior for a similaridade do método, mais confiáveis e comparáveis serão as informações. Um outro método (OLIVIER; SCHNEIDERMAN, 1956) estipula que o número de planorbídeos coletados em cada estação de captura deve ser dividido pelo número de coletores (estes devem ser experientes na realização de coletas de moluscos) e o valor encontrado deve ser dividido pelo tempo de coleta, independentemente do número de conchadas.

Os moluscos coletados deverão ser acondicionados em potes plásticos (conforme a técnica descrita anteriormente) e encaminhados ao laboratório juntamente com as fichas preenchidas. No laboratório será determinada a taxa percentual de caramujos infectados por *S. mansoni*, com base nas técnicas de exposição à luz e de esmagamento, descritas a seguir.

Dessa forma, conclui-se a fase preliminar, que compreende o conjunto de atividades de coleta de informações necessárias à vigilância e ao controle da esquistossomose. A última fase corresponde às atividades periódicas de malacologia, às obras de saneamento ambiental e, quando indicada e possível, à aplicação de moluscicida. Tal aplicação deverá ser repetida tantas vezes quanto for necessário para manter, por um período mínimo de seis meses, a densidade de planorbídeos nos níveis indicados (da ordem de 1%, tomando-se como referência a densidade inicial, ou anterior às ações de controle). Recomenda-se a administração da medicação específica na população humana. As implicações quanto à legislação ambiental vigente, que envolvem as operações com o uso de moluscicidas, encontram-se descritas no capítulo 9.

Torna-se claro que o monitoramento dos moluscos, uma das primeiras etapas em estudos epidemiológicos em áreas de esquistossomose, deve ser contínuo e sistemático. Outras ações devem, se possível, ocorrer concomitantemente, tais como a educação em saúde e ambiente e o **saneamento hídrico**.

#### 4.2 Embalagem e remessa de moluscos

Para a remessa de moluscos vivos destinados à identificação e ao exame de infecção por *S. mansoni*, propõe-se que seja adotada a técnica que se segue, desenvolvida por W. L. Paraense:

- 1) É fundamental que se verifique se todos os moluscos estão vivos antes que sejam embalados; para isso, eles devem ser colocados numa fina lâmina de água e observados quanto à sua movimentação.

- 2) Molhe com água um pedaço de gaze de algodão (de 30 a 50cm de comprimento x 20cm de largura), espremendo-o muito bem, de modo que fique levemente úmido. Esse detalhe é muito importante, pois o excesso de água mata os moluscos por asfixia, uma vez que são pulmonados.
- 3) Estenda a gaze sobre uma superfície plana e coloque os moluscos transversalmente e enfileirados, de modo que fiquem distantes uns dos outros. Tal distância dependerá do tamanho do exemplar, sendo 1cm para os menores (por exemplo: *Drepanotrema*) e 2cm para os maiores (*Biomphalaria*). Nenhum exemplar deve ser colocado nas margens da gaze, as quais devem ter cerca de 3cm livres, para facilitar o fechamento do cilindro.

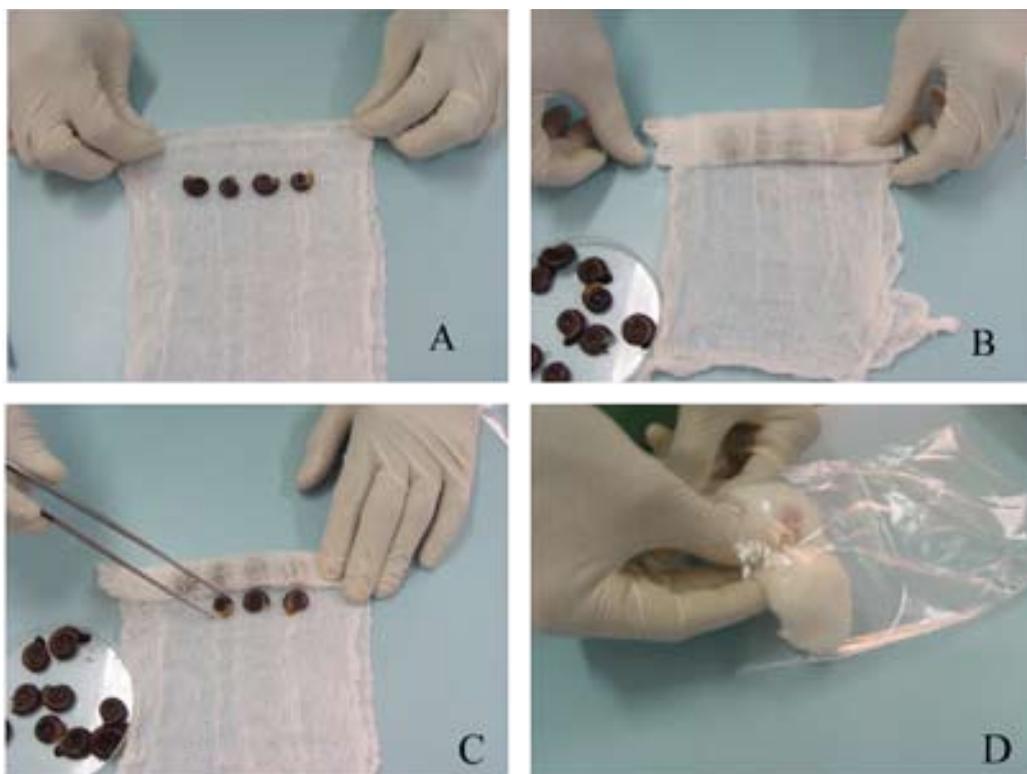


Figura 24. De A a D: etapas da embalagem de moluscos límnicos para remessa.

- 4) Uma vez que a fileira esteja pronta, a gaze deve ser dobrada sobre os moluscos. Outros exemplares devem ser acondicionados sobre a gaze, e novas fileiras devem ser organizadas usando-se a mesma metodologia. Dessa forma, gradativamente, os moluscos vão sendo organizados em fileiras, entre as dobras da gaze. Entre a última fileira de moluscos e a margem superior da gaze, deve existir uma distância capaz de envolver todo o cilindro. Para se formar o cilindro, as margens direita e esquerda devem ser dobradas e, em seguida, a margem superior deve envolver todo o material, evitando-se que os exemplares consigam sair do cilindro.

- 5) Caso existam muitos exemplares em uma única amostra, vários cilindros devem ser formados, para garantir a sobrevivência dos moluscos. Cada amostra deve ser colocada em um saco plástico capaz de envolver todo o cilindro, evitando-se que a gaze perca a umidade. A identificação de cada amostra (com o nome da localidade, o tipo de criadouro, o nome do coletor, a data da coleta, etc.) deve ser colocada dentro do saco plástico, distante da gaze, com o uso de dois sacos plásticos ou de dobras no plástico, evitando-se o contato.
- 6) O material deve ser colocado em uma caixa resistente, envolta em pedaços de isopor, para se evitar qualquer colisão com as laterais da caixa e possíveis danos ao molusco.
- 7) A caixa não deve ser perfurada e nem ser submetida à refrigeração durante o transporte.
- 8) Evite a exposição do material a moscas durante todo o procedimento de embalagem, pois esses insetos depositam seus ovos nos tecidos dos moluscos, levando-os à morte.

A longevidade dos moluscos sob essas circunstâncias dependerá de vários fatores, tais como a espécie em questão (exemplares de *Pomacea* possuem maior resistência, podendo sobreviver por várias semanas ou meses, desde que bem embalados) e a presença de formas larvais de trematódeos, pois os exemplares parasitados morrem mais facilmente.

Esse método não é recomendado para exemplares de ancilídeos, os quais devem ser transportados com uma película de água do criadouro, em frascos hermeticamente fechados.

### 4.3 Manutenção de gastrópodes límnicos em laboratório

A manutenção dos gastrópodes límnicos sob condições de laboratório requer dedicação constante do profissional responsável. Com a experiência adquirida, o técnico poderá adaptar as técnicas descritas a seguir à colônia utilizada, aos objetivos específicos do trabalho e às peculiaridades de cada laboratório.

- **Água**

A água não deve conter traços de chumbo, cloro ou de qualquer outra substância química que a torne imprópria para o uso na criação. Antes de ser utilizada nos aquários, é recomendável manter a água fornecida pelas distribuidoras de abastecimento em recipientes durante alguns dias, até que o cloro evapore. Outro procedimento com o mesmo objetivo pode ser feito. No Departamento de Malacologia do Instituto Oswaldo Cruz, da Fiocruz, foi construída uma parede de pedra, externa ao laboratório, por onde a água escorre e fica depositada num tanque concretado, antes de ser usada. É importante também que a água seja filtrada em papel de filtro, uma vez que a criação pode ser prejudicada pela

presença de larvas de insetos, oligoquetos, microcrustáceos e protozoários. O pH deve estar entre 6 e 8.

O volume de água necessário dependerá da quantidade de espécimes em cada aquário, bem como do tamanho dos moluscos, da espécie em questão e da finalidade da criação. Assim, não existe uma proporção única entre o volume de água e o número de moluscos. Em criações somente para a manutenção da população em laboratório, aquários com capacidade para 2 litros podem comportar satisfatoriamente 1,8 litro de água e 25 espécimes de *Biomphalaria* adultas. Uma vez que a densidade de caramujos influencia diretamente o crescimento e o amadurecimento sexual dos espécimes, criações para a realização de experimentos com moluscos de tamanho aproximado ou para a obtenção de moluscos grandes num curto espaço de tempo requerem análises prévias do volume de água necessário.

A substituição da água dependerá das condições de criação, influenciada pelos seguintes fatores: mortalidade dos moluscos, excesso de excrementos na água, ausência de substrato, presença excessiva de alimento ou alta turbidez. Normalmente, a troca de água ocorre entre 7 e 10 dias, podendo ser totalmente ou parcialmente renovada, sendo, neste caso, aproveitada aproximadamente metade da água, após nova filtragem em papel de filtro. Para a troca, todo o conteúdo do aquário deve ser transferido para uma peneira com orifícios de pequeno diâmetro, a fim de se evitar a perda dos animais. Após a montagem do aquário, transfira o conteúdo da peneira, observando cuidadosamente se algum exemplar ficou preso às malhas.

- **Substrato**

Os gastrópodes límnicos são raspadores e utilizam o substrato como complemento alimentar. O substrato para os aquários é formado por argila peneirada (10 partes) enriquecida com carbonato de cálcio (1,5 parte) e farinha de ostra (2 partes). Em um aquário com 1,8 litro de água e 25 moluscos adultos, 3 gramas de substrato aproximadamente são suficientes, devendo ser renovados a cada troca de água. Nos aquários maiores, com 40 litros de água e cerca de 100 exemplares de *Biomphalaria* adultas, devem ser adicionadas em média 75g de substrato.

Nos *habitats* naturais, nota-se a influência direta do substrato sobre a consistência e a cor da concha do molusco. A utilização de uma camada de areia de rio lavada e esterilizada no fundo do aquário é também recomendada por alguns autores.

- **Alimentação**

Diferentes tipos de alimento foram utilizados em tentativas de se obter maior sucesso na criação de moluscos límnicos, entre eles: hortaliças e legumes como alface, couve, agrião e cenoura; formulações contendo, por exemplo, alfafa, gérmen de trigo e leite em pó; e rações próprias para peixes, roedores ou aves.

Atualmente, o alimento mais utilizado nas criações sob condições de laboratório é a alface, podendo ser fresca ou desidratada. Tal alimento deve ser oferecido diariamente aos moluscos, sendo a quantidade proporcional ao consumo, para se evitar o apodrecimento do vegetal no aquário. A forma como é oferecida varia conforme a idade do molusco e a espécie. Por exemplo, amostras de *Biomphalaria* recém-eclodidas preferem alface desidratada, enquanto *Physa* alimenta-se preferencialmente de alface semi-apodrecida. Qualquer criação necessita de observações constantes, e as adaptações devem ser feitas diante das diversas situações encontradas.

- **Montagem do aquário**

Os aquários ideais devem ser de vidro devido à facilidade de limpeza e à melhor visualização de seu interior. Um fragmento de folha de isopor (5 x 3,5cm) ou similar (papel celofane ou plástico) deve ser colocado no aquário para facilitar a coleta das desovas, as quais, caso contrário, são geralmente depositadas nas paredes.



Figura 25. Aquários com exemplares de *Biomphalaria* (A) e *Pomacea* (B).

O uso de tampa é imprescindível, para se evitar a fuga dos moluscos e a exposição aos insetos. A tampa de tela é preferencialmente indicada, por permitir melhor aeração. Em geral, não há necessidade de aeração artificial, porém em algumas criações é conveniente incluir plantas aquáticas no aquário, como, por exemplo, elódea (*Anacharis canadensis*), samambaia d'água (*Ceratopteris thalictroides*), *Hygrophila polysperma* e *Pistia stratiotes*, que (além de oxigenarem a água) facilitam a coleta das desovas. O uso de plantas deve ser cauteloso, para se evitar a dispersão indesejada dos moluscos no ambiente natural ou mesmo a mistura de populações e espécies no laboratório. Assim, antes de introduzidas no aquário, as plantas devem ser inspecionadas rigorosamente, sob microscópio estereoscópico, para verificação da presença de animais (moluscos, microcrustáceos, larvas de mosquitos, hirudíneos, etc.) ou mesmo de desovas.

Os aquários devem ser mantidos sob luz de lâmpadas fluorescentes com fotoperíodo de 12 horas de luz para 12 horas de escuro e temperatura entre 23 e 26°C.

- **Manipulação dos aquários**

A manipulação dos aquários dependerá do objetivo de cada criação, pois as colônias experimentais requerem maior controle do que aquelas que objetivam somente a manutenção das populações. Como o crescimento do molusco depende, além de suas características genéticas, das pressões ambientais – tais como as características dos criadouros (volume de água, tipo de substrato, etc.) –, a densidade de moluscos, a quantidade e a qualidade de alimento são fatores muito importantes na criação.

Para se ter uma criação com indivíduos de várias idades ou tamanhos, as desovas devem ser separadas do aquário onde estão os moluscos adultos e postas em um outro aquário. As desovas podem ser retiradas semanalmente, visto que no caso da *Biomphalaria* o tempo necessário à eclosão ocorre em torno de 6 a 9 dias (em média 7 dias e ½ após a postura em *B. glabrata* e 7 dias em *B. straminea*, mantidas sob as mesmas condições). Um pedaço desidratado de alface deve ser colocado no aquário e, à medida que os moluscos crescem, a alimentação passa a ser gradativamente substituída por alface fresca. Caso haja muitos indivíduos em um único aquário, estes devem ser redistribuídos em novos aquários. É aconselhável, neste caso, que se aproveite a água, completando os volumes com água previamente filtrada. Quanto ao ritmo de crescimento, quando jovens os moluscos crescem mais rapidamente e, à medida que amadurecem sexualmente, o ritmo torna-se mais lento. Tal fato se reflete na manipulação da criação, ou seja, na redistribuição dos moluscos para outros aquários, na periodicidade das trocas de água e na distribuição de alimento. Caso os moluscos (*Biomphalaria*) sejam utilizados em provas de cruzamento, estes devem ser isolados em aquários pequenos (com capacidade de 200ml) antes que atinjam a maturidade sexual, o que ocorre após o 20º dia.

Ao se iniciar uma criação a partir de indivíduos coletados no campo, deve-se estar atento para alguns cuidados necessários. A presença de formas larvais de trematódeos nos moluscos normalmente impede a oviposição, o que interfere na criação. No caso da existência de anelídeos oligoquetas (*Chaetogaster*), encontrados no colo e na cavidade palial do molusco, observa-se maior mortalidade. Assim, para se iniciar a criação, é aconselhável que os moluscos trazidos do campo sejam colocados em frascos com um pouco de água e expostos individualmente ao calor de lâmpadas incandescentes (de 60W) durante 2 a 4 horas. Após esse período, sob microscópio estereoscópio, são agrupados somente os indivíduos não parasitados, para formar a geração parental.

Existem ainda variações interespecíficas que afetam a criação. Determinadas espécies são mais difíceis de ser mantidas sob condições de laboratório e, nesses casos, é necessário adaptar as metodologias existentes às peculiaridades de cada espécie. Existem moluscos que permanecem por um determinado tempo fora da água, aderidos à parede do aquário, podendo ou não apresentar lamelas ou epifragmas na abertura das conchas. Já outros moluscos preferem depositar suas desovas sobre as conchas de outros espécimes ou mesmo nas paredes do aquário.

#### 4.4 Exame de formas larvais de trematódeos em moluscos

Uma vez que os moluscos coletados nos biótopos naturais encontram-se frequentemente parasitados por formas larvais de trematódeos, tornam-se extremamente necessárias a pesquisa e a identificação dessas formas larvais, especialmente as de *S. mansoni*, assunto abordado no capítulo 5.

Para a pesquisa de cercárias, os caramujos devem ser isolados em frascos de vidro transparente (com capacidade de 10ml), com 4ml de água desclorada e filtrada, e expostos à luz de lâmpadas incandescentes (de 60W) a uma distância de 30cm, durante 4 horas. Tal procedimento fornece uma temperatura entre 28 e 30°C, capaz de estimular a emissão cercariana. A visualização das cercárias nos frascos é feita com o auxílio do microscópio estereoscópico (com aumento de 8 vezes). Os moluscos parasitados devem ser reunidos em um aquário para, a partir deles, se obter uma quantidade considerável de cercárias (“pool”). Os moluscos que não emitiram cercárias devem ser reexpostos à luz, de 5 em 5 dias, até o 30º dia, quando devem ser examinados após o esmagamento de suas conchas, para a confirmação da ausência de estádios larvais, e devem ser posteriormente desprezados. O “pool” de cercárias será utilizado para infectar experimentalmente camundongos, por via subcutânea (inoculação das cercárias) ou por via percutânea (pela exposição dos animais às cercárias), caso seja necessário confirmar a espécie do trematódeo em questão (*S. mansoni*) ou se deseje isolar a cepa.



Figura 26. Exemplos de *Biomphalaria* expostos à luz artificial.

A pesquisa de cercárias também deve ser realizada mediante a observação da eliminação noturna das formas larvais, uma vez que existem trematódeos com ciclos biológicos que envolvem roedores ou outros animais de hábitos noturnos. Para isso, os moluscos são postos nos frascos com água (conforme citado anteriormente) e deixados no escuro, durante a noite, para exame na manhã seguinte.

Para o esmagamento das conchas, os caramujos devem ser colocados entre placas de Petri, de preferência com o lado esquerdo voltado para cima, e submetidos a uma leve pressão, para que a concha se quebre sem destruir o tecido do molusco. Munido com pinças de pontas finas ou estilete, o profissional deve retirar os pedaços da concha e examinar cuidadosamente o molusco com o microscópio estereoscópico (com aumento de 8 vezes), à procura de esporocistos ou rédias em todos os órgãos.



Figura 27. Técnica de esmagamento da concha para procura de estádios larvais de trematódeos.

#### 4.5 Fixação de gastrópodes límnicos

Para o estudo morfológico e a identificação das amostras, é imprescindível que os moluscos sejam anestesiados e fixados adequadamente. Os anestésicos são utilizados para evitar que o molusco se contraia, o que dificulta a dissecação e a mensuração de suas estruturas. O anestésico ideal para gastrópodes límnicos, o pentobarbital sódico, é comercializado sob o registro de Nembutal ou Hypnol.

A concentração do anestésico e o tempo de imersão na água quente variam segundo o tamanho do animal. Nos espécimes maiores, como representantes da família Ampullariidae, a concentração deve ser de 0,1% e a imersão deve ocorrer por 1 minuto. Nos menores, a concentração será de 0,05% e a imersão será feita durante 30 a 40 segundos (para exemplares de *Biomphalaria*, *Helisoma*, *Lymnaea* e *Physa*) ou de 15 a 30 segundos (para *Drepanotrema* e representantes da família Ancyliidae). Na falta de anestésico, pode-se também fixar o espécime sem a prévia anestesia, porém o animal se contrai.

#### Técnica de fixação de gastrópodes límnicos

Etapas que devem ser seguidas:

- a) Coloque os espécimes na solução anestésica até que se observe o total relaxamento do molusco, verificado com um pincel ou estilete. O tempo necessário à ação do anestésico varia conforme a espécie ou o tamanho do animal. Os planorbídeos,

em média, requerem entre 6 e 12 horas. Para exemplares muito pequenos, como os ancilídeos, duas horas são suficientes. Para os maiores (família Ampullariidae) são necessárias 20 horas. A quantidade de solução anestésica será aquela que permita cobrir todos os exemplares que devem ser fixados e que possibilite que estes se movimentem livremente.



Figura 28. Material necessário à técnica de fixação de moluscos.

- b) Transfira os moluscos para um coador de plástico ou metal (com 7cm de diâmetro) e os mergulhe em água previamente aquecida a 70°C, durante um período proporcional ao tamanho do animal. A temperatura da água e o tempo de imersão devem ser rigorosamente seguidos; caso contrário, ocorrerá o cozimento da hemolinfa e dos tecidos, prejudicando a dissecação ou, ainda, ocasionando o não-desprendimento do músculo columelar, dificultando a extração do corpo do molusco da concha.



Figura 29. Exemplares de *Biomphalaria* anestesiados e submersos em água a 70°C.

- c) Mergulhe o coador em água à temperatura ambiente, para que ocorra o resfriamento dos moluscos.

- d) Munido de duas pinças com pontas finas, segure um exemplar pela concha, mergulhando-o em outro recipiente com água, e, com a outra mão, procure pinçar o pé do molusco, transversalmente, puxando-o com uma suave tração. Com esse procedimento, o músculo se desprende e a parte mole pode ser extraída da concha, que vai sendo ocupada pela água, de forma a diluir os resíduos de hemolinfa, facilitando a extração.

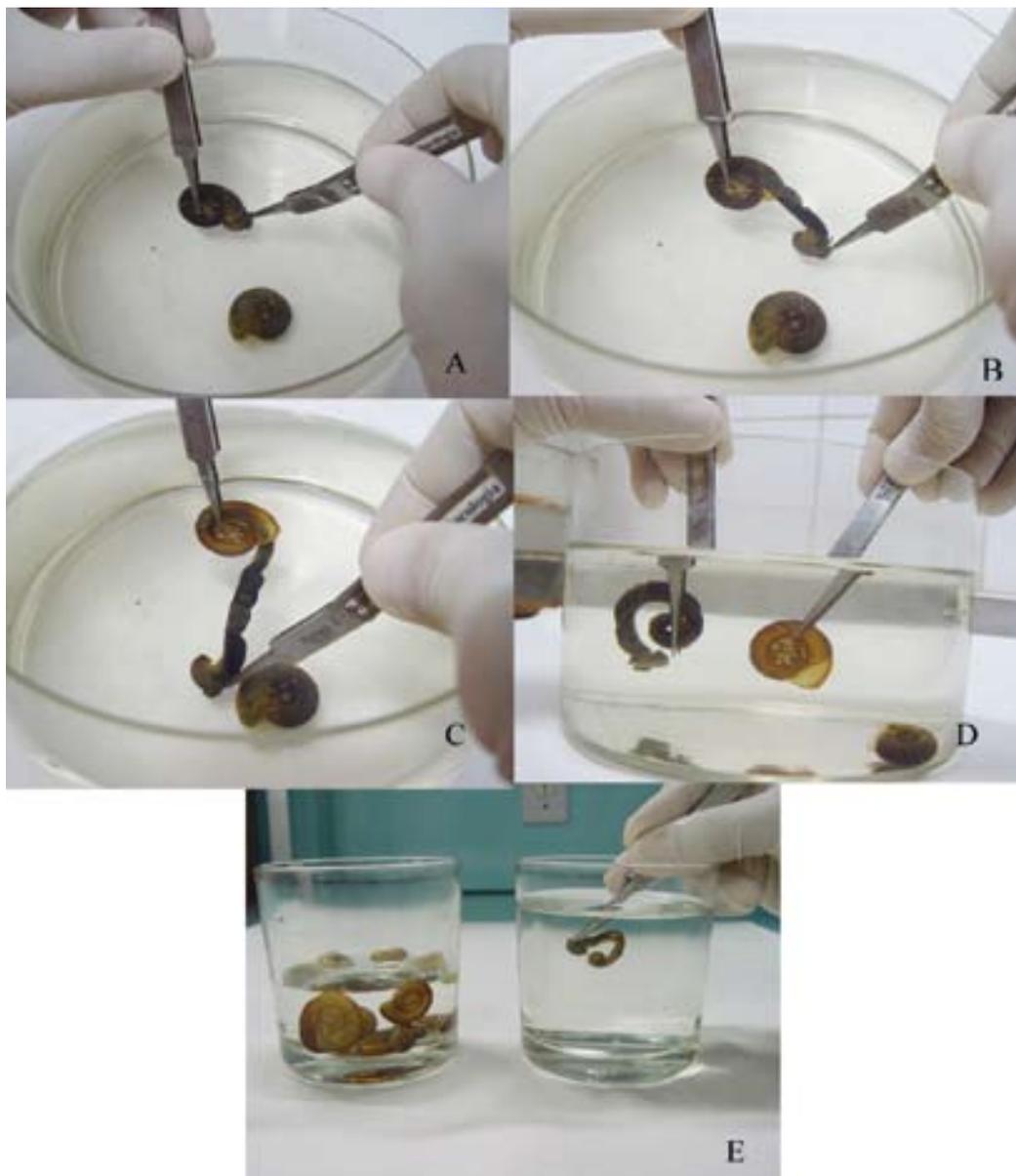


Figura 30. De A a E: etapas da retirada do molusco da concha.

- e) Coloque a parte mole no fixador Railliet-Henry, modificado para animais de água doce, e ponha a concha para secar, após ter sido lavada e limpa com um pincel de pêlo macio. A quantidade de fixador não deve ser menor do que 10 vezes o volume do material a ser fixado.

Railliet-Henry adaptado para moluscos límnicos:

- Água destilada: 930ml.
  - Cloreto de sódio: 6g.
  - Ácido acético glacial: 20ml.
  - Formol neutralizado (um pedaço de giz é posto no frasco original): 50ml.
- f) Após 24 horas, o líquido fixador deve ser trocado. Uma vez bem fixado o material, a quantidade de fixador pode ser reduzida objetivando-se a conservação ou a remessa do material fixado. O material conserva-se indefinidamente no fixador, motivo pelo qual este necessita periodicamente de reposição, à medida que ocorre sua evaporação.
- g) O material deve ficar por pelo menos 24 horas no fixador antes de ser dissecado. Se houver a necessidade de um diagnóstico urgente, o material pode ser colocado em estufa a 40–45°C, por 12 horas, o que acelera o processo de fixação.

A técnica de fixação sem o anestésico difere da anterior nos tópicos “a”, “b” e “c”. Os moluscos devem ser imersos individualmente e gradualmente na água a 70°C da seguinte forma: (1) cuidadosamente, pince o molusco do aquário, evitando que o animal se retraia para dentro da concha; (2) o molusco deve ser colocado na superfície da água, com a abertura da concha voltada para cima, durante 15 segundos; (3) em seguida, o animal deve ser imerso por mais 25 segundos, o que completa o tempo necessário à imersão; (4) colocado na água para o resfriamento, o molusco deve ser extraído da concha, seguindo-se a metodologia descrita para os moluscos que foram anestesiados.

No caso de espécimes com concha lamelada (por exemplo, *B. schrammi*) e de exemplares de tamanho muito pequeno ou com muitos giros (*Drepanotrema*), a parte mole não deve ser extraída da concha, porque pode se arrebentar facilmente. Assim, o lote a ser fixado deve ser separado em duas partes, uma guardada como “parte mole” e a outra como concha. O material destinado à fixação e ao estudo morfológico deve ser colocado diretamente no fixador, após a anestesia e o aquecimento em água a 70°C.

O fixador Railliet-Henry deve ser trocado no mínimo duas vezes, para que o material fique bem fixado. Até a descalcificação da concha, o frasco deve ser observado frequentemente, já que à medida que a concha é corroída (pela reação entre o ácido acético e o carbonato de cálcio) ocorre produção de CO<sub>2</sub> e a tampa do frasco pode abrir-se pela liberação do gás formado. Nesse caso, o fixador deve ser trocado com mais frequência. Quanto ao

material para conchiliologia, o molusco (depois de aquecido) deve ser mantido na água, que deve ser trocada periodicamente até o apodrecimento da parte mole. Após esse período, a concha deve ser limpa com um pincel de cerdas macias e posta para secar.

Para estudos de biologia molecular, os moluscos devem ser fixados em álcool a 70%.

#### 4.6 Dissecção de *Biomphalaria* para a identificação das espécies transmissoras de *Schistosoma mansoni*

A técnica de dissecção descrita a seguir foi desenvolvida por Paraense e Deslandes e é a utilizada no Departamento de Malacologia do Instituto Oswaldo Cruz, da Fiocruz. A técnica requer uma placa de Petri rasa, duas pinças com pontas finas e retas (ou dois estiletes), um pincel com cerdas finas e macias e um bom microscópio estereoscópico.

- a) Do frasco que contém os caramujos fixados, retire um exemplar e o coloque numa placa de Petri rasa que contenha um pouco da solução fixadora. O caramujo deve estar com o seu lado esquerdo (onde se localizam as aberturas genitais masculina e feminina) voltado para cima.



Figura 31. Exemplar de *Biomphalaria* fixado visto do lado esquerdo. Observar a abertura genital masculina próxima ao tentáculo.

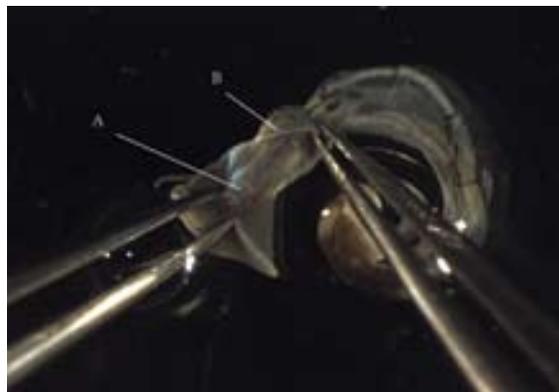


Figura 32. Exemplar de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, mostrando as duas aberturas genitais: A) masculina; B) feminina.

- b) Mantenha uma das pinças na região cefalopodal, para firmar o animal, enquanto a outra vai separando aos poucos a junção entre o manto e o músculo columelar, sempre pelo lado esquerdo, até a altura do estômago, onde esse músculo termina. Faça o mesmo procedimento com o lado direito do animal.



Figura 33. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, onde se vê o início da separação do manto e do músculo columelar.



Figura 34. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, mostrando a separação do manto.

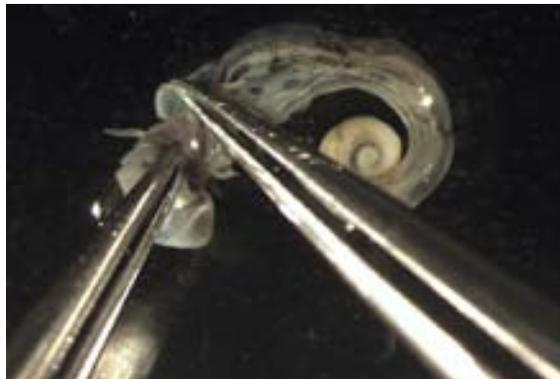


Figura 35. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, mostrando a separação da parte anterior do manto, que se encontrava presa ao colo.

- c) Feito isso, cuidadosamente desprega-se a parte anterior do manto, que se encontra presa ao colo. Obtêm-se, dessa forma, todo o manto destacado e os órgãos paliais (coração, pulmão e tubo renal) em condições para que sejam examinados.

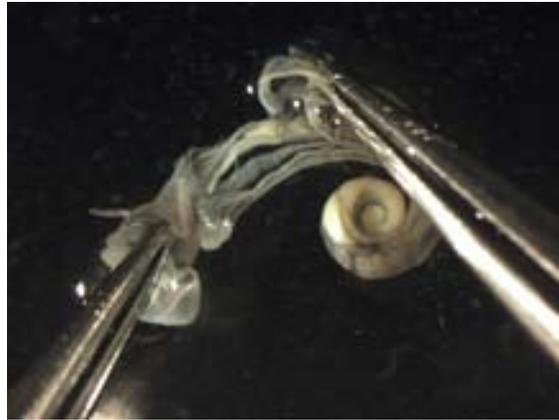


Figura 36. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, com o manto sendo rebatido, solto em ambos os lados.



Figura 37. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, com o manto rebatido.

- d) O gonoporo masculino encontra-se logo abaixo do tentáculo esquerdo, enquanto que o feminino localiza-se posteriormente, sob o colar do manto, próximo à abertura anal. Geralmente, é possível ver por transparência o prepúcio e o delicado ducto deferente próximo ao gonoporo masculino. A dissecação do complexo peniano se inicia nessa região, retirando-se cuidadosamente o tegumento sobre o complexo e os músculos que o prendem, até que o prepúcio e parte do ducto deferente fiquem bem expostos. Este é bem fino e de coloração esbranquiçada. O prepúcio é facilmente reconhecido por ser bem mais largo e apresentar coloração negra ou cinza escuro.

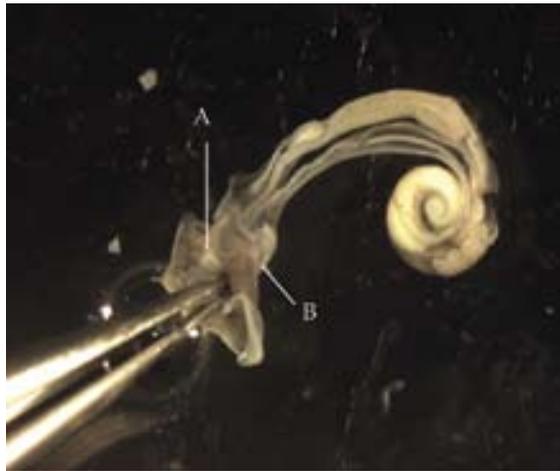


Figura 38. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, com o manto retirado, mostrando: A) o prepúcio, a abertura genital masculina; B) o ducto deferente, visto por transparência sob o tecido.

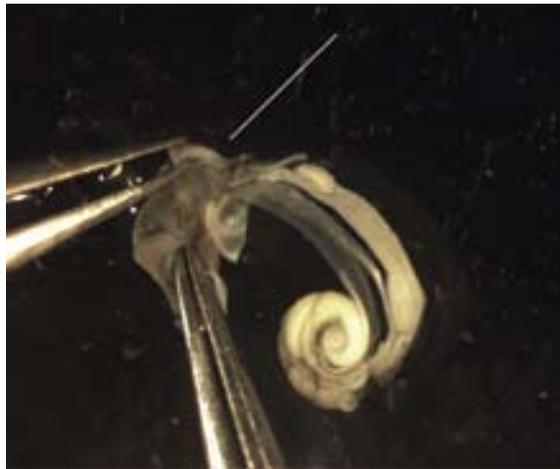


Figura 39. Exemplo de *Biomphalaria* visto do lado esquerdo, mostrando a dissecação do complexo peniano.

- e) Em seguida, com a pinça, puxe delicadamente o prepúcio e o ducto deferente até que fiquem completamente visíveis.
- f) Depois, para facilitar a dissecação do restante do sistema reprodutor, seccione e separe a cabeça-pé, o esôfago, o reto e todo o músculo columelar, de forma que restem na placa apenas o sistema reprodutor e parte do digestivo (estômago, intestino e glândula digestiva).



Figura 40. Exemplar de *Biomphalaria straminea* dissecado, evidenciando apenas o sistema reprodutor.

- g) Com o auxílio da pinça e do pincel, retire cuidadosamente o resto de manto, muco e hemolinfa, que geralmente encontram-se recobrendo o sistema reprodutor. Essa limpeza é necessária para a visualização das estruturas que possuem importância taxonômica, como, por exemplo, a bolsa vaginal, o enrugamento vaginal e os divertículos prostáticos.



Figura 41. Exemplar de *Biomphalaria straminea* mostrando o complexo peniano dissecado e o enrugamento vaginal (ev).

- h) A glândula de albúmen, geralmente com coloração amarelada, encontra-se próxima ao “carrefour” ou encruzilhada genital.
- i) Após a encruzilhada genital, segue-se o delicado ovispermiduto, que se dilata mais adiante, formando a vesícula seminal e o ovoteste ou glândula hermafrodita, que ocupa os giros mais internos da concha. O ovispermiduto, apesar de muito fino, pode ser facilmente visto em todo seu trajeto até a vesícula seminal, passando pela face ventral do estômago e da glândula digestiva. Para dissecá-lo, basta que se vá retirando aos poucos a glândula digestiva e o estômago. A glândula digestiva e o ovoteste encontram-se recobertos por tegumento escuro (manto), que deve ser

retirado para facilitar a observação dos ácidos. Estes são geralmente menores no ovoteste do que na glândula digestiva e normalmente apresentam coloração branco-amarelada.



Figura 42. Exemplar de *Biomphalaria* com o sistema reprodutor dissecado.

- j) Quando se fizer necessário distinguir com maior clareza as ramificações e o número certo de ácidos do ovoteste ou dos divertículos prostáticos, utiliza-se o lugol como corante.

#### 4.7 Técnica de cruzamento com uso do albinismo como marcador genético

Para se distinguir os espécimes produzidos por cruzamento ou autofecundação, o caráter albinismo funciona como marcador genético. Um caramujo albino é obrigatoriamente homocigoto, condicionado por um par de alelos recessivos, e produz descendentes exclusivamente albinos, por autofecundação. Qualquer caramujo pigmentado presente na descendência de um albino corresponde a um heterocigoto, cuja pigmentação decorre da dominância do alelo normal. Este híbrido, quando em autofecundação, produzirá descendentes pigmentados e albinos, condicionados pela segregação dos fatores dominantes e recessivos.

Quando são reunidos dois indivíduos de uma mesma espécie, sendo um espécime albino e um pigmentado homocigoto, rapidamente ocorre o cruzamento, confirmado pela observação da descendência, tanto do espécime pigmentado quanto do albino. Toda a descendência do pigmentado será pigmentada, e a do albino será pigmentada até o momento em que o indivíduo esgote toda a carga de espermatozoides exógenos e volte a realizar a autofecundação. Para confirmar se o indivíduo albino fecundou o indivíduo pigmentado, uma vez que tanto em autofecundação quanto em cruzamento este homocigoto produz somente indivíduos pigmentados, seus descendentes (geração  $F_1$ ) devem ser isolados em

pequenos aquários, antes que atinjam a maturidade sexual, e sua descendência deve ser observada (geração  $F_2$ ). No caso de ter ocorrido o cruzamento, haverá indivíduos pigmentados e albinos na proporção de 3:1 (proporção mendeliana).

Para observar as descendências, deve-se ter certeza da não-utilização de indivíduos estéreis ou de indivíduos que possuam espermatozoides exógenos. Para isso, convém isolar o molusco num aquário pequeno e observar os embriões produzidos por autofecundação, antes que seja realizado o cruzamento experimental. Um fragmento de isopor (de 2 x 3cm) deve ser colocado no aquário e, diariamente, as desovas devem ser retiradas (com o auxílio de uma tentacânula ou pinça) e postas em placas de Petri (de 4cm de diâmetro) com água. Sob o microscópio estereoscópico, com aumento de 8 vezes, é possível observar a quantidade de ovos por desova e a viabilidade dos embriões. Em torno do 5º ou do 6º dia, sob a temperatura de aproximadamente 25°C, um ponto negro é visível na base de cada tentáculo, correspondendo às manchas oculares presentes exclusivamente nos espécimes pigmentados. Como a oviposição é geralmente noturna, pela manhã as desovas devem ser recolhidas, registradas e observadas, assinalando-se o número de desovas, de ovos por desova e verificando-se a presença de ovos vazios e embriões vivos ou mortos. De posse dessas informações, os indivíduos pigmentado e albino podem ser colocados juntos em um aquário. É aconselhável que ambos tenham tamanhos aproximados (medidos em seu maior diâmetro pelo lado direito da concha, com uma régua milimetrada). Sendo indivíduos da mesma espécie, enquanto estiverem juntos, os animais realizarão cruzamentos. Sendo indivíduos de espécies diferentes, os animais permanecerão fazendo autofecundação, fatos confirmados pela observação de cada descendência. O período de tempo em que os moluscos ficam pareados fica a critério do pesquisador (12 horas ou intervalos de 7 a 10 dias ou, ainda, 20 dias).

Após esse período, os espécimes são separados em dois outros pequenos aquários, e as desovas de cada um devem ser diariamente observadas. Uma planilha deve ser feita desde o início do pareamento, para que sejam relatados o número de desovas, o quantitativo de ovos por desova, a quantidade de embriões viáveis ou inviáveis (aqueles que falham durante as divisões embrionárias, cessando seu desenvolvimento), bem como a quantidade de albinos e pigmentados. Os embriões obtidos durante o pareamento devem ser desprezados, procedimento diferente daquele realizado para os embriões obtidos após a separação, já que, neste caso, é possível saber precisamente se a descendência corresponde ao indivíduo pigmentado ou albino. Devem ser montados dois aquários, um para os descendentes do pigmentado ( $F_1P$ ) e outro para os descendentes do albino ( $F_1A$ ), onde os embriões serão postos e alimentados (com alface desidratada). À medida que os embriões crescem, a alimentação deve ser substituída por alface fresca. Quando ainda jovens, isto é, antes que adquiram a maturidade sexual, os espécimes devem ser isolados em pequenos aquários com um fragmento de isopor, e sua descendência ( $F_2$ ) deve ser observada para

a caracterização de seu genótipo (homozigoto ou heterozigoto). Estudos complementares com “backcrosses”, ou seja, cruzamentos entre os híbridos  $F_1$  e espécimes da geração parental, devem ser feitos.

Para a avaliação da compatibilidade genética entre os indivíduos, diversos pares devem ser formados, e os resultados, analisados cuidadosamente. Além da confirmação de cruzamento pela presença de híbridos, a quantidade de ovos, a viabilidade dos embriões, sua posterior fertilidade e a de seus descendentes, bem como o período de tempo necessário à exaustão dos espermatozoides exógenos, são dados importantes que devem ser considerados. Diferentes níveis de especiação, muitas vezes devido às distâncias geográficas, podem interferir nos cruzamentos.

Essa técnica foi desenvolvida por Paraense (1955), ao descrever suas observações sobre a autofecundação e a fecundação cruzada em *B. glabrata*. Posteriormente, o mesmo autor (PARAENSE, 1956) assinalou a importância dessa técnica para a sistemática dos moluscos planorbídeos. Tal técnica permanece sendo utilizada, inclusive com outras famílias de gastrópodes límnicos.

#### **4.8 Manutenção do ciclo de *Schistosoma mansoni* Sambon, 1907, em laboratório**

A técnica de manutenção do trematódeo *S. mansoni* em laboratório varia conforme os objetivos e as peculiaridades de cada grupo de pesquisa. Consiste basicamente na exposição dos moluscos aos miracídios, na posterior verificação quanto à presença de cercárias e na infecção dos camundongos.

##### **a) Exposição dos moluscos aos miracídios**

Os miracídios podem ser obtidos com o sacrifício ou não dos camundongos infectados, mediante a digestão dos órgãos (extração e trituração) com os ovos de *S. mansoni* ou por meio da coleta de fezes, respectivamente. Entre as vantagens da coleta de fezes estão a manutenção dos animais vivos e, a padronização da origem dos miracídios nos experimentos de suscetibilidade do molusco ao parasito.

Para a coleta dos ovos presentes nas fezes, usa-se a técnica de sedimentação espontânea. Os camundongos infectados são colocados em cristalizadores com cerca de 80ml de água filtrada, e suas fezes são recolhidas e postas em frasco de Borrel com água, mantido sobre o gelo. Depois de maceradas com bastão de vidro, as fezes são filtradas em gaze de algodão e depositadas em cálice de sedimentação. Este deve ser mantido em câmara escura, para evitar a eclosão dos miracídios durante as etapas de lavagem do material. A cada 20 minutos, o sobrenadante deve ser desprezado e o cálice novamente completado com água, até obter um sobrenadante relativamente limpo (aproximadamente 80 minutos após a maceração das fezes). Essa técnica pode ser adaptada: alguns laboratórios substituem a

água por solução salina (a 0,85%), o que torna desnecessário o uso do gelo. Porém, para a obtenção dos miracídeos, é necessária a lavagem do material até a total eliminação do NaCl. Outros utilizam água a 4°C durante as lavagens do material, mantendo o cálice de sedimentação na geladeira.



Figura 43. A e B: método para obtenção de fezes de camundongos.

A exposição dos moluscos pode ser individual, o que permite que se saiba o número exato de miracídeos em contato com cada molusco, ou em massa, procedimento que não permite que a relação miracídio/molusco seja conhecida.

- Exposição individual

Despreze o sobrenadante do cálice, transferindo cerca de 2ml do sedimento para uma placa de Petri (com diâmetro de 9cm) e completando-a com água desclorada e filtrada até 2/3 do volume total da placa. A quantidade de sedimento colocado irá variar conforme o grau de infecção dos camundongos ou a quantidade de material disponível. A placa de Petri deve ser exposta a lâmpadas incandescentes (de 60W) durante 10 a 15 minutos, à distância de 15cm, para estimular a eclosão dos miracídeos. Estes devem ser coletados com a ajuda de uma pipeta Pasteur de calibre fino munida de pêra de borracha e sob o microscópio estereoscópico, com aumento de 8 vezes. Para a exposição dos moluscos deve ser utilizada uma placa de cultura de células (com poços medindo 1,5cm de diâmetro e 1,7cm de profundidade) ou recipientes similares. Em cada poço devem ser colocados um molusco e o número de miracídeos desejado. O volume do poço deve ser completado com água, para que os miracídeos possam ficar em contato permanente com o molusco. A dose miracídiana utilizada pode ser de 5 a 10 miracídeos por molusco, uma vez que não compromete demasiadamente a sobrevivência do molusco devido à superinfecção. Cobre-se a placa, para

que o molusco não escape, e após 5 a 8 horas os moluscos podem ser postos em aquários. Se possível, os aquários devem ser mantidos em ambiente onde a temperatura fique em torno de 25°C, para propiciar um bom desenvolvimento do parasito intramolusco.

- Exposição em massa

Despreze o sobrenadante do cálice, transferindo todo o sedimento para uma placa de Petri. O tamanho da placa dependerá da quantidade de material, do grau de infecção dos camundongos e do número de moluscos que devem ser expostos. A placa deve ser exposta à luz (de lâmpada de 60W) durante 10 a 15 minutos. Em seguida, os moluscos devem ser postos dentro da placa. Depois de aproximadamente 12 horas, os moluscos podem ser retirados da placa de Petri e postos em aquários. A vantagem da exposição em massa consiste na praticidade da técnica, já que evita a coleta e a contagem dos miracídios.

Laboratórios que necessitam de um número extremamente alto de miracídios utilizam um balão de Kitazato (de 250ml ou de 500ml) com saída superior para um tubo de borracha. O balão, acoplado ao tubo de borracha e à pinça de Mohr, deve ser recoberto de preto, de modo que a entrada de luz seja somente na base. As fezes maceradas e lavadas devem ser colocadas no balão, completando o volume com água até a saída lateral. Os miracídios serão recolhidos abrindo-se a pinça de Mohr após a exposição do balão à luz incandescente por, aproximadamente, 15 minutos.

- b) Verificação quanto à presença de cercárias

No 25º dia após a exposição aos miracídios, os moluscos devem ser isolados em frascos de vidro transparente (com capacidade de 10ml), com 4ml de água desclorada e filtrada, e expostos à luz de lâmpadas incandescentes (de 60W), a uma distância de 30cm, durante 6 horas. Tal procedimento fornece uma temperatura entre 28 e 30°C, capaz de estimular a emissão cercariana. A visualização das cercárias nos frascos é feita com o auxílio do microscópio estereoscópico (com aumento de 8 vezes). Os moluscos parasitados devem ser reunidos em um aquário para, a partir deles, se obter um “pool” de cercárias. Os moluscos que não emitiram cercárias devem ser reexpostos à luz, de 5 em 5 dias, até o 70º dia, quando devem ser examinados após o esmagamento de suas conchas, para a confirmação da ausência de estádios larvais, e posteriormente devem ser desprezados.

Dependendo dos objetivos da pesquisa, alguns parâmetros devem ser caracterizados, tais como: (1) o índice de mortalidade (porcentagem de moluscos mortos entre os expostos aos miracídios), (2) o período pré-cercariano (tempo decorrido entre a exposição dos moluscos aos miracídios e a primeira emissão cercariana), (3) a taxa de emissão de cercárias (quantidade de cercárias emitida por molusco ao dia), (4) o índice de emissão cercariana (porcentagem de moluscos que emitiram cercárias entre os infectados), (5) o período cercariano (tempo decorrido entre a primeira e a última emissão cercariana) e (6) o índice de infecção (porcentagem de moluscos infectados entre os expostos aos miracídios). O índice de infecção difere do índice de emissão cercariana por abranger todos os moluscos parasitados, incluindo aqueles que não emitiram cercárias.

### c) Infecção dos camundongos

A infecção nos camundongos pode ser por inoculação das cercárias (por via subcutânea) ou pela exposição dos animais às cercárias (por via percutânea). A infecção por via percutânea é a mais utilizada, podendo ser feita pela imersão da cauda (e dos membros) do animal ou pelo contato das cercárias com o abdômen do camundongo (método do anel).

A idade do camundongo é um fator importante. A metodologia usada na infecção nos adultos oferece maior risco ao técnico e, no caso da imersão da cauda do animal no “*pool*” cercariano, necessita de um aparelho capaz de prender os animais, deixando somente a cauda livre. O manuseio e a manutenção dos animais neonatos (indivíduos com 5 a 7 dias de vida) são mais fáceis e econômicos, além de possibilitar a aquisição da maior carga parasitária.

Para calcular o número de cercárias que entrarão em contato com o camundongo, deve-se retirar uma gota do “*pool*” cercariano, com pipeta Pasteur, e colocá-la em uma pequena placa de Petri ou similar, a fim de que as cercárias possam ser contadas. Tal procedimento varia conforme a experiência do técnico responsável: enquanto muitos são capazes de estimar o número de cercárias sem ao menos contá-las, outros utilizam a câmara de Neubauer. De posse desse dado, calcula-se o número de gotas correspondentes ao número de cercárias desejado, podendo ser em torno de 40 a 80 cercárias por animal.

Para a infecção de camundongos neonatos, as gotas são colocadas em um frasco de vidro (com capacidade de 10ml), onde será posto o camundongo. Posteriormente, o frasco deverá ser fechado com tampa plástica perfurada (veja a figura a seguir). Uma vez que o processo de penetração cercariana tem duração entre 10 a 15 minutos, é aconselhável que o camundongo fique em contato com as cercárias por um período de 20 a 30 minutos. Após esse período, o camundongo deve ser retirado do frasco, ser parcialmente envolvido em um pouco de algodão e posto na gaiola junto com a mãe.

O volume de água com cercárias colocado no frasco é um fator importante, também, e deve equivaler a aproximadamente 0,5ml (acima desse volume, o animal pode se afogar; e, abaixo, as cercárias podem não entrar em contato com o camundongo). Durante o tempo de exposição do camundongo às cercárias, o técnico deve observar a posição do animal no frasco, para evitar que o camundongo se vire e se afogue.

O período destinado ao desenvolvimento do parasito até o início da eliminação de ovos junto com as fezes depende de fatores como a espécie do hospedeiro e seu grau de imunidade. Existem, basicamente, hospedeiros resistentes (cão, gato, rato e sagüi), pouco suscetíveis (cobaia e coelho), parcialmente suscetíveis (macaco rhesus) e suscetíveis à infecção (camundongo e hamster). O exame de ovos de *S. mansoni* em camundongos submetidos à infecção experimental pode ser realizado após 42 dias da exposição às cercárias. Para a obtenção de vermes adultos, pode-se sacrificar o camundongo infectado após 50 a 60 dias da exposição às cercárias, realizando a perfusão do sistema porta.



Figura 44. A: obtenção do "pool" cercariano.



Figura 45. B e C: infecção de camundongos neonatos.

#### d) Taxa de emissão de cercárias

O número de cercárias emitidas num intervalo de tempo serve para indicar o grau de compatibilidade molusco-parasito. Uma tabela foi proposta por Frandsen (1979) com a definição de sete classes de compatibilidade segundo o número de cercárias emitidas (índice TCP/100), sendo: classe 0 = resistente ou incompatível (TCP/100 = 0), classe I = não muito compatível (TCP/100 entre 1 e 10.000), classe II = pouco compatível (TCP/100 entre 10.001 e 50.000), classe III = compatível (TCP/100 entre 50.001 e 150.000), classe IV = bem compatível (TCP/100 entre 150.001 e 250.000), classe V = muito compatível

(TCP/100 entre 250.001 e 500.000) e classe VI = extremamente compatível (TCP/100 acima de 500.001). Para se obter tal índice, é extremamente necessária a padronização do período de exposição do molusco.

Os moluscos devem ser individualmente expostos à luz das lâmpadas incandescentes, por 8 horas, três vezes por semana, em frascos com 2ml de água desclorada. Após esse período, o molusco deve ser devolvido ao aquário e, no frasco que contém as cercárias, devem ser adicionados 0,5ml de solução de ninhydrina a 2%. A mistura, depois de homogeneizada, deve ser despejada sobre uma placa de Petri (com 10cm de diâmetro) forrada por um papel de filtro com 11cm de diâmetro, de modo que todo o líquido caia sobre o papel. Os papéis resultantes desse processo devem ser previamente identificados com os números dos moluscos e as datas de sua exposição à luz, utilizando-se um lápis preto. As placas de Petri devem ser postas numa estufa de secagem a 100°C por, aproximadamente, 30 minutos. As cercárias adquirem a cor violeta, que contrasta com o fundo branco do papel. Quando secos, os papéis podem ser guardados uns sobre os outros, para que sejam analisados posteriormente. A contagem das cercárias é feita sob o microscópio estereoscópico, devendo ser retiradas do papel com um estilete à medida que forem observadas.

#### Cálculo do índice TCP/100:

Inicialmente, é necessário que se obtenha o total de cercárias estimado para cada molusco. Para isso, calcula-se primeiramente o total de cercárias emitidas para cada molusco, mediante a soma do número de cercárias encontrado em cada papel de filtro. O total de cercárias deve ser dividido pelo número de amostras, ou seja, pelo número de dias em que o molusco foi exposto à luz, obtendo-se uma média diária de cercárias por molusco. A média diária deve ser multiplicada pelo número de dias em que o molusco esteve parasitado (período cercariano), obtendo-se o total estimado por molusco.

Em seguida, para encontrar o índice TCP/100, somam-se os totais estimados obtidos anteriormente e encontra-se o total de cercárias emitidas pela população amostral. Esse total deve ser multiplicado por 100 e dividido pelo número de moluscos expostos aos miracídios. O resultado obtido indicará a classe de compatibilidade da população, segundo a tabela proposta por Frandsen (1979).

# 5 Formas Larvais de Trematódeos Encontradas em Moluscos Límnicos

## 5.1 Caracterização das formas larvais

Diversos tipos de larvas de trematódeos foram descritos no Brasil por diferentes autores desde o início do século passado. Porém, ainda é pouco conhecido o impacto ecológico das infecções por essas larvas em populações de moluscos. O aprimoramento dos estudos das relações antagônicas entre diversas larvas poderá contribuir com um possível controle biológico.

Desde Lutz (1934), com a descrição de várias dicranocercárias (cercárias de cauda bifurcada ou furcocercárias), tem sido ressaltada a importância médico-veterinária desses tipos de larvas, uma vez que pertencem a trematódeos das famílias Schistosomatidae e Strigeidae.

Uma grande variedade de formas larvais de trematódeos é encontrada em moluscos durante o exame laboratorial. Além das cercárias de *S. mansoni*, encontradas em algumas espécies de *Biomphalaria*, vários tipos de larvas emergentes destas e de outras espécies de moluscos apresentam uma morfologia que, à primeira observação, pode ser confundida com a de *S. mansoni*.

Entre as larvas mais comumente encontradas, destacam-se as cercárias de cauda bifurcada (grupo em que está incluída a de *S. mansoni*) e as de cauda simples (como a da *Fasciola hepatica*). É claro que, além desses tipos básicos, uma ampla gama de formas diferentes pode ser encontrada em moluscos. Para algumas dessas larvas, os hospedeiros definitivos já são conhecidos, mas para a grande maioria ainda não foi possível fazer a identificação, pois os adultos são parasitos de peixes, anfíbios, répteis, aves ou mamíferos, alguns ainda desconhecidos para a ciência.

Cercárias emergentes dos moluscos, quando possível, devem ser concentradas por meio da técnica de passar o líquido que as contém através de um filtro de porcelana ou mediante o método de colocá-lo em frascos cônicos (tipo tulipa). De posse dos dados de

positividade, podem ser obtidos os índices cercáricos globais (ICG), que representam a infecção por cercárias ou outras formas larvárias (metacercárias) de trematódeos encontradas em determinada espécie de molusco e os índices cercáricos específicos (ICE), que representam a infecção por determinada larva de trematódeo encontrada em determinada espécie de molusco (RUIZ, 1952a, 1952b). Para a caracterização das cercárias, são utilizados exemplares vivos, fixados e corados.

Em preparações não permanentes, o exame a fresco das larvas, com o auxílio de um microscópio, pode ser realizado simplesmente pela adição de uma gota do líquido entre a lâmina e a lamínula. A utilização de solução aquosa a 0,05% de vermelho de alizarina, vermelho neutro ou azul de metileno, que não matam as larvas, facilita a observação do sistema excretor e das glândulas acetabulares. Algumas gotas de sulfato azul de Nilo na mesma concentração, após adição de vermelho neutro, permitem a visualização das glândulas por coloração diferenciada.

As cercárias também podem ser fixadas e coradas pelo lugol, o que permite facilmente a contagem dos exemplares e a observação de outras estruturas (como ventosas, espinhos, estiletos e pregas), não facilmente visíveis quando a larva está em movimento (os detalhes observados devem ser anotados, e um pequeno esboço da larva deve ser realizado, tendo em vista que nem sempre podem ser visualizados quando é feita a montagem definitiva). Para a mensuração das cercárias, bons resultados com alguns tipos de larvas são conseguidos após a manutenção das cercárias durante um tempo variável (de 2 a 4 horas) na geladeira. Após esse período, adiciona-se água quente para matá-las e, a seguir, deve ser feita a observação entre a lâmina e a lamínula.

A partir de larvas fixadas em álcool (a 70°GL) e em solução de Railliet-Henry ou formalina a 10% (algumas larvas são preservadas de forma mais satisfatória quando se usa água ou mesmo o fixador quente em torno de 70°C), pode-se preparar lâminas semi-permanentes como, por exemplo, adicionando-se um pouco de lactofenol e algumas gotas de verde malaquita a 1%, que evidenciam os espinhos cuticulares e cefálicos. As preparações permanentes são obtidas após as cercárias terem sido coradas com carmim acético, carmim clorídrico, carmim bórax ou acetoalúmen de carmim e montadas em bálsamo do Canadá (veja os procedimentos para coloração a seguir). Uma vez seca a lâmina permanente, desenhos das larvas podem ser obtidos usando-se microscópio adaptado com câmara clara. As larvas também podem ser fotografadas.

Para descrição e possível identificação de uma larva, pode ser usado um sistema alfanumérico para designar as cercárias. As medidas podem ser dadas em micrômetros ou milímetros e devem representar a média de, no mínimo, 10 exemplares.

As medidas e os desenhos obtidos devem ser comparados com as descrições e as chaves de classificação sugeridas por diversos autores (FRANDSEN; CHRISTENSEN, 1984; LUTZ, 1933; MALEK, 1962; PORTER, 1938; RUIZ, 1943, 1952a, 1952b, 1952c; SCHELL, 1970; VEITENHEIMER-MENDES, 1982).

A seguir, apresentamos uma pequena chave de identificação simplificada para os vários tipos de cercárias e ilustrações de algumas larvas encontradas em moluscos dulciaquícolas. Tal chave poderá ser de interesse principalmente para a triagem preliminar em trabalhos de campo, evitando-se, assim, a confusão com cercárias de *S. mansoni*.

**Chave simplificada para identificação dos principais grupos de larvas de trematódeos emergentes de moluscos dulciaquícolas (baseada em vários autores)**

1a – Cauda com bulbo em forma de cisto com apêndices.	Cistófora (família Hemiuridae)
1b – Cauda sem bulbo em forma de cisto.	2
2a – Cauda curta em forma de botão ou xícara.	Microcerca (família Troglotrematidae)
2b – Cauda longa maior ou não que o corpo.	3
3a – Cauda não bifurcada.	4
3b – Cauda bifurcada.	11
4a – Sem ventosa ventral ou vestígios.	5
4b – Com ventosa ventral.	6
5a – Sem ventosa ventral, com ocelos, apresenta várias glândulas cistogênicas no corpo e, na região posterior, um par de órgãos adesivos; cauda sem pregas (asas ou aletas).	Monostoma (família Notocotylidae)
5b – Sem ventosa ventral ou vestígios, com ocelos, sem órgãos adesivos na região posterior do corpo; cauda com pregas.	Parapleurolofocerca (família Heterophyidae)
6a – Com ventosa ventral larga na região posterior do corpo.	Anfistoma (família Paramphistomatidae)
6b – Com ventosa ventral na região mediana do corpo.	7
7a – Com estilete na ventosa oral.	(Xiphidiocercária) 8
7b – Sem estilete na ventosa oral.	10

8a – Cauda com prega dorso-ventral e ventosa ventral menor do que a ventosa oral.	Grupo Ornata (famílias Macroderoididae e Haplometridae)
8b – Cauda sem prega dorso-ventral.	9
9a – Ventosa ventral menor do que a ventosa oral.	Grupo Virgulata (família Lecithodendriidae)
9b – Ventosas de tamanhos iguais ou ventosa ventral mais larga do que a ventosa oral.	Grupo Armata (família Plagiorchiidae)
10a – Com um colar de espinhos em torno da ventosa oral (colar cefálico).	Echinostoma (família Echinostomatidae)
10b – Sem colar cefálico.	Gimnocéfala (família Fasciolidae)
11a – Cauda brevifurcada; sem faringe.	12
11b – Cauda longifurcada; com faringe.	14
12a – Ventosa ventral bem desenvolvida; os ocelos podem estar presentes.	Distoma (famílias Spirorchiidae e Schistosomatidae)
12b – Sem ventosa ventral ou vestígios.	13
13a – Sem ventosa oral, sem ocelos; corpo com pregas.	Lofocerca (família Sanguinicolidae)
13b – Com ventosa oral; corpo com pregas, podendo apresentar ocelos.	Monostoma (família Clinostomatidae)
14a – Com ventosa ventral; sem prega na cauda, cauda com corpos no seu eixo, com poros excretores localizados na parte mediana da furca.	Distoma (Strigeocercária) (famílias Strigeidae e Diplostomatidae)
14b – Sem ventosa ventral ou vestigial; com pregas na furca, cauda sem corpos no seu eixo, com poros excretores na parte distal da furca.	Monostoma (família Cyathocotyliidae)

## 5.2 Procedimentos para coloração de larvas de trematódeos

As larvas devem ficar no fixador de 12 a 24 horas. Para coloração, várias soluções corantes podem ser utilizadas. A mais comum se baseia na utilização do carmim.

Inicialmente, deve-se montar as baterias de coloração, usando pequenas placas de Petri (ou vidro de relógio), que não deverão estar em contato direto com a mesa. Use um suporte ou um papel entre a placa e a mesa. As tampas das placas de Petri deverão ter indicação quanto ao tipo de líquido que deverão conter (álcool a 70°GL, 80°GL, 90°GL, absoluto, clorídrico, tipo de corante) e ao tempo habitual de permanência da larva na placa. Alternativamente, para larvas de trematódeos, podem ser usados tubos para centrífuga (tipo Falcon). As larvas se sedimentam mais facilmente (boa parte das larvas fica aderida à parede do tubo ou do vidro de relógio) e o processo de troca de líquidos se torna mais fácil.

Para a coloração pelo carmim acético de Semichon, os seguintes passos devem ser seguidos:

- 1 Lave, em salina ou água destilada, as larvas, após retirá-las do fixador (por 3 minutos).
- 2 Transfira-as para a placa com ácido acético glacial e deixe-as ficar imersas no fluido por 3 minutos.
- 3 Transfira-as para a solução de carmim acético de Semichon (por tempo variável; em geral, por 2 horas).
- 4 Após esse período, transfira-as para o álcool a 70°GL durante alguns minutos (para retirar o excesso de corante).
- 5 Passe as larvas para o álcool acidulado, caso necessário, até que haja a diferenciação (processo pelo qual, descorando-se um pouco, obtém-se melhor contraste).
- 6 Volte as larvas para o álcool a 70°GL e deixe-as no preparo por 15 minutos; em seguida, coloque-as no álcool a 80°GL (idem, ibidem), no álcool a 90°GL (idem, ibidem) e no álcool absoluto (idem, ibidem) por 3 vezes (cada vez que passar por este item, troque o álcool).
- 7 Deixe-as no creosoto de faia por 12 a 24 horas. As larvas podem ser conservadas durante longo tempo no creosoto, antes que sejam montadas.
- 8 Retire as larvas com o auxílio de um fino estilete (ou com pipeta), escorra o excesso de creosoto e monte-as em bálsamo (ao qual se pode adicionar previamente algum creosoto, para torná-lo mais fluido). Evite as bolhas de ar.
- 9 Seque as larvas em temperatura ambiente ou em estufa. Evite a poeira.

10 Coloque a etiqueta na preparação.

Se a coloração for pelo carmim bórax ou pelo carmim clorídrico, suprima a passagem pelo ácido acético.

A coloração pelo acetoalúmen de carmim deve seguir os seguintes passos:

- 1 Se a fixação foi em álcool, hidrate as larvas passando-as pelos álcoois a 50°GL, a 35°GL e pela água corrente por 15 minutos em cada etapa. Se foi em AFA ou formol, passe as larvas pela água corrente durante 15 minutos.
- 2 Dilua o corante à metade em água no momento do uso e pode corar as larvas durante 3 até 5 minutos.
- 3 A seguir, lave-as em álcool a 70°GL, diferencie as larvas em solução aquosa de ácido clorídrico a 0,5% e lave-as novamente em álcool a 70°GL. Desidrate-as em álcool a 70°GL (por 15 minutos), a 80°GL (por 15 minutos), a 90°GL (por 15 minutos), álcool absoluto I (por 30 minutos) e absoluto II (por 30 minutos).
- 4 Clarifique as larvas em creosoto de faia.
- 5 Monte-as em bálsamo.

### 5.3 Tipos cercarianos

#### 5.3.1 Cercária de *Schistosoma mansoni* (Cercaria blanchardi, Pirajá da Silva)

A cercária de *S. mansoni*, forma infectante para hospedeiros vertebrados, principalmente o homem, apresenta as seguintes características: tamanho aproximado de 500µm composto de corpo ovalado medindo cerca de 150 a 200µm de comprimento por 40 a 60 de largura; cauda cilíndrica e alongada bifurcando-se na extremidade final. Apresenta duas ventosas (oral e ventral ou acetábulo), glândulas de adesão e penetração (que se coram bem por vermelho neutro, vermelho de alizarina ou sulfato azul de Nilo) e aparelho excretor com células flama facilmente visíveis quando submetidas aos mesmos corantes.

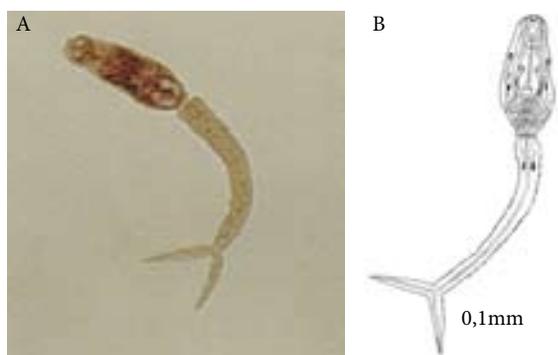


Figura 46. A e B: cercárias de *Schistosoma mansoni*.

### 5.3.2 Outros tipos de larvas de cauda bifurcada emergentes de moluscos límnicos

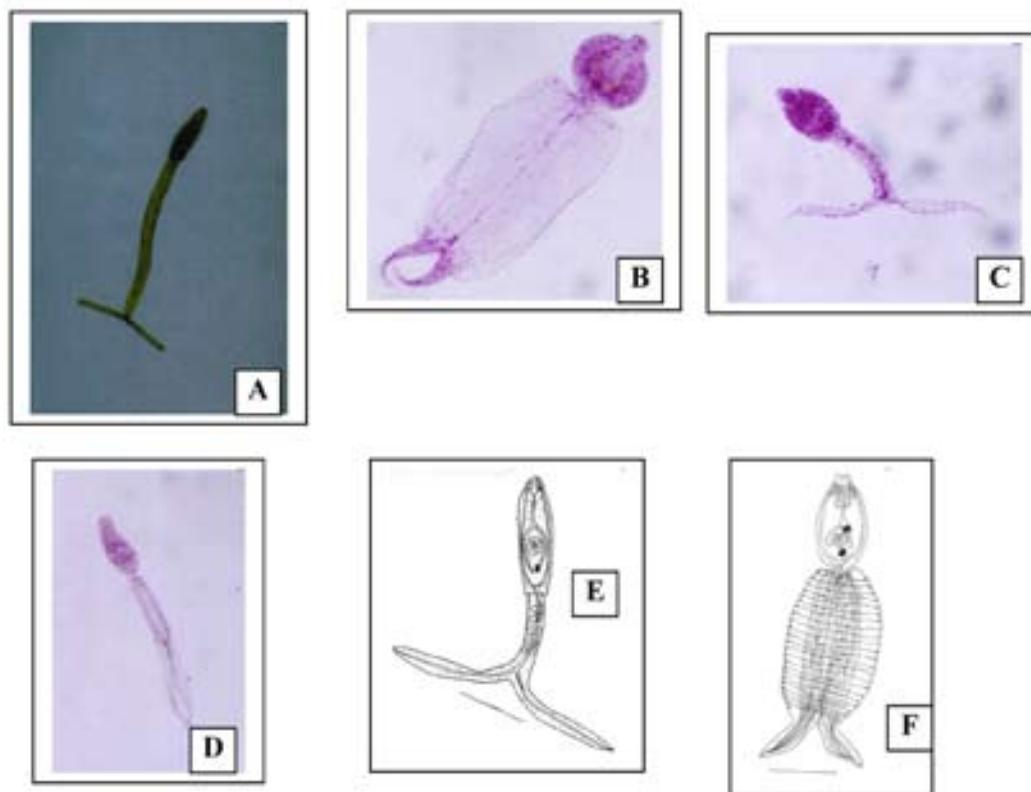


Figura 47. A) cercária de Schistosomatidae, mas não de *S. mansoni*; B a F) cercárias de Strigeidae (escalas: 0,1mm).

### 5.3.3 Exemplo de caracterização de larva de trematódeo (SILVA, 1992)

#### Cercária ocelífera

- Medidas:

- Corpo com  $233,1 \pm 15,1$  (199,5 – 252,7) de comprimento por  $63,8 \pm 6,2$  (53,2 – 73,2) de largura.
- Ventosa oral com  $39,5 \pm 4,2$  (29,3 – 46,6) por  $39,5 \pm 5,2$  (29,3 – 46,6) de diâmetro.
- Ventosa ventral com  $26,6 \times 26,6 \pm 0,4$  (26,6 – 27,8) de diâmetro.
- Corpo da cauda com  $756,1 \pm 13,3$  (738,2 – 784,7) de comprimento por  $45,6 \pm 3,9$  (39,9 – 50,4) de largura.
- Furca com  $227,3 \pm 11,1$  (212,8 – 239,4) de comprimento.
- Manchas ocelares com 13,3 de diâmetro.
- Relação corpo/corpo da cauda de 0,3:1 (0,25 – 0,34:1).

- Relação corpo/cauda de 0,2:1 (0,2 – 0,26:1).
- Relação corpo da cauda/furca de 3,3:1 (3,1 – 3,6:1).



#### Descrição:

- Corpo estreito e curto em relação à cauda. A porção anterior é levemente afilada, com ventosa oral irregular a ovalada. Na extremidade posterior do corpo nota-se ligeiro estrangulamento, após o qual se forma uma meia taça invertida, na qual se encaixa a cauda.

Figura 48. Cercária ocelífera (escala: 0,1mm).

Ventosa ventral esférica, menor que a oral, situada na região equatorial do corpo. Tanto a faringe como a pré-faringe são de difícil definição quanto à estrutura. Esôfago curto e largo, que se bifurca acima dos ocelos, formando cecos longos e estreitos. Estes se estendem até a porção posterior do corpo, sem alcançar a extremidade.

O par de ocelos pigmentados situados na primeira metade do corpo se destaca em material a fresco, corado ou não com vermelho neutro ou solução de lugol, ou em lâminas permanentes coradas com carmim acético ou carmim clorídrico.

Na região posterior do corpo, observam-se dois grupos de células relativamente esféricas, que são, provavelmente, primórdios genitais.

Vesícula excretora pequena situada na porção posterior do corpo. Recebe dois canais principais, que percorrem lateralmente o corpo. A fórmula do sistema excretor é  $2(1+1+1+1+1) + 1 + 1$ .

Cauda longa e estreita (de 3 a 4 vezes maior que o corpo) bifurca-se na extremidade posterior, formando uma furca típica das cercárias brevifurcadas.

Estendendo-se por toda a cauda, na sua porção mediana, observa-se o canal do sistema excretor, que se bifurca no entroncamento das furcas, terminando na extremidade destas.

Estrias diagonais são observadas na cauda e na furca, semelhantes a músculos. Em ambos os lados das furcas observa-se uma delgada membrana externa com nervuras muito transparentes. Na parte terminal da furca, as membranas laterais, quando acoladas uma contra a outra, dão a falsa impressão de um espinho terminal.

### 5.3.4 Tipos de larvas de cauda simples emergentes de moluscos límnicos

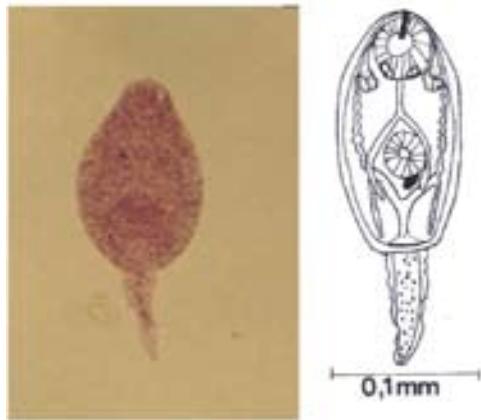


Figura 49. Xifidocercária.

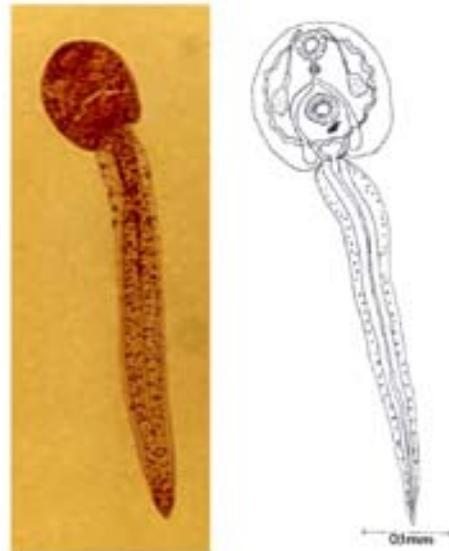


Figura 50. Cercária gimnocéfala.

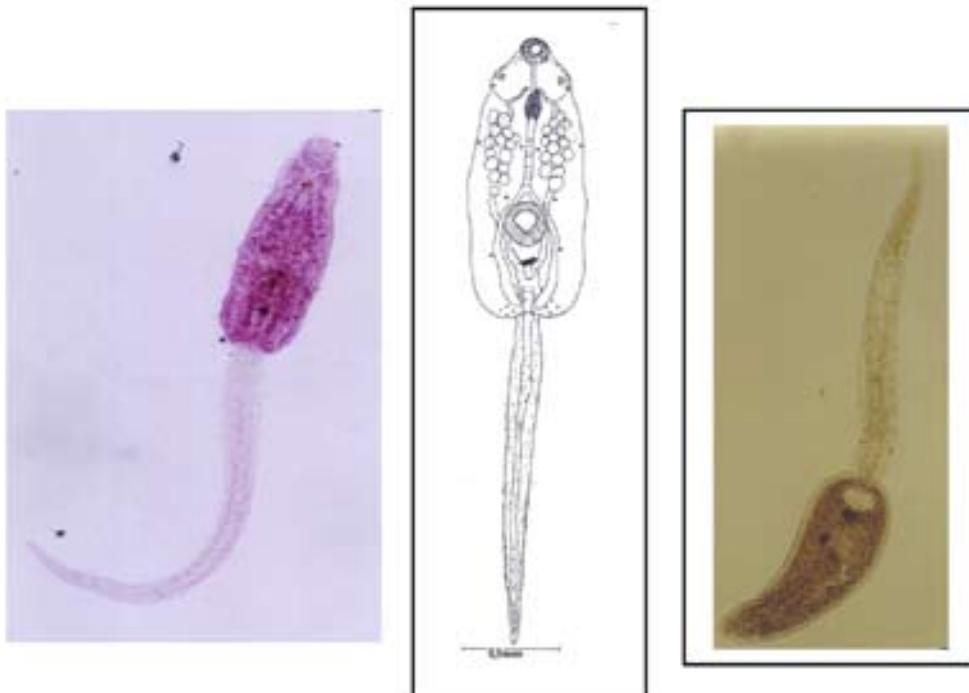


Figura 51. Cercária equinóstoma.

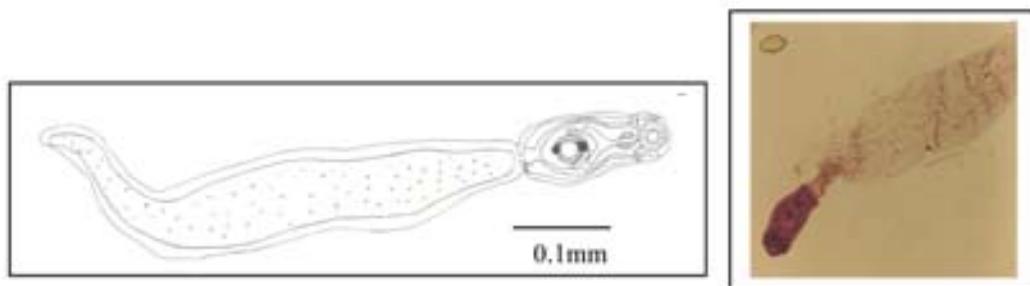


Figura 52. Cercária magnocaudata.



Figura 53. Paranfistoma cercária.

## 6 Técnicas Moleculares

### 6.1 Diferenciação molecular de moluscos do gênero *Biomphalaria*

A identificação específica dos moluscos brasileiros do gênero *Biomphalaria*, com utilização de dados morfológicos, é dificultada algumas vezes principalmente pelo tamanho reduzido dos moluscos e pelo processo de fixação inadequado. Deve-se levar em consideração ainda a estreita semelhança existente entre algumas espécies desse gênero, que culminou no agrupamento de algumas espécies em dois complexos: (1) complexo *B. straminea* (constituído por *B. straminea*, *B. intermedia* e *B. kuhniiana*); e (2) complexo *B. tenagophila* (formado por *B. tenagophila*, *B. t. guaibensis* e *B. occidentalis*). Essas dificuldades vêm incentivando a utilização de técnicas moleculares, que podem auxiliar nos casos em que a morfologia comparativa não seja conclusiva.

A taxonomia molecular não menospreza os dados morfológicos e tem sido utilizada como uma ferramenta auxiliar em determinadas situações. Estudos que incorporam os dois tipos de análise podem gerar dados que permitem uma melhor interpretação e compreensão da diversidade biológica dos organismos em estudo. Entretanto, é importante reconhecer que cada método tem suas vantagens e desvantagens. De fato, o renomado malacologista brasileiro W. L. Paraense enfatiza que tanto a taxonomia morfológica quanto a molecular, desde que corretamente aplicadas, atingem satisfatoriamente o mesmo objetivo.

Uma técnica que tem demonstrado resultados confiáveis para a separação das espécies do gênero *Biomphalaria* presentes no Brasil é a PCR-RFLP (reação em cadeia da polimerase e análise do polimorfismo de fragmentos de restrição). Essa técnica baseia-se na amplificação, pela PCR, das regiões espaçadoras transcritas internas (ITS1 + 5.8S + ITS2) do gene codificador do RNA ribossomal e na subsequente digestão desse fragmento com enzimas que cortam a fita dupla da molécula de DNA em sítios específicos de reconhecimento, denominados sítios de restrição.

A figura 57 mostra uma representação esquemática dos perfis espécie-específicos de moluscos brasileiros pertencentes às dez espécies e uma subespécie do gênero *Biomphalaria* gerados a partir da PCR-RFLP com utilização da enzima de restrição *DdeI*. Uma possibilidade adicional dessa técnica é a identificação de moluscos com utilização de DNA obtido de desova, o que permite preservar os exemplares adultos para futuros experimentos. Essa abordagem é interessante, sobretudo quando trabalhamos com número reduzido de exemplares.

Além de permitir a identificação das espécies existentes no Brasil, a PCR-RFLP tem possibilitado o estudo das relações de distância genética entre espécies similares do gênero *Biomphalaria* e a identificação molecular de outras espécies desse gênero encontradas em outros países da América, como Venezuela, Argentina, Uruguai, Cuba e Colômbia.

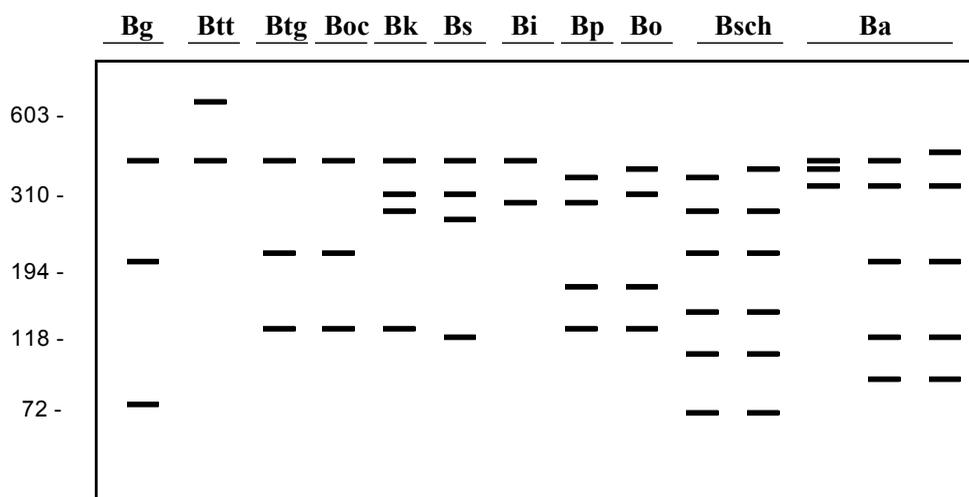


Figura 54. Representação esquemática dos perfis espécie-específicos de moluscos brasileiros pertencentes às dez espécies e uma subespécie do gênero *Biomphalaria*. Bg: *Biomphalaria glabrata*; Btt: *B. tenagophila tenagophila*; Btg: *B. t. guaibensis*; Boc: *B. occidentalis*; Bk: *B. kuhniiana*; Bs: *B. straminea*; Bi: *B. intermedia*; Bp: *B. peregrina*; Bo: *B. oligoza*; Bschr: *B. schrammi*; Ba: *B. amazonica* (VIDIGAL et al., 2000).

## 6.2 Diferenciação molecular de moluscos do gênero *Biomphalaria* e detecção da infecção por *Schistosoma mansoni* a partir de DNA obtido de conchas

em trabalhos de campo, é comum se encontrar apenas a concha dos moluscos do gênero *Biomphalaria* sem o corpo, o que impossibilita a identificação e a detecção do *S. mansoni*. Além disso, encontram-se depositadas em coleções malacológicas diversas conchas que apresentam classificação duvidosa ou imprecisa. Para solucionar essas questões, foi desenvolvida uma estratégia para extração de vestígios do corpo do molusco existentes no interior de conchas vazias. As conchas utilizadas estavam depositadas na coleção do Centro de Pesquisas René Rachou desde 1992. Utilizou-se como padrão de comparação o DNA extraído das respectivas partes moles desses moluscos, armazenados a  $-20^{\circ}\text{C}$  desde 1992. O DNA obtido da concha e do padrão de comparação foi submetido à técnica PCR-RFLP direcionada para a região ITS2 do rDNA com a enzima *HpaII*. Dessa forma, pode-se observar os perfis específicos de *B. glabrata*, *B. tenagophila* e *B. straminea* (figura 55).

A identificação dos moluscos do gênero *Biomphalaria* é importante, uma vez que permite detectar espécies presentes em áreas de transmissão da esquistossomose, bem como em áreas endêmicas, mas que, em função da presença de espécies suscetíveis, podem vir a se

tornar focos da parasitose. Portanto, além do fato de que a identificação correta é imprescindível para o estudo da esquistossomose, o diagnóstico de infecção pelo *S. mansoni* em *Biomphalaria* é fundamental. Rotineiramente, são realizados exames dos moluscos por exposição à luz, com observação da presença de cercárias, ou por meio de seu esmagamento entre lâminas de vidro. Neste caso, além das cercárias, observa-se a presença de esporocistos, principalmente se esses estiverem localizados na glândula digestiva. Entretanto, quando os esporocistos são jovens e estão localizados na região cefalopodal, ou quando os moluscos capturados no campo vêm infectados com formas jovens de diferentes trematódeos, é impossível fazer o diagnóstico por meio desses dois métodos tradicionais. Outra dificuldade de diagnóstico ocorre quando moluscos coletados no campo, devido à distância do local de captura, chegam mortos ao laboratório, tornando impossível determinar a infecção, seja por *S. mansoni* ou por qualquer outro tipo de trematódeo.

Em virtude dessas dificuldades, foi utilizada outra metodologia molecular, a LS-PCR, por meio da qual se utiliza uma baixa temperatura de anelamento. Tal estratégia permitiu a detecção da presença de *S. mansoni* de conchas de *B. glabrata* experimentalmente infectadas que ficaram em decomposição em temperatura ambiente por sete semanas (figura 55).

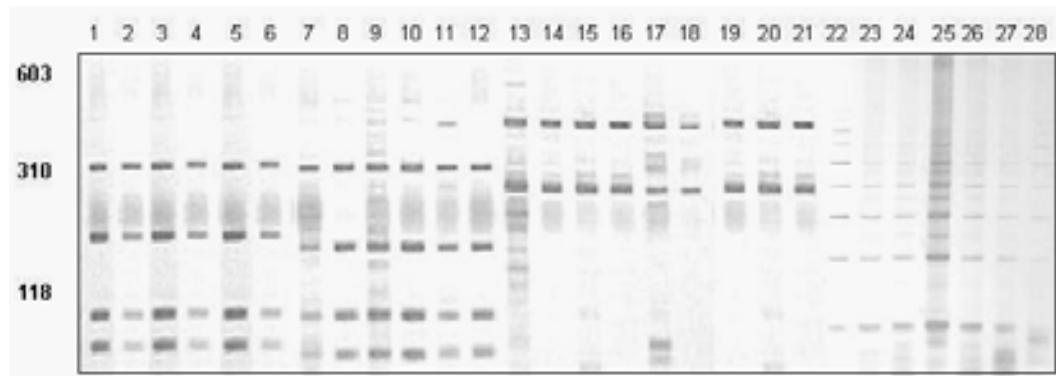


Figura 55. Foto de gel de poli-acrilamida corado pela prata. As canaletas 1 até 21 mostram os perfis de restrição obtidos após a digestão da região ITS2 do rDNA com a enzima *Hpa*II. As canaletas ímpares (de 1 até 17) correspondem aos perfis da parte mole dos moluscos e, as canaletas pares (de 2 até 18), aos perfis de vestígios do corpo presentes na concha. As canaletas 1 até 6 referem-se à espécie *B. glabrata*; as canaletas 7 até 12, à *B. tenagophila*; e as canaletas 13 até 21, à *B. straminea*. As canaletas 22 até 28 mostram o perfil de *S. mansoni* obtido pela metodologia LS-PCR. A canaleta 22 mostra o perfil de verme adulto. As canaletas 23 até 28 apresentam os perfis de *S. mansoni* recuperado de vestígios do corpo do interior da concha de *B. glabrata* infectada que ficou em decomposição em temperatura ambiente. Os números do lado esquerdo do gel correspondem ao peso molecular.

### 6.3 Identificação específica de moluscos do gênero *Biomphalaria* e detecção da infecção por *S. mansoni* com utilização de uma única reação de PCR

Uma outra técnica de biologia molecular, denominada Multiplex-PCR, que utiliza simultaneamente mais de um par de iniciadores, foi utilizada na identificação de espécies de *Biomphalaria* e no diagnóstico de infecção pelo *S. mansoni*. Para a identificação das espécies dos moluscos, foram utilizados iniciadores ancorados na região do ITS2 do rDNA. Já para a detecção do *S. mansoni*, foram utilizados iniciadores ancorados no DNA mitocondrial de *S. mansoni* (figura 56). O uso simultâneo desses iniciadores permitiu: (1) a identificação de *B. glabrata*, *B. tenagophila* e *B. straminea* pela observação dos fragmentos correspondentes a cada espécie (um fragmento de 280pb para *B. glabrata*, um de 320pb para *B. tenagophila* e outro de 350pb para *B. straminea*); (2) a detecção da presença de *S. mansoni* e o diagnóstico de *B. glabrata*, *B. tenagophila* e *B. straminea* com 7, 14 e 28 dias de infecção; e (3) a identificação de *B. glabrata*, *B. tenagophila* e *B. straminea* negativos para o *S. mansoni*. Na figura 56, são observados os fragmentos correspondentes a cada espécie de molusco e os fragmentos específicos para *S. mansoni*.

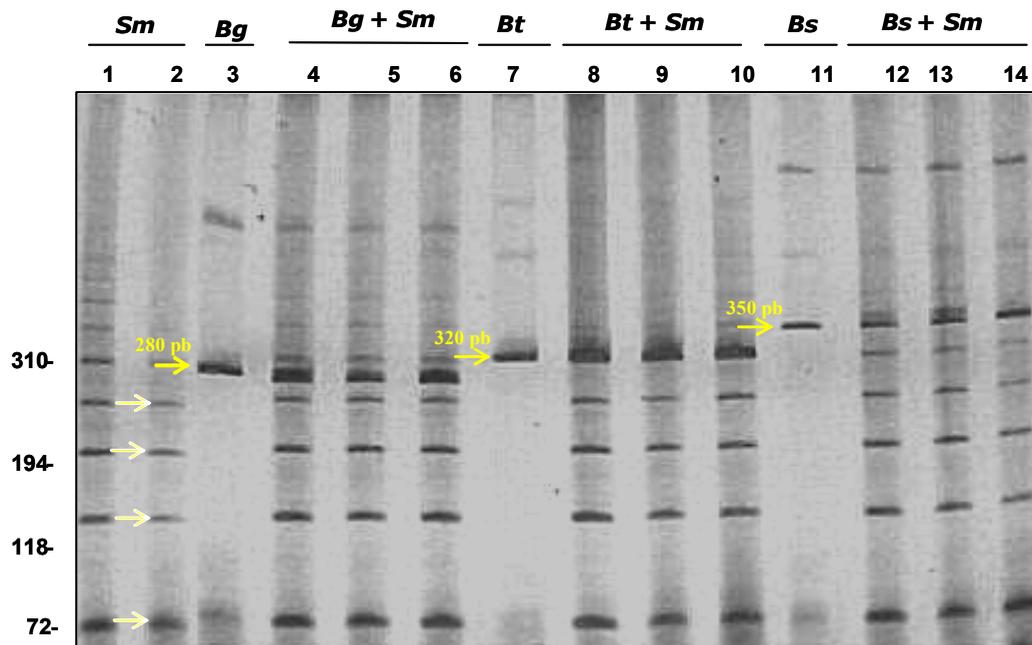


Figura 56. Foto de gel de poliacrilamida a 6% corado pela prata dos produtos de amplificação das regiões ITS2 do gene do rDNA e do DNA mitocondrial pela técnica Multiplex-PCR. As canaletas 1 e 2 referem-se a cercárias de *S. mansoni*; a canaleta 3, à espécie *B. glabrata* negativa; a canaleta 4, à espécie *B. glabrata* com 7 dias de infecção; a canaleta 5, à espécie *B. glabrata* com 14 dias de infecção; a canaleta 6, à espécie *B. glabrata* com 28 dias de infecção; a canaleta 7, à espécie *B. tenagophila* negativa; a canaleta 8, à espécie *B. tenagophila* com 7 dias de infecção; a canaleta 9, à espécie *B. tenagophila* com 14 dias de infecção; a canaleta 10, à espécie *B. tenagophila* com 28 dias de infecção; a canaleta 11, à espécie *B. straminea* negativa; a canaleta 12, à espécie *B. straminea* com 7 dias de infecção; a canaleta 13, à espécie *B. straminea* com 14 dias de infecção; e a canaleta 14, à espécie *B. straminea* com 28 dias de infecção. As setas brancas representam as bandas do *S. mansoni*; e as amarelas, as bandas das três espécies de *Biomphalaria*.

## 7 Vigilância e Controle dos Moluscos de Importância Médica

### 7.1 Estratégias de controle da esquistossomose

Até a década de 70, o combate à esquistossomose tinha como objetivo principal o controle da transmissão. A principal medida era a redução das populações dos moluscos hospedeiros intermediários. A partir dos anos 80, depois do advento de drogas quimioterápicas mais eficazes, seguras e baratas, o principal objetivo passou a ser o controle da morbidade, com ênfase no tratamento quimioterápico (figura 57). Atualmente, a estratégia é conjugar o controle quimioterápico com medidas preventivas, como a educação em saúde e o saneamento.

Estratégias de controle da esquistossomose		Décadas					
		50	60	70	80	90	00
Objetivo	Transmissão						
	Morbidade						
Controle de moluscos	Químico						
	Biológico						
	Físico						
Controle quimioterápico							
Outras medidas de controle	Educação						
	Saneamento						

Figura 57. Evolução das estratégias de controle da esquistossomose desde os anos 50. Os sombreados escuros e claros indicam, respectivamente, alta e baixa prioridade.

O controle dos moluscos é recomendado apenas em casos especiais e em caráter complementar, como, por exemplo, quando há um surto localizado de casos agudos ou quando altas prevalências persistem mesmo com o tratamento periódico da população.

## 7.2 Métodos de controle dos planorbídeos

Os métodos de controle dos planorbídeos podem ser classificados em biológico, físico e químico. O biológico envolve a introdução de organismos com ação predadora, competidora, parasitária ou patogênica sobre os moluscos hospedeiros. O físico consiste na manipulação de fatores-chave do meio, capazes de impedir o desenvolvimento e a manutenção das populações dos moluscos. O químico consiste na aplicação de produtos tóxicos (moluscicidas) nos criadouros. Como as três modalidades implicam ações de maior ou menor impacto ambiental, sua implementação depende de estudos prévios, tendo em vista a legislação ambiental (veja o capítulo 9).

### 7.2.1 Métodos biológicos

Estudos sobre o controle biológico dos moluscos hospedeiros têm sido realizados desde a década de 50, principalmente em caráter experimental. Várias espécies de animais têm sido utilizadas como “competidoras/controladoras” das populações de planorbídeos. Alguns exemplos são vistos a seguir.

- Outros moluscos

A interação competitiva entre caramujos tem sido muito estudada, e há várias espécies potencialmente concorrentes entre si, tais como: *Thiara granifera*, *Melanoides tuberculatus* (Müller, 1774), *Marisa cornuarietis* (Linnaeus, 1758), *Helisoma duryi* (Wetherby, 1879), *Pomacea lineata* (Spix, 1827) e *Pomacea haustum* (Reeve, 1856).

O molusco ampulariídeo *M. cornuarietis* foi a espécie mais estudada até a década de 60 no controle de populações naturais de *B. glabrata* em Porto Rico, o que demonstra uma alternativa promissora entre as tentativas de “concorrência”. Tal caramujo compete por alimento e é um predador acidental sobre os jovens planorbídeos e os ovos, a ponto de, em alguns locais, eliminar as populações de *Biomphalaria* (FREITAS; SANTOS, 1995).

Outro ampulariídeo, *P. haustum*, foi introduzido em diques, lagos e rios de Minas Gerais e São Paulo nos anos 70 como provável competidor “eliminador” de planorbídeos. Porém, em alguns locais, as espécies coexistiram por até dez anos sem alterações das densidades populacionais dos planorbídeos.

O molusco tiarídeo *M. tuberculatus*, espécie exótica de origem afro-asiática, foi introduzido no final dos anos 80 em regiões do Caribe (POINTER, 2001), na Venezuela e no Brasil. Existe relato de sua ocorrência desde 1967 (GUIMARÃES et al., 2001; FERNAN-

DEZ et al., 2003). Em algumas localidades, esse caramujo demonstrou efetiva redução e/ou eliminação das populações de *Biomphalaria* (ABÍLIO, 1997, 2002).

Algumas desvantagens do uso de espécies de moluscos competidores:

- Perigo da introdução de espécies exóticas, as quais podem reduzir e/ou eliminar a biodiversidade nativa. Além disso, algumas espécies são hospedeiras intermediárias de trematódeos e nematódeos.
- Há controvérsia sobre a validade do uso de ampuláriídeos no controle biológico de planorbídeos. A ingestão de ovos e de bionfalárias jovens ocorre em consequência do hábito alimentar voraz desses animais e não por um processo seletivo. Existe coabitação prolongada em criadouros naturais, sem ocorrer exclusão competitiva.
- A presença de vegetação aquática favorece as populações de moluscos, inclusive os planorbídeos hospedeiros da esquistossomose, e reduz a ação competidora com outros gastrópodes (THOMAS, 1995).
- Várias espécies de moluscos podem coexistir com os planorbídeos em **habitats heterogêneos e instáveis**. O processo de **eutrofização** inibe a competição entre as espécies de moluscos (ABÍLIO, 2002).

- Peixes

Algumas experiências demonstraram certo grau de efetividade e eficácia com o emprego de peixes na predação de caramujos planorbídeos. Vários autores têm demonstrado a ação malacófaga dos ciclídeos *Serranochromis macrocephala* e *Tilapia melanopleura*, do ciprinídeo *Barbus conchoni* e das espécies *Cichlasoma biocellatum* e *C. ocellatum*. A última espécie citada foi capaz de eliminar planorbídeos com mais de 3cm de diâmetro.

O ciclídeo *Astronotus ocellatus* mostrou ser capaz de impedir o crescimento de populações de *B. glabrata* pela ingestão de massa de ovos depositados em paredes de aquário ou de caramujos recém-eclodidos. Exemplos menores do que 6mm de diâmetro foram destruídos. No caso do controle feito por *Tilapia melanopleura*, as respostas têm sido mais satisfatórias em massas volumosas de água.

A tilápia *Oreochromis niloticus*, assim como outras espécies agem como predadores e competidores. São extremamente vorazes: ingerem detritos, plantas, caramujos e suas cápsulas ovíparas aderidas às plantas. O apaiari e o tambaqui são peixes que têm armadura bucal suficientemente forte para esmagar as carapaças; porém, pelo seu tamanho, não podem se aproximar das margens mais rasas, onde se encontra a maioria dos caramujos.

- Outros animais competidores

Camarões do gênero *Macrobrachium* sp., insetos do gênero *Belostoma* sp. (hemiptera), sanguessugas (hirudinea) do gênero *Helobdella* sp. têm sido utilizados em pesquisas no laboratório e no campo como prováveis competidores de *Biomphalaria* sp.

Ainda não há qualquer espécie com eficácia comprovada contra os moluscos e que tenha sido utilizada em campanhas de controle. No entanto, a busca de elementos naturais que possam promover controle biológico eficaz deve ser incentivada, desde que este seja um método “natural” de controle, sem agressões drásticas ao ambiente. Experimentos dessa natureza devem ser conduzidos por pesquisadores especializados, uma vez que a introdução de espécies exóticas sem a devida avaliação pode ser extremamente nociva ao equilíbrio ambiental e ferir a legislação ambiental. Aliás, desde a década de 90, a introdução de espécies exóticas para controle dos moluscos tem sido enfaticamente desencorajada pela Organização Mundial da Saúde (ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE, 1994).

### 7.2.2 Métodos físicos

Como métodos de controle físico consideram-se o **saneamento hídrico** e o **manejo ambiental para o controle de vetores**. Consistem, principalmente, na eliminação de criadouros pelo aterramento de coleções hídricas, sempre que a medida for tecnicamente recomendada. A drenagem e a retificação de leitos, o revestimento e a canalização dos cursos d'água também podem ser úteis. Algumas vezes, soluções de baixo custo, como a limpeza e a remoção da vegetação aquática, são suficientes.

Na década de 50, quando não se dispunha de drogas eficazes e seguras no tratamento da população humana parasitada e quando os planorbicidas químicos tinham ação limitada e pouco seletiva, os métodos físicos representavam a única alternativa de controle possível.

Hoje, depois do advento de drogas com as propriedades que se julgavam necessárias e com seu largo e continuado uso, bem como de planorbicidas químicos, o manejo do ambiente volta a representar e a ser reconhecido como o método mais potente e o único capaz de promover a interrupção da transmissão da esquistossomose em caráter permanente.

- Aterramento

Todas as massas d'água, sem qualquer uso pela população humana, que não representem fonte de vida ou sobrevivência para outras espécies animais devem ser drenadas ou aterradas quando a medida for tecnicamente recomendada, sob o ponto de vista do controle da esquistossomose.

Quando esse tipo de medida não for possível ou indicada, deve-se restringir, tanto quanto possível, o acesso a criadouros de importância epidemiológica. O contato da po-

pulação com as coleções hídricas pode também ser evitado com a construção de pontes, uma vez que o trânsito através delas seja necessário.

- Drenagem do solo

Consiste na aplicação de medidas que promovam o enxugamento do solo, evitando a formação de criadouros potenciais pelo abaixamento do lençol freático superficial. É um método radical de controle. Nem sempre é feito apenas com essa finalidade, sendo usado também na recuperação de terrenos alagados. A diferença reside na técnica aplicada. Quando se destina ao controle de caramujos, o sistema de drenagem deve propiciar movimentação rápida das águas, de modo a dificultar o ciclo biológico dos planorbídeos.

Os principais processos de drenagem são:

- por valas a céu aberto;
- por drenos subsuperficiais;
- por bombeamento; e
- por perfuração na camada impermeável com enchimento de areia.

Ordenação e outras modificações do meio ambiente:

- substituição de canais de irrigação por sistema de aspersão;
- remoção periódica da vegetação de canais e córregos;
- alteração periódica no nível da água de regos e córregos, para reduzir a quantidade de vegetação aquática e provocar a morte de caramujos por dessecação;
- revestimento de canais;
- modificação do desenho de canais e córregos, para melhorar o fluxo de água e reduzir a população planorbídica;
- dragagem;
- canalização; e
- retificação das margens sinuosas de riachos e córregos, para reduzir a área de deposição de sedimentos ricos em detritos.

A presença de vegetação flutuante é muito importante em muitos tipos de criadouros. Os caramujos mostram preferência pelas raízes dessas plantas, utilizando-as como refúgio, proteção e/ou alimentação. Quando o criadouro seca parcialmente, os caramujos ficam nas raízes expostas, protegidos pela umidade destas. Recomenda-se sua retirada para local seco e distante da água sempre que as dimensões da coleção hídrica permitam. Esse cuidado deve ser dispensado também aos reservatórios artificiais.

Os métodos físicos apresentam algumas desvantagens:

- promovem alterações drásticas nos *habitats*;
- envolvem projetos caros de infra-estrutura;
- a dragagem do sedimento pode produzir e/ou acelerar o processo de **eutrofização**.

Grandes projetos hidrelétricos e de irrigação causam profunda alteração do meio ambiente, podendo favorecer o aparecimento de criadouros. Nessas áreas deve haver monitoramento periódico. Atualmente, todos os projetos de grande porte possuem apoio de biólogos e técnicos especializados na conservação do ambiente. É recomendável o contato freqüente com essas equipes técnicas.

### 7.2.3 Métodos químicos

#### 7.2.3.1 Planos de tratamento

Uma vez realizado o inquérito malacológico e selecionados os criadouros que devem ser tratados, deve-se elaborar o plano para aplicação de moluscicida. O planejamento é de fundamental importância na determinação da ordem segundo a qual cada porção do criadouro será tratada.

O tratamento é iniciado de preferência pelas partes mais altas da bacia hidrográfica, e as aplicações deverão ser feitas nos afluentes antes que sejam tratados os cursos d'água principais. As margens e as ribanceiras necessitam ser tratadas para a eliminação de caramujos que se encontrem acima da superfície da água (veja o capítulo 3).

Os melhores resultados são obtidos quando o moluscicida é aplicado em áreas relativamente livres de vegetação densa, viva ou morta. Devido à dificuldade em se efetuar uma limpeza completa, recomenda-se o aumento da concentração. Ao fazer a aplicação nas margens, o operador deve revolver a vegetação.

Pode ser dispendioso o tratamento de cursos d'água extensos que passam por diversas localidades e estejam infestados por caramujos. Em vista disso e das exigências da legislação ambiental (veja o capítulo 9), a aplicação deve ser restrita aos trechos de comprovada importância epidemiológica. Caso a extensão a ser tratada seja superior a 500m, deve-se instalar duas ou mais estações de tratamento.

Para a classificação dos criadouros e a execução das atividades malacológicas (coleta e tratamento dos caramujos com moluscicida), utilizam-se formulários específicos (Anexos C e D). O fluxo das informações malacológicas, geradas de acordo com os níveis institucionais, é mostrado no anexo E.

### 7.2.3.2 Moluscidas

Os moluscidas são substâncias empregadas para matar os moluscos. Para que um produto seja usado como moluscida, este precisa reunir algumas propriedades indispensáveis, a exemplo do que ocorre com outros defensivos:

- deve ser eficaz contra os moluscos, mesmo quando empregado em baixas concentrações;
- deve ter baixo custo, propriedade que nem sempre depende da primeira;
- não pode ser tóxico ao homem, aos animais aquáticos ou às plantas;
- não pode ter efeitos acumulativos nos tecidos do homem e dos animais aquáticos;
- deve ser de fácil manipulação.

No passado, diversos produtos com propriedades moluscidas foram testados e utilizados em campo. No entanto, apenas um produto permanece disponível comercialmente e é aprovado pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa) (CAS n.º 50-65-7) para uso em programas de controle: a niclosamida. Suas características são:

- Nome comum: niclosamida (BSI, ISO).
- Sinonímia: clonitralide.
- Nome químico: 2'5- dicloro- 4'-nitro-salicilanilida.
- Fórmula bruta:  $<C_{13}H_8Cl_2N_2O_4>$ .

Fórmula estrutural (veja a figura 61, a seguir):

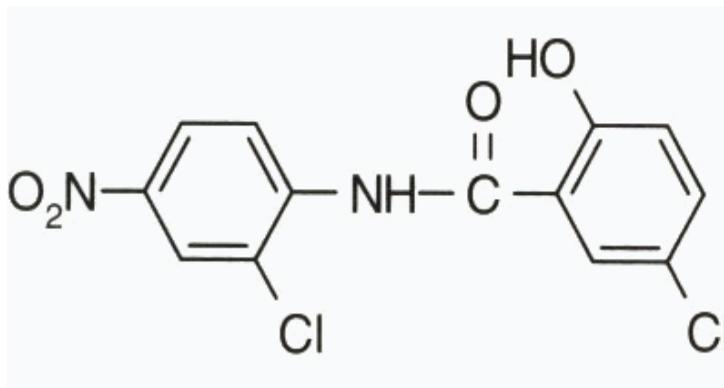


Figura 58. Fórmula estrutural da niclosamida.

- Grupo químico: salicilanilida.
- Classe: moluscida.
- Classificação toxicológica: produto técnico classe III.

- Emprego domissanitário: uso exclusivamente em campanhas de saúde pública, sob a responsabilidade do Ministério da Saúde.
- Tipo de formulação: pó molhável.
- Concentração máxima permitida: 70% de ingrediente ativo.
- Precauções para manipulação e uso: conserve a embalagem em lugar frio e seco. Guarde o produto fora do alcance de crianças, animais domésticos e longe de produtos forrageiros e alimentícios. Durante a manipulação, a preparação ou a aplicação do produto, use roupas de mangas compridas, chapéu de abas largas e botas. Evite que o produto não diluído entre em contato com a pele ou as mucosas. Durante o preparo das soluções, convém a utilização de máscara protetora contra pó. Após a manipulação do produto, remova as roupas e banhe-se com água e sabão. Em caso de intoxicação, pare de trabalhar imediatamente. A roupa contaminada deve ser despida. Em caso de contato com a pele, lave a parte atingida com água e sabão em abundância. Evite o contato do produto com os olhos. Caso isso aconteça, lave os olhos com água em abundância durante 15 minutos. Se houver irritação, consulte o médico. Não reutilize a embalagem vazia. Em caso de ingestão, provoque o vômito e procure cuidados médicos imediatamente. Não aplique o produto na presença de ventos fortes. Evite a inalação do produto.
- Propriedades: o composto puro é substância quase incolor, com ponto de fusão a 23°C. A solubilidade do produto na água é de 5 a 8ppm à temperatura normal. O sal se apresenta sob a forma de pó molhável a 70% do ingrediente ativo com cor amarela, muito estável, bem mais solúvel na água do que o produto puro. O produto técnico é cinza-amarelado.
- Ação: o produto mata uma grande variedade de caramujos, inclusive ovos, além de cestódeos e cercárias. Ele afeta a respiração e o metabolismo dos carboidratos, interferindo nos processos de oxidação. O produto é rapidamente decomposto na água e não exhibe efeitos de longo prazo. É altamente tóxico para peixes e outros vertebrados aquáticos; porém, a fauna local é rapidamente restabelecida com a interrupção da aplicação.

### 7.2.3.3 Algumas desvantagens dos moluscidas

No controle da *Biomphalaria* com produtos químicos sintéticos e/ou extratos vegetais, os resultados podem não ser satisfatórios, já que esses moluscos possuem diversas estratégias de defesa:

- retrair-se na concha, reduzindo a superfície de contato com o produto;
- enterrar-se no substrato;
- evitar doses letais do moluscida, afastando-se das zonas de maior concentração do produto dissolvido na água;

- formar lamelas na concha, sair da água e permanecer em diapausa fora do ambiente límfnico.

No caso da niclosamida, as principais desvantagens são:

- o alto preço do produto;
- o alto custo operacional do produto, devido à necessidade de repetidas aplicações deste até mesmo em pequenas áreas;
- o dano ambiental.

#### 7.2.3.4 Uso

##### (1) Equipamentos e técnicas de tratamento

São vários os métodos e os equipamentos empregados na aplicação de moluscidas. Entre eles:

- Regadores: são úteis para o tratamento de pequenos criadouros de água parada, desde que a vegetação não seja muito densa.
- Pulverizadores manuais portáteis: também conhecidos como bombas de pressão variável, são utilizados para tratamento de pequenos criadouros, com resultados satisfatórios. Atualmente, têm sido usados pulverizadores tipo Jacto ou Hudson, principalmente na complementação do trabalho com gotejadores.
- Pulverizadores motorizados: podem aplicar tanto soluções como pós secos. São especialmente indicados quando a superfície a ser tratada é de grande extensão. Quando a situação local permitir, podem ser usados equipamentos acoplados em veículos, com bons resultados. Deve-se considerar que, para o emprego desse tipo de equipamento, é exigido um maior contingente de pessoal para a operação.
- Gotejadores: existem vários modelos de gotejadores, alguns com resultados satisfatórios. Geralmente utilizam-se na sua construção tambores de 100 ou 200 litros, munidos de torneira e de tubo para entrada de ar, que funciona também como regulador da pressão interna. Uma vez regulados, tais gotejadores trabalham três ou seis horas sem que seja necessário regulá-los novamente. Em alguns modelos, para evitar o inconveniente da diferença de vazão (maior quando o tambor está cheio e menor ao esvaziar), a saída da calda é feita por mangueira ligada a um dispositivo flutuante.
- Aplicação de tabletes ou bolas em água corrente: formulações solúveis, disponíveis em tabletes, comprimidos ou bolas, podem ser usadas para tratamento de água corrente. Dissolvem-se lentamente, prolongando o tratamento. É um processo simples e econômico, que pode ser usado em qualquer tipo de curso d'água e mantém a concentração constante e uniforme. A forma mais indicada para aplicação, neste

caso, é a colocação do número necessário de bolas ou de tabletes numa tela fina de metal ou de tecido, mantida suspensa logo abaixo da superfície da água. O produto se dissolve ao longo de seis horas.

No caso da niclosamida, devem ser levadas em consideração as condições das coleções d'água, a saber: água parada (rasa ou profunda), água corrente e volume d'água. Esses são fatores cruciais à eleição da técnica a ser adotada.

Os moluscidas são usados em quantidades expressas em relação a volumes de líquido, a concentração. A concentração é expressa em partes por milhão, que se representa abreviadamente por suas iniciais "ppm". Assim, uma dosagem de moluscida de 1ppm corresponde à quantidade de 1 miligrama em um litro (1mg/l) ou, então, de 1 grama em um metro cúbico de líquido (1 metro cúbico de água é igual a 1.000 litros).

## **(2) Variações nas técnicas adotadas segundo os tipos de ambientes límnicos**

- Pequenas coleções hídricas: aquelas em que o tratamento pode ser feito na sua totalidade. Em alguns casos, a eliminação total dos caramujos pode ser pretendida. São consideradas pequenas coleções de água parada: escavações, poços, pegadas de animais, ligeiras depressões no terreno e brejos de pequenas dimensões. Já as pequenas coleções de água corrente são pequenos cursos de água, regos e filetes de água, que podem ser tratados com sucesso quando a vazão e a velocidade não excedem a 30 litros/segundo (l/s) e quando a velocidade média é igual ou inferior a 30 centímetros/segundo (cm/s). Acima dessa velocidade, o caramujo encontra dificuldade para se fixar às margens.
- Grandes coleções hídricas: estas devem ser cuidadosamente estudadas, pois muitas vezes a única solução viável, no caso de se optar por tratá-las, é a aplicação de moluscida nas margens, revolvendo a vegetação marginal com fortes jatos do equipamento aplicador. Já foi comprovado que em canais de terra, onde a água atinge até 60cm/s, esse tipo de vegetação atua como dissipador da energia hidráulica, permitindo a "ancoragem" de caramujos.
- Aplicação em água parada rasa: as pequenas coleções rasas, onde a profundidade não ultrapassa 10cm (na prática, à altura dos tornozelos), são tratadas à base de 300mg/m<sup>2</sup>. A medição do criadouro deverá ser feita de forma a determinar a profundidade, a largura e o comprimento médios, multiplicando-se então os valores encontrados.
- Aplicação em águas paradas profundas: fazem parte de pequenas coleções onde a profundidade média é superior a 10cm. Nesse caso, o cálculo é feito em relação ao volume líquido obtido, pelo mesmo processo de determinação de área do caso anterior, multiplicando-se o valor aqui pela média de diversas medidas de profundidade. Mede-se em três pontos e três comprimentos, calcula-se o valor médio para

ambos (em metros), faz-se a medida de 10 profundidades e calcula-se também a média. Após o cálculo, multiplicam-se os três resultados. O resultado final deve ser dado em metros cúbicos. Assim, obtém-se o volume estimado, a partir do qual será determinada a quantidade necessária em gramas ou miligramas, respeitados os limites máximos e mínimos estabelecidos (1,4 a 2,8 ppm).

- Aplicação em água corrente: Nesse tipo de criadouro, a técnica varia sensivelmente da anterior, pois, ao contrário da água parada, em condições normais, o volume d'água é proporcional ao tempo considerado. Chamamos *vazão* ao volume de água que se desloca na unidade de tempo, expresso em litros por segundo (1/s). Em grandes cursos d'água, deve ser expresso em metros cúbicos por segundo. A escolha do método para o cálculo da vazão depende, além das características do criadouro, das condições locais para seu uso (disponibilidade de pessoal capacitado e dos materiais exigidos). Recomenda-se, uma vez adequado ao tipo de criadouro a tratar, o emprego do método mais simples, não indispensavelmente o mais preciso.

### (3) Exemplos para a aplicação de moluscidas

#### a) Em água parada rasa

**1º exemplo:** Considerando-se uma profundidade média de 10cm (0,1 metro), a largura e o comprimento de 100 centímetros (1,0 metro), calcula-se a área.

*Assim:  $0,1 \times 1,0 \times 1,0 = 0,1m^3$  ou 100 litros.*

*Nesse volume deverá ser colocado um mínimo de 140mg e um máximo de 280mg do moluscicida ou, arredondando-se esse valor, 300 miligramas ou 0,3 gramas por metro quadrado. Essa quantidade poderá ser aplicada utilizando-se regadores ou bombas manuais ou mecanizadas. Quando forem usados regadores, recomenda-se fazer ensaios sem a niclosamida, apenas com água, para permitir uniformidade na aplicação, pois essa noção tem caráter subjetivo.*

*São indispensáveis a orientação, o acompanhamento e a supervisão ao teste de uniformidade, para que se obtenha procedimento uniforme por parte de todo o pessoal de operação. Deve ser aplicado  $0,3g/m^2$  e por regador.*

**2º exemplo:** Numa área marginal a uma lagoa, as chuvas fizeram transbordar a água, mas a altura não ultrapassou os tornozelos da pessoa que a percorreu (10cm). A largura média foi de 2 metros, e o comprimento médio foi de 8 metros.

*A quantidade a ser usada será:  $2 \text{ metros} \times 8 \text{ metros} (0,3g/m^2) = 1,6 \text{ grama}$  ou, aproximadamente, 2 gramas. A área é estimada multiplicando-se a largura pelo comprimento (no caso,  $2m \times 8m$ , igual a  $16m^2$  de área). A seguir, multiplica-se a área pela quantidade a ser usada por metro quadrado, ou seja,  $0,3 \text{ grama por metro quadrado}$ .*

*Assim:  $16 \times 0,3 = 4,8$ .*

No exemplo, caso dois regadores sejam utilizados, a quantidade calculada deve ser dividida por dois, colocando-se então 2,5 gramas em cada regador.

### b) Em águas paradas profundas

**3º exemplo:** Uma escavação de olaria (cujas profundidades medem 0,8m, 1,20m e 1,00m) apresenta uma largura média de 5 metros e um comprimento médio de 10 metros. A quantidade de niclosamida a ser utilizada será feita a partir:

- da determinação da profundidade média: soma das medidas (0,80 + 1,20 + 1,00 = 3,00) dividida pelo número de medidas (3), logo: 1m;
- e do cálculo de volume da coleção líquida a ser tratada: comprimento médio x largura média x profundidade média = 10m x 5m x 1m = 50m<sup>3</sup>.

Sabe-se que 2ppm correspondem a 2 miligramas por litro ou 2 gramas por metro cúbico.

Então: 50m<sup>3</sup> x 2 gramas/m<sup>3</sup> = 100 gramas de moluscicida.

### c) Em água corrente

A princípio, será necessário determinar com precisão a vazão, podendo ser usados, para tal fim, métodos diretos e indiretos.

- Método direto

Consiste em recolher água num recipiente de capacidade conhecida, medindo-se o tempo (em segundos) que o recipiente levou para ser enchido. Dividindo a capacidade conhecida do recipiente pelo tempo gasto em enchê-lo, teremos o volume por segundo e, portanto, a vazão. Deve-se tomar cuidado para que toda a água seja coletada, procurando fazê-la passar por uma bica, uma calha ou uma tubulação. Convém que sejam repetidas duas ou três observações para se obter um dado mais confiável. Nos métodos indiretos, dois processos são mais freqüentemente empregados, o do vertedor ou vertedouro e o processo do flutuador. O primeiro método faz uso de anteparo construído em madeira, de abertura triangular ou retangular.

**4º exemplo (método direto):** Usou-se um balde de 10 litros, que levou 5 segundos para ser enchido. A vazão será obtida dividindo-se os 10 litros pelos 5 segundos (o tempo necessário para enchê-lo), logo: 10 litros ÷ 5 segundos = 2 litros por segundo. A vazão é de dois litros por segundo. É importante lembrar que a vazão de um curso d'água varia de acordo com a época do ano e também com a chuva. Achada a vazão para uma concentração de 1ppm, multiplica-se o resultado por 21,6, encontrando-se, assim, a quantidade de grama do moluscicida a ser aplicada. A vazão é calculada em litros por segundos, 21.600 (que corresponde a 6 horas = 21.600 segundos) dividido por 1.000 = 21,6, que, multiplicado pela vazão, expressa o resultado em m<sup>3</sup>.

- Método indireto (vertedouro triangular)

É indicado para vazões de até 30 litros por segundo. Apresenta vantagem sobre o vertedouro retangular pela facilidade de medição da altura da água (carga), correspondente à lâmina de líquido que atravessa o vertedouro, diretamente por meio de régua ou escala graduada, medindo-se a distância do vértice da seção triangular até a superfície livre do líquido. A seguir, recorrendo-se à tabela (veja o anexo F), verifica-se a correspondência entre a altura medida e a leitura direta da vazão.

Cuidados devem ser tomados para que se coloque a graduação da régua para montante do vertedouro (virada para onde vem a água), pois a lâmina líquida sofre uma retração ou abaixamento para jusante após ultrapassar o vertedouro, sendo por isso a leitura falseada para menor. A régua deve ficar o mais próximo possível da vertical. É importante que se espere de 30 a 40 minutos após a instalação do vertedouro, para que se normalize o curso d'água e a leitura se faça sem distorções. Deve-se providenciar, ainda, para que toda a água passe pelo vertedor. Para isso, deve-se construir uma pequena e rústica barragem, de modo a amparar o vertedouro, permitindo que toda água passe pela abertura triangular. A barragem pode ser reforçada com gravetos, pequenos galhos com folhas, terra bem socada e estacas fincadas ao solo. Em leitos rochosos e leitos arenosos, torna-se difícil a instalação do vertedouro, razão pela qual é preferível o método do flutuador.

Vertedouro de fenda triangular (figura 59)

Vertedouro com reforço nas bordas laterais, para facilitar a fixação no solo.

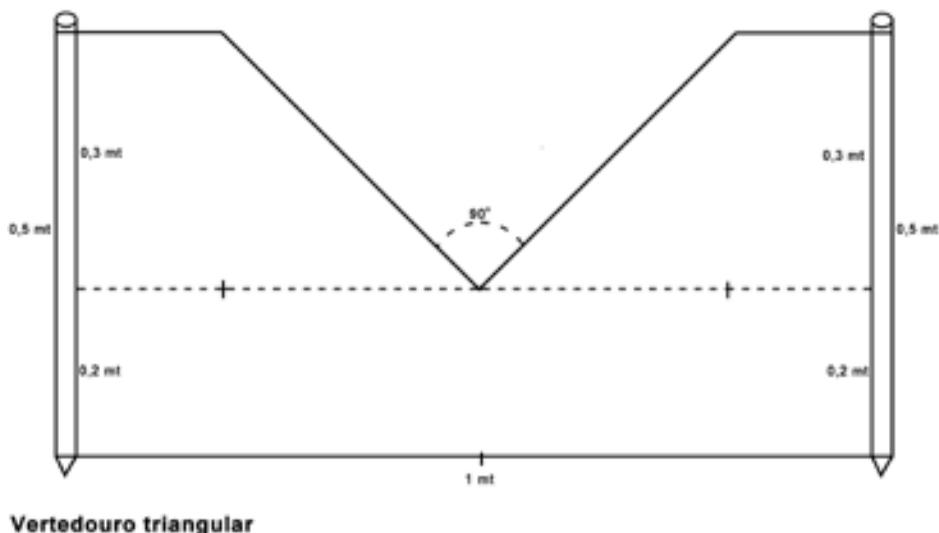


Figura 59. Vertedouro de fenda triangular.

A determinação de vazão dos cursos d'água com utilização dos vertedouros triangulares é facilitada pelo uso de tabelas construídas pela tabulação da fórmula:  $Q = 8/15 \cdot C \cdot$

**tg a/2.** Onde: “Q” representa o valor da vazão em metros cúbicos por segundo, devendo-se multiplicá-lo por mil para se achar o valor em litros por segundo; a letra “C” representa uma constante que depende do ângulo do vértice da abertura triangular do vertedouro; a abreviação “tg a/2” refere-se à tangente da metade do ângulo “a”, ângulo do vértice da abertura triangular, o qual não deve ser menor do que 25°, pois, caso contrário, ocorrem influências que vão falsear o resultado, tais como as devidas à capilaridade, à tensão superficial e à viscosidade; a letra “g” refere-se à aceleração da gravidade em metros por segundo quadrado, aproximadamente 9,8m/s<sup>2</sup> para as condições do litoral brasileiro; a letra “H” refere-se à altura da carga hidráulica, que corresponde à altura da lâmina de água medida do vértice da abertura triangular do vertedouro até a superfície livre do líquido.

Para facilitar a tabulação e mesmo a construção do vertedouro, iguala-se o ângulo “a” do vértice triangular a 90°. Dessa forma,  $Q = 8/15 \cdot C \cdot \text{tg } 90/2$ . Para o ângulo de 90°, “C” é igual a 0,6, e a fórmula pode ser simplificada ficando como variável apenas a altura “H” da carga hídrica.

A fórmula  $Q = 1,4 h^{5/2}$  é atribuída a Thompson. Já outros autores como Barnes e Gourley Crimp discordam, propondo respectivamente:  $Q = 1,34 H^{2,42}$  e  $Q = 1,32 H^{2,47}$ .

Para as nossas necessidades (em última análise, para aplicação do planorbicida), as variações são praticamente desprezíveis, além do fato de que, por razões práticas de organização de trabalho no campo, nenhum moluscicida terá seu uso recomendado numa dosagem única, mas dentro de um intervalo, de modo a facilitar os cálculos e a própria aplicação.

Assim, tabulando-se a fórmula simplificada  $Q = 1,4 H^{5/2}$  ou  $Q = 1,4 H^{2,5}$ , obtém-se a tabela apresentada em anexo (veja o anexo F), que só é válida para o ângulo de 90°.

Aí são encontrados a altura medida no vertedouro triangular na coluna H (cm) e o valor de vazão correspondente na coluna vertical Q (litros/segundo).

**5º exemplo:** O valor obtido no campo  $H = 6,0\text{cm}$ . A tabela dá 1,24 litro por segundo, valor da vazão. Analogamente, obtendo a altura de 10cm, entramos na tabela com o valor  $H (\text{cm}) = 10$  e, em frente, na coluna de vazão Q (litros/segundo), achamos o número 4,44, correspondente à vazão de 4,44 litros por segundo. Conhecida a vazão, a quantidade de moluscicida é calculada conforme o 4º exemplo.

- Método indireto (segundo o método do vertedouro retangular)

O vertedouro retangular tem mais largo emprego do que o triangular, isto é, aplica-se a vazões bem maiores do que as do anterior. São utilizados na medida de vazão o vertedouro retangular com soleira delgada (ou estreita) e o vertedouro retangular com contração (estreitamento da lâmina líquida). Deve-se observar que:

- 1º) seja empregado um vertedor padronizado;
- 2º) seja instalado em nível e aprumado, de modo que a soleira do vertedor esteja na horizontal e não se falseiem medidas;

3º) toda a água passe pelo vertedor;

4º) a altura da água (carga hidráulica) seja medida a montante do vertedor (de onde vem a água) em distância aproximada de 2 metros. Para isso, com o auxílio de uma régua colocada na soleira do vertedor, um nível de pedreiro ou de mangueira e uma estaca, cujo topo deve estar nivelado com a crista da soleira, determina-se a altura da água do topo da estaca ao nível superficial. Não se pode determinar, como no caso do vertedor triangular, a altura diretamente no vertedor, devido à retração ou ao abaixamento da lâmina de água ao atravessar o vertedor;

5º) as dimensões do vertedouro retangular guardem certas relações, sendo recomendado:  $C = 2H$ ;  $D = 3H$ .

As dimensões sugeridas e os limites de aplicação para vertedouros retangulares encontram-se no anexo G.

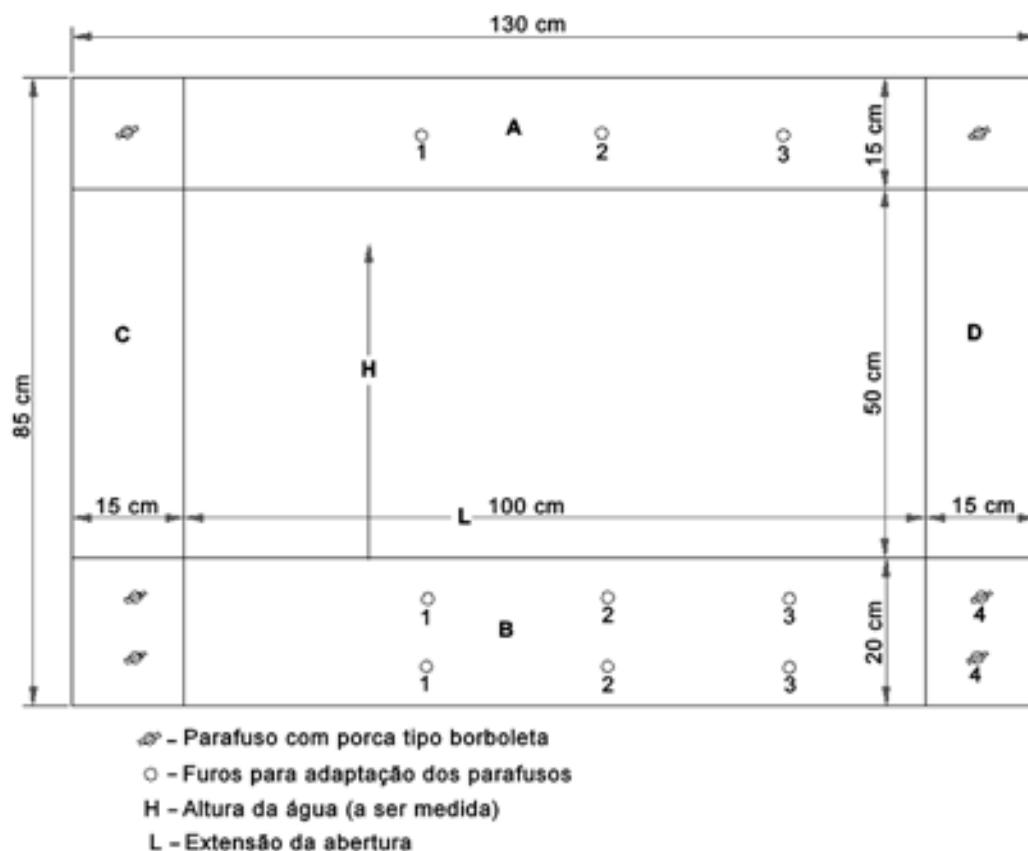


Figura 60. Vertedouro de fenda retangular.

### Vertedouro de fenda retangular

A tabela constante do anexo H, baseada na fórmula de Francis, permite (face o valor “H” em centímetros, correspondente à medida do topo da estaca em nível com a crista da soleira, até a linha da água ou o nível da água) que se determine a vazão na coluna em frente, correspondente, de acordo com a largura “L” do vertedouro (veja a figura 60).

**6º exemplo:** Utilizando-se o processo do vertedor retangular (cuja largura da abertura retangular mede 50 centímetros), encontrou-se a altura (H) da água igual a 20cm, tomada sobre o topo de uma estaca nivelada com a crista da soleira e colocada a 2 metros a montante. Podem ser determinadas a vazão e a quantidade de niclosamida num tratamento durante 6 horas.

Na tabela, para  $L = 50,0\text{cm} = 0,5\text{m}$  e, para altura  $(H) = 0,20\text{m}$ , encontramos na coluna vertical “L” 0,5m; descendo até a primeira (1) coluna vertical, referente a “H” em centímetros, para 20,0cm corresponde a vazão de 75,3 l/s.

Pelos cálculos, 75,3 l/s em 6 horas vão corresponder a um volume líquido de  $75,3\text{ l/s} \times 60\text{ minutos} = 162.648\text{ litros em 6 horas ou } 162,648\text{ m}^3$ .

Usando a dosagem de 2ppm, correspondente a 2 miligramas por litro ou 2 gramas por metro cúbico, devemos gastar:  $2\text{g} \times 162,648\text{m}^3 = 325,296$ , aproximadamente 325 gramas e 300 miligramas.

- Método indireto segundo o método do flutuador

Como vimos, o processo do vertedor apresenta limitações, como a necessidade da existência de trechos estreitos no curso d’água, a necessidade de uma barragem e de margens altas, além dos cuidados apontados. Já o processo do flutuador tem aplicação para trechos retilíneos, pouco encachoeirados, um curso tranqüilo.

O método do flutuador consiste em selecionar um trecho retilíneo do curso d’água da seção regular, longe de curvas e sem vegetações, corredeiras ou redemoinhos. Estendem-se duas cordas ou mede-se a distância a ser percorrida. Solta-se um flutuador no centro do curso d’água e marca-se o tempo que ele leva para percorrer a distância medida. Dividindo-se a distância em metros pelo tempo em segundos, obtém-se a velocidade do curso d’água em metros percorridos em cada segundo ou metros por segundo (m/s). A seguir, fazem-se várias medições de largura e tira-se a média. De igual forma, fazem-se várias medições de profundidade, tirando-se também a média. Multiplicando-se a largura média pela profundidade média, obtém-se a seção média, que, multiplicada pela velocidade média obtida, dá como produto a vazão média, em metros cúbicos.

**7º exemplo:** Num curso d’água, em um trecho retilíneo de curso tranqüilo, mediu-se uma distância de 20 metros, para a qual uma cortiça lastreada com chumbo levou 25, 30 e 35 segundos para percorrer. Fizeram-se três medidas de profundidade (com resultados de 0,60, 0,40 e 0,80 metros) e três medidas de largura (com resultados de 3, 4 e 5 metros). Qual a quantidade de niclosamida necessária para um tratamento de seis horas?

*Medidas:*

– Tempo médio = soma dos tempos ÷ número de verificações.

Assim: tempo médio =  $90 (25 + 30 + 35) \text{ segundos} \div 3 = 30 \text{ segundos}$ .

– Velocidade média = distância ÷ tempo.

Assim:  $20 \div 30 = 0,66 \text{ m/s}$ .

– Profundidade média = soma das profundidades ÷ número de verificações.

Assim: profundidade =  $1,8 (0,6 + 0,40 + 0,8) \text{ m} \div 3 = 1,8 \text{ m}$ .

– Largura média = soma das larguras ÷ número de verificações.

Assim:  $12 (3 + 4 + 5) \text{ m} \div 3 = 4 \text{ m}$ .

A vazão média (na data da medição) foi: velocidade média x profundidade média x largura média ( $0,66 \times 0,6 \times 4 = 1,584 \text{ m}^3/\text{s}$ ), ou seja, aproximadamente 1,6 metro cúbico por segundo ou  $1,6 \times 60 \text{ s} \times 60 \text{ min} \times 6 \text{ horas} = 34.560 \text{ metros cúbicos em 6 horas}$ . Colocando 2 gramas por metro cúbico, gastaremos  $34.560 \text{ m}^3 \times 2 \text{ g/m}^3 = 69.120 \text{ gramas}$  ou 69kg e 120g do produto.

A escolha do método para cálculo da vazão depende, além das características do criadouro, das condições locais para seu uso (disponibilidade de pessoal capacitado e dos materiais exigidos, listados no anexo I). Recomenda-se, uma vez adequado ao tipo de criadouro a ser tratado, o emprego do método mais simples, não indispensavelmente o mais preciso.

**d) Avaliação da eficácia de cada aplicação**

A eficácia de cada aplicação deve e pode ser verificada realizando-se testes sobre a ação residual do moluscicida, com observação de seus efeitos sobre peixes e camarões, bem como sobre caramujos contidos em gaiolas. A pesquisa com caramujos pode também ser feita como avaliação do controle.

**7.2.3.5 Testes químicos sobre a ação residual dos moluscicidas**

Testes quantitativos para comprovar a presença do moluscicida aplicado são possíveis caso se conte com suporte laboratorial, pois é necessário o uso de equipamento com alguma sofisticação. É importante saber o grau de dispersão do moluscicida usado ao tratar especialmente águas correntes. Para esse fim, são colhidas amostras d'água em locais selecionados, durante e após a aplicação. Esses locais devem estar situados a intervalos regulares. A primeira amostra deve ser colhida logo após o início da aplicação. A seguir, colhem-se amostras de uma em uma ou de duas em duas horas, até que se esteja seguro de que os caramujos tenham estado expostos a concentrações suficientes do moluscicida por pelo menos seis horas, para que todos tenham sido eliminados.

### **7.2.3.6 Testes para medir a eficácia do moluscicida**

Quando não se dispuser de meios para a determinação quantitativa por testes químicos, a determinação do tempo requerido para a eliminação de caramujos confinados poderá dar uma indicação sobre a eficácia dos produtos moluscicidas.

#### **a) Uso de caramujos em gaiolas**

Devem ser expostos em caixas teladas suspensas na água, a intervalos uniformes de 100 a 200 metros, ao longo dos cursos d'água. A mortalidade, num período de um a três dias após o tratamento, serve como medida da dispersão alcançada com o moluscicida utilizado.

#### **b) Observação da mortalidade de peixes**

Os peixes poderão ser expostos em gaiolas e observados periodicamente para a verificação da mortalidade. Os caramujos são mais resistentes a certos moluscicidas do que os peixes, e estes, por sua vez, são menos resistentes do que os camarões.

#### **c) Pesquisa de caramujos após o tratamento**

Outra maneira de se avaliar a eficácia do tratamento é pela pesquisa de caramujos após a aplicação do moluscicida. O número e o intervalo dessas capturas podem, a critério técnico, ser variáveis. Recomenda-se, entretanto, que a primeira pesquisa de controle seja realizada entre três e sete dias após o tratamento e, daí em diante, mensalmente. Caso haja necessidade, o criadouro deverá ser tratado novamente. É necessário esclarecer que a pesquisa de controle deverá ser realizada nos mesmos locais e da mesma forma que o levantamento inicial. Para a medida são contados apenas os caramujos vivos e o número total de exemplares coletados, cotejado com aquele correspondente à pesquisa prévia ao tratamento.

### **7.2.4 Métodos alternativos em investigação: plantas moluscicidas**

Como descrito no presente capítulo, os métodos biológicos, físicos e químicos requerem novos estudos e complementaridade no seu uso, pois nenhum deles é totalmente efetivo na diversidade de ambientes em que podem ser encontrados os moluscos transmissores. Embora a niclosamida seja o mais potente moluscicida utilizado no mundo, sua ação biocida, seu alto custo e a dificuldade de seu transporte para distantes áreas rurais tornam necessário o investimento em novas pesquisas, em busca de alternativas mais bem sucedidas de controle malacológico.

A necessidade de moluscicidas eficientes e ecologicamente aceitáveis acompanhou a tendência de se pesquisar plantas na busca de substâncias ativas para o desenvolvimento de produtos alternativos, uma vez que a simultaneidade do tratamento humano e do tra-

tamento de criadouros de importância epidemiológica é condição que tem sido valorizada para o controle da esquistossomose.

Os moluscidas de origem vegetal foram testados pela primeira vez na década de 1930. Desde então, já foram estudadas, por sua capacidade moluscicida, cerca de 1.100 espécies vegetais no mundo (MOTT, 1987) e, aproximadamente, 360 no Brasil (JURBERG et al., 1989). Entre as primeiras espécies testadas no Brasil estão os extratos aquosos de caules de *Serjania* spp. (cipó-timbó) e de frutos de *Sapindus saponaria* L. (Sapindaceae) (saboneteira, sabão), cuja atividade foi avaliada utilizando-se *Biomphalaria glabrata*. A ação moluscicida observada em tais plantas foi associada às saponinas presentes nestas. Na extensa revisão de Mott (1987), cerca de 20 espécies foram descritas como tendo alto potencial letal para as espécies vetoras da esquistossomose. Entretanto, nenhuma delas atende a todos os requisitos referidos pelo comitê de especialistas da Organização Mundial da Saúde (OMS) (WORLD HEALTH ORGANIZATION, 1983) como essenciais para que uma planta possa vir a ser usada em larga escala como moluscicida. De todas as plantas referidas na literatura, a *Euphorbia milli* (syn. *splendens*) var. *hislopii*, conhecida popularmente no Brasil como “Coroa de Cristo”, cuja propriedade moluscicida foi identificada por Vasconcellos e Schall em 1986, apresenta a mais baixa concentração letal já referida e atende ao primeiro requisito colocado pela OMS, que estabelece em até 20ppm o valor das  $DL_{90}$ , para que uma planta seja considerada efetiva. A partir de sua descoberta, tal planta vem sendo investigada, e os principais resultados foram descritos por Schall et al. (2001).

A espécie *Euphorbia splendens* var. *hislopii* é ornamental, originária de Madagascar (figura 61), e foi introduzida no Brasil como cerca viva, sendo conhecida como “Coroa de Cristo”, “Coroa de Nossa Senhora”, “Duas Amigas”, “Colchão de Noiva” e “Martírios”. Trata-se de uma planta que pode ser facilmente cultivada em áreas endêmicas e produz grande quantidade de látex durante todo o ano, como demonstraram Baptista et al. (1994, 1997).



Figura 61. “Coroa de Cristo” (*Euphorbia splendens* var. *hislopii*).

Pelos dados de laboratório, as doses letais da solução aquosa do látex da espécie *Euphorbia milli* var. *hislopii* para 90% dos caramujos (DL<sub>90</sub>) foram menores que 0,5ppm para as espécies *B. glabrata* e *B. tenagophila* criadas em laboratório e 4,00ppm para a espécie *B. tenagophila* trazida do campo (VASCONCELLOS; SCHALL, 1986). Em estudo posterior, as DL<sub>90</sub> obtidas variaram de 0,13ppm para a espécie *B. glabrata* (com látex liofilizado) a 4,00ppm para a espécie *B. pfeifferi* (com látex “*in natura*”) (SCHALL et al., 1998). Neste estudo, foram também estabelecidas as DL<sub>90</sub> para as espécies *B. straminea* e *Bulinus* sp. Com base neste trabalho, a demonstrada ação letal para os moluscos vetores da esquistossomose na África (*B. pfeifferi* e *Bulinus* sp.) abre perspectivas para estudos de campo no referido continente, onde a esquistossomose apresenta altas prevalências em vários países.

Investigações posteriores (VASCONCELLOS; AMORIM, 2003) demonstraram o efeito letal das soluções aquosas do látex da *E. milli* para o molusco *Lymnaea columella*, atestando o seu potencial de controle dessa espécie. O molusco *L. columella* é, no Brasil, o principal hospedeiro intermediário da *F. hepatica*, um verme trematódeo que causa a fasciolose, uma zoonose que afeta apenas esporadicamente o homem, mas que é muito freqüente no gado e em outros herbívoros, causando grandes prejuízos em países dedicados à pecuária. Em um teste de campo em área restrita, os autores demonstraram a ação letal de soluções aquosas do látex na concentração de 5mg/l, que causou a mortalidade de 97,4% dos moluscos livres nos canais tratados e de 100% dos exemplares mantidos em caixas submersas como caramujos sentinelas. Os autores justificam a pequena proporção de animais livres sobreviventes (2,6%), sugerindo mecanismos de escape dos moluscos na água na presença do moluscicida. No mesmo trabalho, os cientistas relatam a mortalidade de 100% dos moluscos das espécies *B. tenagophila* e *M. tuberculatus* presentes no ambiente, bem como a mortalidade, com uma taxa bem menor (40%), da espécie *Pomacea* sp.

Diversos estudos já publicados apresentam os dados toxicológicos dos ésteres de diterpenos isolados de *E. milli*. Os dados obtidos demonstram que, em sua maioria, os ensaios toxicológicos não apresentam qualquer propriedade carcinogênica das substâncias ativas. Até mesmo o forbol não induziu hiperplasia, sendo apenas irritante para a pele, como as demais substâncias, o que requer cuidados no momento de coleta do látex e de preparação das soluções. Outros testes toxicológicos com utilização do látex integral já foram concluídos com resultados encorajadores, tais como: o produto não apresenta atividade mutagênica, genotóxica, nenhum efeito citotóxico até 200ppm, nem efeito tóxico agudo até 445ppm. Em testes de irritabilidade cutânea, a reação irritante observada foi acima de 3.500ppm. Também não foram demonstrados efeitos embriofetotóxicos e de co-carcinogenicidade em concentrações compatíveis com as utilizadas em campo (revisão de Schall et al. (2001)).

O látex é um moluscicida fotodegradável menos tóxico do que a niclosamida para peixes (*Brachydanio rerio* e *Poecilia reticulata*), microcrustáceos (*Daphnia similis*, *Ceriodaphnia dubia* e *Artemia* sp.), oligoqueta (*Tubifex tubifex siolli*) e larvas de mosquitos de

primeiro e terceiro estágios (*Aedes aegypti*, *A. fluviatilis* e *Anopheles albiparvus*). O látex não inibiu o crescimento de algas clorofíceas (*Selenastrum capricornutum* e *Chlorella vulgaris*) e não apresentou efeito inibitório para bactérias (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* e *P. putida*). A atividade sobre *B. glabrata* foi rapidamente perdida quando soluções de látex foram expostas à luz visível (OLIVEIRA FILHO, 1995). Estudo mais recente (em que se compara a ação da niclosamida com o látex liofilizado) mostra que este último é mais seletivo para os caramujos vetores e não afeta outras espécies do meio ambiente, como faz a niclosamida.

Atualmente, existe um crescente interesse no desenvolvimento de tecnologias apropriadas que permitam às comunidades afetadas o uso de produtos naturais com propriedades moluscidas. Sua utilização deve ser encaminhada na forma de um sistema auto-sustentável de cultivo e aplicação dentro de um programa integrado de controle da doença (BAPTISTA et al., 1994). Tais estratégias se ressaltam, tendo-se em vista o alto custo dos moluscidas sintéticos (bem como sua toxicidade generalizada para a flora e a fauna dos ambientes tratados) e algumas dificuldades operacionais de transporte e aplicação, o que os torna proibitivos para essa finalidade.

De acordo com a revisão de Mott (1987), são necessários alguns procedimentos e certas investigações fundamentais para que possa ser autorizado o uso de um moluscida vegetal no ambiente. Começa pela sua identificação taxonômica por especialista e pela investigação de sua ação em laboratório. Se for comprovada sua eficácia em laboratório, é preciso investigar o princípio ativo da planta e suas propriedades toxicológicas, pois não deve oferecer riscos para os seres humanos e o ambiente. Tais pesquisas podem durar até dez anos ou mais. Só após todos esses estudos a planta será avaliada no campo. A seguir, apresentamos algumas das etapas para o planejamento de um estudo de campo:

- 1ª) Reconhecimento dos criadouros das espécies vetoras para tratamento experimental com as soluções do moluscida vegetal.
- 2ª) Identificação de ambientes de controle com características semelhantes aos experimentais e em sua proximidade.
- 3ª) Levantamento malacológico dos ambientes experimentais e de controle, após demarcação das estações de coleta.
- 4ª) Coleta da planta ou de um produto da planta em local padronizado e preparação das soluções baseadas em cálculos, para estimativa da concentração a ser aplicada.
- 5ª) Realização da aplicação das soluções nos ambientes experimentais.
- 6ª) Levantamento malacológico posterior à aplicação (seguimento) durante 18 meses.
- 7ª) Análise final dos dados obtidos; comparação destes dados com dados da literatura relativos a outros produtos naturais e à niclosamida; publicação dos resultados; e

recomendações de pesquisas complementares ou prescrições de uso do produto em áreas endêmicas.

Atualmente, no Brasil, a legislação ambiental exige autorização ou licença para os testes em campo de novas substâncias, autorização que pode ser obtida junto ao órgão governamental responsável, como o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (Ibama). Como se pode perceber, um estudo de plantas ou de produtos de plantas com ação moluscicida requer anos de investigação e o envolvimento de diversos especialistas com atuação multidisciplinar.

### **7.3 Procedimentos para o controle do caramujo africano: *Achatina fulica* Bowdich, 1822**

O controle do caramujo africano, descrito a seguir, baseia-se nas Instruções Normativas do Ibama n.º 73, de 18 de agosto de 2005 (BRASIL, 2005), e n.º 109, de 3 de agosto de 2006 (BRASIL, 2006b), que são reproduzidas nos anexos “j” e “k” deste manual.

#### **Procedimentos**

##### 1º) Identificação do caramujo

Ao se perceber a presença de caramujos terrestres grandes, é muito importante certificar-se de que se trata do caramujo africano, pois existem espécies nativas, ou seja, da nossa fauna, muito semelhantes. No capítulo 2 deste manual, podem ser observadas conchas de *A. fulica* de diferentes tamanhos e de uma espécie nativa (*Megalobulimus* sp.) frequentemente confundida com o caramujo africano, pelo seu grande tamanho. Em caso de dúvida sobre a identificação, envie o material ao Ibama, às universidades, aos centros de pesquisa ou às autoridades municipais (secretarias municipais de saúde, secretarias municipais de meio ambiente, defesa civil, etc.) com base nos seguintes procedimentos:

- Colete os exemplares (pelo menos 5 ou 6) com a utilização de luvas ou sacos plásticos e os coloque em álcool comercial. A concha vazia ou uma boa foto também servem para identificação.
- Cole uma etiqueta de papel, escrita a lápis (com a data da coleta, o nome do local e o nome do coletor), no recipiente contendo os exemplares fixados no álcool.

Uma vez confirmada a identificação, entre em contato com as autoridades municipais citadas para lhes comunicar a ocorrência do caramujo africano e receber orientações sobre os procedimentos de controle em sua cidade.

Importante: as espécies nativas que se assemelham a esse caramujo raramente ocorrem em grandes populações. Diferentemente, os caramujos africanos geralmente possuem densas populações, o que constitui a principal fonte de problemas a que estão relacionados.

## 2º) Controle do caramujo africano em residências (jardins, hortas e quintais) ou bairros

Colete os caramujos manualmente, utilizando luvas de borracha (ou similar), e os coloque em um recipiente como balde ou saco. Os melhores horários para o procedimento são pela manhã bem cedo ou no final da tarde, pois, como os demais moluscos terrestres, o caramujo africano evita a exposição ao sol forte, que o desidrata. Com um martelo ou um instrumento similar, quebre as conchas dos moluscos coletados e, em seguida, cave um buraco no terreno e coloque em seu interior, sempre que possível, uma pá de cal virgem, para evitar a contaminação do lençol freático, principalmente no caso de ser coletada uma grande quantidade de exemplares. É importante coletar também os ovos do caramujo, que são encontrados semi-enterrados no solo. Os ovos são facilmente reconhecidos, pois têm aproximadamente 5mm de diâmetro, forma arredondada, casca calcária amarelada e geralmente são encontrados em grande número. Em seguida à busca e à coleta de ovos, esmague-os bem e siga o mesmo procedimento citado para os caramujos. Caso não seja possível enterrar os caramujos e os ovos coletados, todos – depois de destruídos – devem ser colocados em sacos hermeticamente fechados, separados do lixo doméstico, e em seguida entregues ao sistema de coleta do município.



Figura 62. Procedimentos de controle de *A. fulica*: adultos e ovos.

O controle periódico é fundamental e, para tanto, a operação deve ser repetida sempre que novos caramujos forem localizados. Um único caramujo pode colocar até 400 ovos por desova, o que acarreta uma rápida reinfestação no ambiente.

Recomenda-se que os procedimentos de controle sejam realizados em toda a área da infestação, o que requer coletas periódicas e a participação da comunidade (vizinhos, associações de moradores ou o poder público) sempre que possível.

Importante:

- Não use sal para controlar os caramujos, para evitar a salinização do solo, o que poderá destruir gramados e outras plantas por muito tempo.
- Não utilize moluscidas ou venenos, pois são muito tóxicos e outros animais e mesmo pessoas podem ser contaminados e até morrer.
- A incineração dos exemplares também pode ser feita, desde que sejam tomados os devidos cuidados para se evitar acidentes durante o procedimento ou mesmo evitar que o fogo se espalhe. Mesmo quando incineradas, as conchas dos animais devem ser quebradas, para que não se tornem criadouros de larvas de insetos, como os da dengue, da malária, etc.
- Não coma caramujos encontrados livres no ambiente, crus ou que tenham sido mal cozidos.
- O caramujo africano não é um animal perigoso. Ele não morde, não pica e não tem veneno. Como para qualquer outro animal que vive livre em ambiente aberto, existe o risco de o caramujo africano transmitir doenças para o homem, razão pela qual se recomenda o uso de luvas de borracha ao manuseá-lo. Em caso de contato com o caramujo ou do contato de seu muco direto com a pele, basta lavar bem a área com água e sabão.
- Embora não haja, no Brasil, relatos de casos de transmissão de zoonoses (angiostrongilose abdominal e meningoencefalite eosinofílica) pelo caramujo africano, os procedimentos recomendados para a higienização de verduras, frutas e legumes consumidos crus são os que se seguem: lave bem esses alimentos em água corrente e deixe-os de molho por 30 minutos em solução de hipoclorito de sódio a 1% (1 colher de sopa de água sanitária diluída em 1 litro de água filtrada). Com esses procedimentos é possível evitar, além de outros parasitos, a infecção por larvas de *Angiostrongylus* spp. eliminadas no muco deixado pelos moluscos, que podem contaminar os alimentos e causar as zoonoses citadas.

#### 7.4 Ações de educação em saúde associadas ao controle malacológico

A esquistossomose é um exemplo típico de doença endêmica relacionada aos modos de viver, às práticas e às atitudes das populações, motivos pelos quais as medidas para o seu controle exigem, necessariamente, o envolvimento da comunidade. Nesse sentido, é imprescindível o aporte de metodologias próprias de educação em saúde capazes de viabilizar a concretização da participação comunitária.

Nas áreas endêmicas urbanas e rurais, particularmente nas regiões desfavorecidas, onde as populações vivem mais isoladas, a educação em saúde tem de se basear nos contatos pessoais, na aproximação dos grupos primários e na elaboração de programas coordenados com outras entidades – a escola, a igreja, as organizações de fomento agrícola e outras.

Um fator fundamental no trabalho de assegurar a participação individual e coletiva das populações nos programas de prevenção é a capacidade do profissional de saúde de se identificar emocionalmente com a tarefa. É difícil que alguém consiga qualquer resultado ponderável, no campo da educação, com uma aproximação fria, embora competente, do problema humano.

Cada profissional de saúde deve aproveitar todas as oportunidades do trabalho para ser um educador, de modo que em cada contato seu com os doentes ou com os membros da comunidade se estabeleça verdadeiramente uma comunicação de idéias e de sentimentos. Não há técnica nem material educativo que possa substituir essa capacidade de compreender e de fazer compreender.

Não existem métodos padronizados para essa tarefa de educação em saúde, pois a educação é fundamentalmente educação social. Como os grupos e as pessoas não são estáticos, cada situação deve ser enfrentada com uma atitude experimental. A avaliação deve ser um processo constante e a base da qual devem ser replanejadas e reorientadas as atividades de campo.

Um programa de controle da esquistossomose tem de ser planejado de forma integrada com os projetos que objetivam melhorar as condições sociais da população sob risco. A abordagem que inclui a comunidade por meio de programas integrados para a melhoria das condições gerais de saúde e de vida é a única que pode assegurar resultados duradouros e econômicos no controle da esquistossomose.

As seguintes medidas são exemplos de procedimentos, coletivos e individuais, úteis contra os caramujos na prevenção da esquistossomose:

- não deixar que poças de água se formem em torno de habitações, pois os caramujos conseguem viver nelas e as pessoas, sobretudo as crianças, podem facilmente se contaminar;
- limpar os leitos dos riachos e das valas para aumentar a velocidade e a força das águas e, assim, dificultar a sobrevivência dos caramujos nas margens e no fundo desses locais;
- evitar que restos de comida, inclusive de animais, e outros produtos ricos em matérias orgânicas cheguem até as águas, pois servem de alimento para os caramujos;
- pessoas que vivem em locais rurais e isolados, que por qualquer motivo não possam usar sanitários, devem procurar locais distantes das águas para fazer suas necessidades fisiológicas e cobrir as fezes com terra;

- as pessoas obrigadas a trabalhar dentro de águas suspeitas de contaminação devem usar botas e luvas impermeáveis, para diminuir o risco de pegar a esquistossomose;
- quando as atividades de trabalho, de banho e de recreação precisarem ser realizadas inevitavelmente nos mesmos locais, as pessoas devem fazê-las em localidades distantes dos pontos de dejetos e de focos conhecidos de caramujos;
- evitar entrar em águas suspeitas de contaminação em horários mais quentes e de maior luminosidade (entre as 9h e as 16h), horários tidos, reconhecidamente, como de maior atividade de transmissão da esquistossomose.

Na implementação desses procedimentos, é indispensável que todos, tanto indivíduos quanto grupos sociais, estejam conscientes das razões pelas quais as medidas estão sendo aplicadas e compreendam sua importância e também suas limitações.

## 8 Distribuição dos Moluscos Hospedeiros Intermediários de *Schistosoma mansoni* no Brasil, *Biomphalaria glabrata*, *B. straminea*, *B. tenagophila*

Os dados da distribuição de *B. glabrata*, *B. straminea* e *B. tenagophila* no Brasil foram obtidos dos bancos de dados fornecidos pela Gerência Técnica de Esquistossomose da Secretaria de Vigilância em Saúde do Ministério da Saúde do Brasil, pelo Laboratório de Helminthoses Intestinais do Centro de Pesquisas René Rachou/Fiocruz e pelo Departamento de Malacologia do Instituto Oswaldo Cruz/Fiocruz. Além disso, devem ser mencionados os inúmeros registros de moluscos resultados dos trabalhos do PCE ao longo dos anos, contidos em relatórios encaminhados à Gerência Técnica. Os bancos de dados, alimentados por numerosas fontes e publicações, continham informações relacionadas à ocorrência, por estado e município, de *B. glabrata*, *B. tenagophila* e *B. straminea*. Utilizou-se uma base geográfica dos municípios brasileiros fornecida pela Companhia de Processamento de Dados do Estado de Minas Gerais (Prodemge) para o geoprocessamento desses dados. O *software* utilizado foi o MapInfo, versão 6.5. Em função das características da coleta dos dados, optou-se pela espacialização utilizando-se as coordenadas das sedes municipais para representar o município.

Pelo menos uma das três espécies vetoras do *S. mansoni* foi notificada em 24 dos 26 estados brasileiros, além do Distrito Federal. Em apenas dois estados não foi verificada, até o momento, a presença desses moluscos: Amapá e Rondônia.

### 8.1 *Biomphalaria glabrata*

A distribuição desta espécie está quase sempre associada à distribuição da esquistossomose. Um outro fato a ser considerado quando se discute a importância epidemiológica

desta espécie é a sua ampla distribuição. De fato, *B. glabrata* já foi notificada em 16 estados brasileiros, além de no Distrito Federal, e em 806 municípios de uma área delimitada pelos paralelos 0° 53'S (Quatipuru, PA), 29° 51'S (Esteio, RS), 53° 44'S (Toledo, PR) e a linha costeira (figura 63).

Distribuição geográfica: Alagoas, Bahia, Distrito Federal, Espírito Santo, Goiás, Maranhão, Minas Gerais, Pará, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Piauí, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, São Paulo e Sergipe.

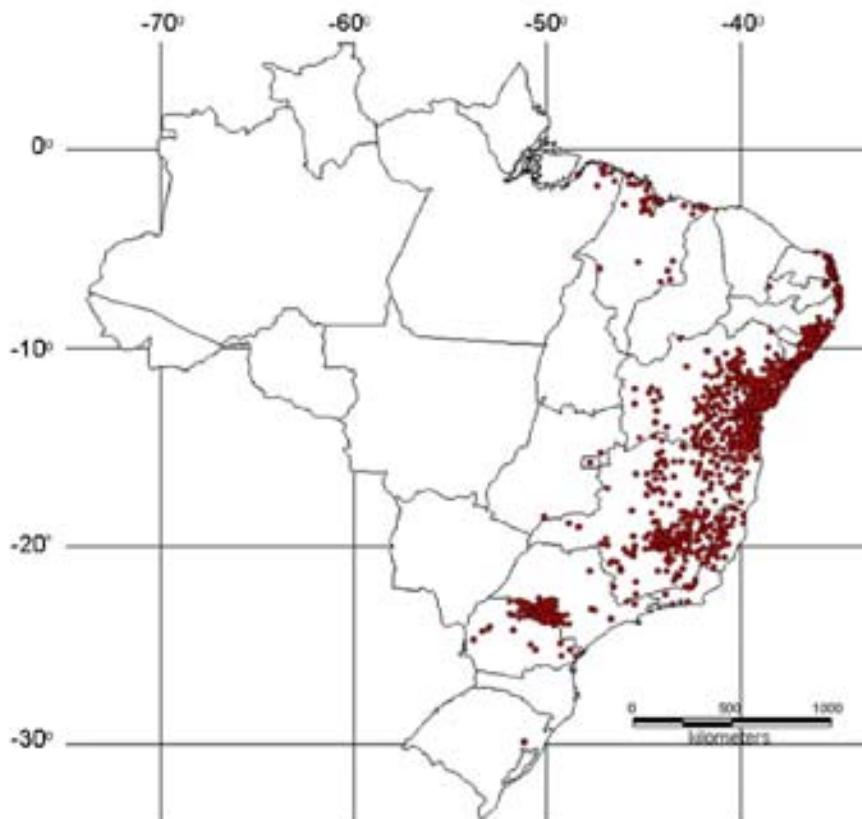


Figura 63. Distribuição geográfica de *Biomphalaria glabrata* no Brasil. Figura extraída de Carvalho e Caldeira (2004)

A área central de sua distribuição corresponde às mesorregiões Nordeste, Centro e Norte da Bahia, Região Metropolitana de Salvador (Estado da Bahia); Região Central, Vale do Mucuri, Vale do Rio Doce, Região Metropolitana de Belo Horizonte e Zona da Mata (Estado de Minas Gerais). Ocorre ainda na metade oeste do Estado do Espírito Santo, correspondendo às mesorregiões Noroeste Espírito Santense, Central Espírito Santense e Sul Espírito Santense. A partir daí, a espécie pode ser encontrada, de forma quase contínua, para o norte, numa faixa costeira através dos estados de Sergipe, Alagoas, Pernambuco,

Paraíba e Rio Grande do Norte. Está ausente no Estado do Ceará e apenas uma população é reportada para o Estado do Piauí. No Estado do Maranhão, são encontradas várias populações distribuídas pelo interior e pelo litoral. No Estado do Pará, a espécie atinge o limite norte de sua distribuição no município de Quatipuru (0°53'58"S). Nas regiões Sudeste e Sul, é encontrada nos estados de São Paulo e Paraná, observando-se um aglomerado da espécie na divisa desses dois estados. Está ausente no Estado de Santa Catarina, enquanto no Rio Grande do Sul encontra-se uma única população, no município de Esteio (29°51'07"S), extremo sul de sua distribuição.

### 8.1.1 Ocorrência de *Biomphalaria glabrata* por município

**Alagoas** – Arapiraca, Atalaia, Belém, Boca da Mata, Cajueiro, Capela, Coité do Nóia, Coruripe, Girau do Ponciano, Igaci, Jacuípe, Jundiá, Junqueiro, Lagoa da Canoa, Limoeiro de Anadia, Maceió, Maragogi, Marechal Deodoro, Maribondo, Mar Vermelho, Matriz de Camaragibe, Murici, Palmeira dos Índios, Passo de Camaragibe, Paulo Jacinto, Penedo, Piaçabuçu, Pilar, Pindoba, Quebrangulo, São José da Laje, São Luís do Quitunde, São Miguel dos Campos, São Sebastião, Satuba, Tanque D'Arca, Traipu, União dos Palmares, Viçosa, Anadia. **Bahia** – Abaíra, Acajutiba, Adustina, Água Fria, Aiquara, Alagoinhas, Almadina, Amargosa, Amélia Rodrigues, América Dourada, Anagé, Andaraí, Andorinha, Angical, Anguera, Antônio Cardoso, Antônio Gonçalves, Aporá, Apuarema, Araçás, Aramarí, Aratuípe, Aurelino Leal, Baianópolis, Baixa Grande, Banzaé, Barra da Estiva, Barra do Choca, Barra do Rocha, Barreiras, Belo Campo, Biritinga, Boa Nova, Boa Vista do Tupim, Bom Jesus da Serra, Boninal, Bonito, Brejões, Brumado, Buerarema, Caatiba, Cabaceiras do Paraguaçu, Cachoeira, Caculé, Caém, Caetanos, Caetite, Caldeirão Grande, Camaçari, Camamu, Campo Alegre de Lourdes, Campo Formoso, Canavieiras, Candeal, Candeias, Cândido Sales, Capela do Alto Alegre, Capim Grosso, Caraíbas, Cardeal da Silva, Castro Alves, Catolândia, Catu, Caturama, Cipó, Coaraci, Cocos, Conceição da Feira, Conceição do Almeida, Conceição do Coité, Conceição do Jacuípe, Conde, Condeúba, Contendas do Sincora, Coração de Maria, Cordeiros, Coribe, Carinhanha, Cravolândia, Crisópolis, Cristópolis, Cruz das Almas, Dário Meira, Dias D'Ávila, Dom Macedo Costa, Elísio Medrado, Encruzilhada, Entre Rios, Esplanada, Eunápolis, Feira de Santana, Filadélfia, Firmino Alves, Floresta Azul, Gandu, Gavião, Glória, Gongogi, Governador Mangabeira, Guajeru, Guanambi, Guaratinga, Heliópolis, Iaçu, Ibiassucê, Ibicoara, Ibicuí, Ibiquera, Ibirapitanga, Ibirapuã, Ibirataia, Ibitiara, Ichu, Igrapiúna, Iguai, Ilhéus, Inhambupe, Ipecaeta, Ipiáú, Ipirá, Irajuba, Iramaia, Iraquara, Irará, Irecê, Itaberaba, Itabuna, Itacaré, Itaete, Itagi, Itagiba, Itaju do Colônia, Itajuípe, Itamari, Itambé, Itanagra, Itanhém, Itaparica, Itapé, Itapetinga, Itapicuru, Itapitanga, Itaquara, Itarantim, Itatim, Itiruçu, Itiúba, Itororó, Ituaçu, Ituberá, Jacaraci, Jacobina, Jaguaquara, Jaguarari, Jaguaripe, Jandaíra, Jequié, Jeremoabo, Jiquiriçá, Jitaúna, Jucuruçu, Jussari, Jussiape, Lafaiete Coutinho, Lagoa Real, Laje, Lajedinho, Lajedo do Tabocal, Lamarão, Lauro de Freitas, Lençóis, Licínio de Almeida, Livramento do Bru-

mado, Macajuba, Macarani, Madre de Deus, Maetinga, Maiquinique, Mairi, Malhada de Pedras, Manoel Vitorino, Maracás, Maragogipe, Maraú, Marcionílio Souza, Mata de São João, Miguel Calmon, Milagres, Mirangaba, Mirante, Morro do Chapéu, Mortugaba, Mucugê, Mundo Novo, Muniz Ferreira, Muritiba, Mutuipe, Nazaré, Nilo Peçanha, Nova Canaã, Nova Fátima, Nova Ibiá, Nova Itarana, Nova Redenção, Nova Soure, Novo Horizonte, Olindina, Ouricangas, Ourolândia, Palmeiras, Paripiranga, Pau Brasil, Pé de Serra, Pedrão, Piata, Pindobaçu, Pintadas, Pirai do Norte, Piripa, Piritiba, Planaltino, Planalto, Poções, Pojuca, Ponto Novo, Potiraguá, Presidente Jânio Quadros, Presidente Tancredo Neves, Quixabeira, Rafael Jambeiro, Riachão do Jacuípe, Ribeira do Amparo, Ribeira do Pombal, Ribeirão do Largo, Rio de Contas, Rio do Pires, Rio Real, Ruy Barbosa, Salvador, Santa Bárbara, Santa Cruz da Vitória, Santa Inês, Santa Luzia, Santa Maria da Vitória, Santa Teresinha, Santaluz, Santanópolis, Santo Amaro, Santo Antônio de Jesus, Santo Estevão, São Desidério, São Domingos, São Felipe, São Félix, São Francisco do Conde, São Gonçalo dos Campos, São José da Vitória, São José do Jacuípe, São Miguel das Matas, São Sebastião do Passé, Sapeaçu, Sátiro Dias, Saubara, Saúde, Seabra, Senhor do Bonfim, Sento Sé, Serra Preta, Serrinha, Serrolândia, Simões Filho, Sítio do Quinto, Souto Soares, Tabocas do Brejo Velho, Tanhaçu, Tanquinho, Taperoá, Tapiramuta, Teodoro Sampaio, Teolândia, Terra Nova, Tremedal, Tucano, Ubaíra, Ubaitaba, Ubatã, Umburanas, Uruçuca, Utinga, Valença, Valente, Várzea da Roça, Várzea do Poço, Várzea Nova, Varzedo, Vera Cruz, Vereda, Vitória da Conquista, Wagner, Wenceslau Guimarães, Xique-Xique. **Distrito Federal** – Brasília. **Espírito Santo** – Afonso Cláudio, Água Doce do Norte, Águia Branca, Alfredo Chaves, Baixo Guandu, Barra de São Francisco, Castelo, Colatina, Conceição da Barra, Conceição do Castelo, Divino de São Lourenço, Ecoporanga, Guaçuí, Itaguaçu, Itarana, Iuna, Mantemópolis, Mimoso do Sul, Montanha, Mucurici, Muniz Freire, Nova Venécia, Pancas, Santa Teresa, São Gabriel da Palha, São Mateus. **Goiás** – Formosa, Gouvelândia. **Maranhão** – Alcântara, Araiões, Bacuri, Barra do Corda, Cândido Mendes, Cururupu, Godofredo Viana, Paco do Lumiar, Parnarama, Passagem Franca, Pastos Bons, Pinheiro, Santa Luzia do Paruá, São Bento, São Bernardo, São João dos Patos, São José de Ribamar, São Luís, Turiaçu, Tutóia, Anajatuba, Barreirinhas, Bequimão, Mirinzal, Palmeirândia, Peri Mirim, Ribamar Fiquene, São João Batista, São Vicente Ferrer, Viana. **Minas Gerais** – Antônio Dias, Araçá, Araxá, Arcos, Baldim, Bambuí, Barão de Cocais, Barbacena, Belo Horizonte, Betim, Bocaiúva, Bom Jesus do Galho, Brasília de Minas, Braúnas, Brumadinho, Buenópolis, Caeté, Campanário, Campanha, Capim Branco, Caraí, Caranaíba, Caratinga, Catas Altas da Noruega, Claro dos Poções, Coluna, Comercinho, Conceição da Aparecida, Conceição do Mato Dentro, Conselheiro Lafaiete, Conselheiro Pena, Contagem, Coração de Jesus, Cordisburgo, Corinto, Coronel Fabriciano, Curvelo, Diamantina, Dionísio, Divino, Divinolândia de Minas, Divinópolis, Dom Joaquim, Dores do Indaiá, Doresópolis, Engenheiro Caldas, Engenheiro Navarro, Entre Folhas, Esmeraldas, Espinosa, Ferros, Florestal, Formiga, Fortaleza de Minas, Francisco Sá, Frei Inocência, Galiléia, Governador Valada-

res, Guanhães, Iapu, Ibiaí, Ibiracatu, Ibirite, Igarapé, Inhapim, Inhaúma, Inimutaba, Itabira, Itabirinha de Mantena, Itacarambi, Itajubá, Itambacuri, Itanhomi, Itaúna, Itinga, Itueta, Jaboticatubas, Jacinto, Jaguarapu, Jampruca, Janaúba, Januária, Japonvar, Jequitaí, Jequitinhonha, Joáima, João Monlevade, Juiz de Fora, Lagoa da Prata, Lagoa dos Patos, Lagoa Santa, Lontra, Lajinha, Machacalis, Malacacheta, Mamonas, Manga, Manhuaçu, Mantena, Mariana, Marliéria, Mateus Leme, Matipó, Matozinhos, Medina, Mesquita, Mirabela, Montalvânia, Monte Alegre de Minas, Montes Claros, Mutum, Nacip Raydan, Nova Era, Nova Lima, Nova União, Novo Cruzeiro, Ouro Branco, Ouro Preto, Pains, Papagaios, Pará de Minas, Paracatu, Paraopeba, Passos, Peçanha, Pedra Azul, Pedro Leopoldo, Piau, Piedade de Ponte Nova, Pirapetinga Pirapora, Pitangui, Pocrane, Ponte Nova, Porteirinha, Resplendor, Ribeirão das Neves, Rio Acima, Rio Casca, Rio Doce, Rio Novo, Rio Pardo de Minas, Rio Piracicaba, Rio Vermelho, Rubelita, Sabará, Sabinópolis, Sacramento, Salinas, Salto da Divisa, Santa Bárbara, Santa Luzia, Santa Maria de Itabira, Santa Maria do Suaçuí, Santana do Riacho, Santo Antônio do Grama, São Gonçalo do Abaeté, São João da Ponte, São João del Rei, São João do Paraíso, São João Evangelista, São Pedro do Suaçuí, São Romão, São Sebastião do Rio Preto, Sapucaí-Mirim, Sete Lagoas, Tabuleiro, Tapira, Taquaraçu de Minas, Tarumirim, Teófilo Otoni, Timóteo, Tumiritinga, Ubá, Ubaí, Uberlândia, Varzelândia, Vespasiano, Viçosa, Virgolândia, Santa Cruz do Escalvado, Santana do Manhuaçu, Taiobeiras, Ponto dos Volantes. **Pará** – Belém, Bragança, Capanema, Irituia, Primavera, Quatipuru, Viseu. **Paraíba** – Alhandra, Bananeiras, Bayeux, Belém, Cabedelo, Cajazeiras, Conde, Cruz do Espírito Santo, João Pessoa, Lucena, Mataraca, Pirpirituba, Pitimbú, Santa Rita, Serraria. **Paraná** – Abatia, Alvorada do Sul, Andira, Apucarana, Assaí, Bandeirantes, Barra do Jacaré, Cambara, Cambé, Campina Grande do Sul, Carlópolis, Centenário do Sul, Cerro Azul, Colorado, Congonhinhas, Conselheiro Mairinck, Cornélio Procópio, Curitiba, Florestópolis, Formosa do Oeste, Goioerê, Guapirama, Ibaiti, Ibiporã, Imbituva, Itambaraca, Ivaí, Jaboti, Jacarezinho, Japira, Jardim Alegre, Jataizinho, Joaquim Távora, Jundiá do Sul, Leopólis, Londrina, Marialva, Maringá, Moreira Sales, Nova América da Colina, Nova Fátima, Paranaguá, Pinhalão, Porecatu, Primeiro de Maio, Quatiguá, Rancho Alegre, Ribeirão Claro, Ribeirão do Pinhal, Rolândia, Salto do Itararé, Santa Amélia, Santa Cecília do Pavão, Santa Mariana, Santana do Itararé, Santo Antônio da Platina, Santo Antônio do Paraíso, São José da Boa Vista, São Sebastião da Amoreira, Sarandi, Sertaneja, Sertanópolis, Siqueira Campos, Toledo, Tomazina, Uraí, Wenceslau Braz. **Pernambuco** – Agrestina, Água Preta, Bom Conselho, Brejão, Canhotinho, Correntes, Garanhuns, Goiana, Itamaracá, Jaboatão dos Guararapes, Lagoa dos Gatos, Maraial, Olinda, Palmeirina, Paulista, Quipapa, Recife, Saloá, São Benedito do Sul, São João, Terezinha. **Piauí** – Parnaíba. **Rio Grande do Norte** – Ares, Baía Formosa, Brejinho, Canguaretama, Ceará-Mirim, Espírito Santo, Extremoz, Goianinha, Macaíba, Maxaranguape, Monte Alegre, Natal, Nísia, Floresta, Parnamirim, Pedro Velho, Pureza, São Bento do Norte, São Gonçalo do Amarante, São José de Mipibu, Touros. **Rio Grande do Sul** – Esteio. **Rio de**

**Janeiro** – Barra do Piraí, Duas Barras, Porciúncula, Rio de Janeiro, Sapucaia, Sumidouro, Cantagalo, Tanguá. **São Paulo** – Assis, Barão de Antonina, Cândido Mota, Cerquilha, Coronel Macedo, Ipaucu, Itabera, Itaí, Itapeva, Ourinhos, Palmital, Porto Feliz, Riversul, Salto Grande, Santa Cruz do Rio Pardo, São Paulo, Taquarituba, Chavantes, Fartura, Ibirarema, Pindamonhangaba, Ribeirão do Sul, Ribeirão Preto, São Pedro do Turvo, Taguaí. **Sergipe** – Aracaju, Arauá, Areia Branca, Barra dos Coqueiros, Boquim, Brejo Grande, Campo do Brito, Capela, Carmópolis, Cedro de São João, Cristinápolis, Divina Pastora, Estância, General Maynard, Ilha das Flores, Indiaroba, Itabaiana, Itabaianinha, Itaporanga D’Ajuda, Japarutuba, Japoata, Lagarto, Laranjeiras, Malhada dos Bois, Malhador, Maruim, Muribeca, Neópolis, Nossa Senhora do Socorro, Pacatuba, Pedrinhas, Pirambu, Propriá, Riachão do Dantas, Riachuelo, Rosário do Catete, Salgado, Santa Luzia do Itanhy, Santa Rosa de Lima, Santo Amaro das Brotas, São Cristóvão, São Domingos, São Francisco, Simão Dias, Siriri, Telha, Tobias Barreto, Tomar do Geru, Umbaúba.

## 8.2 *Biomphalaria tenagophila*

Foi notificada em 603 municípios de 10 estados brasileiros, além de no Distrito Federal, em um quadrante delimitado pelos paralelos 10° 12’ e 33° 41’ S, pelo meridiano 57° 05’ W e a linha litorânea (figura 64).

Distribuição geográfica: Bahia, Distrito Federal, Espírito Santo, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Rio Grande do Sul, Santa Catarina e São Paulo.

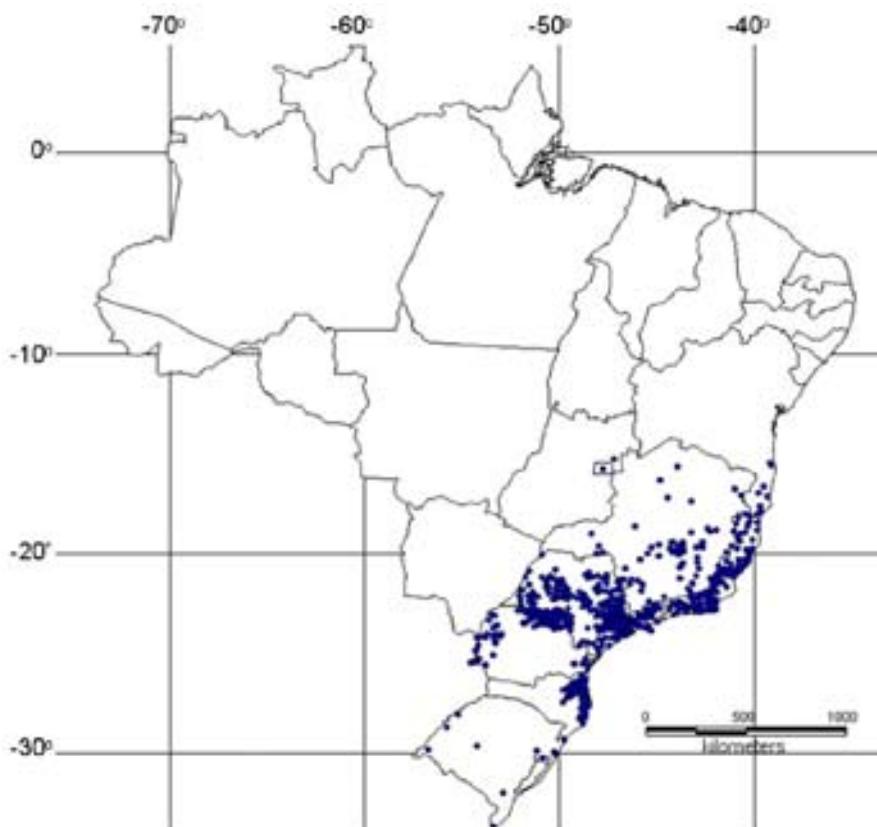


Figura 64. Distribuição geográfica de *Biomphalaria tenagophila* no Brasil. Figura extraída de Carvalho e Caldeira (2004).

A espécie é encontrada numa faixa litorânea, de forma quase contínua, a partir do sul do Estado da Bahia até o Estado do Rio Grande do Sul. A área mais densa de sua distribuição abrange os estados do Espírito Santo, do Rio de Janeiro e de Santa Catarina. Nos estados de Minas Gerais, São Paulo, Paraná e Rio Grande do Sul, a espécie avança em direção ao oeste.

Esta espécie pode ser encontrada nas divisas do Estado do Rio Grande do Sul e em parte do Estado do Paraná com a Argentina. Algumas populações foram registradas longe do corpo central de sua distribuição, no Distrito Federal e nos estados de Goiás e Mato Grosso do Sul.

### 8.2.1 Ocorrência de *Biomphalaria tenagophila* por municípios

**Bahia** – Canavieiras, Caravelas, Itabela, Itamaraju, Mucuri, Nova Viçosa, Prado, Santa Luzia. **Distrito Federal** – Brasília. **Espírito Santo** – Água Doce do Norte, Água Branca, Alegre, Alfredo Chaves, Anchieta, Apiacá, Aracruz, Atílio Vivacqua, Boa Esperança,

Bom Jesus do Norte, Cachoeiro de Itapemirim, Cariacica, Castelo, Colatina, Conceição da Barra, Domingos Martins, Dolores do Rio Preto, Ecoporanga, Fundão, Guaçuí, Guarapari, Ibirajú, Iconha, Itaguaçu, Itapemirim, Jerônimo Monteiro, Linhares, Mantenedópolis, Mimoso do Sul, Montanha, Mucurici, Muniz Freire, Muqui, Nova Venécia, Pancas, Píneiros, Piuma, Presidente Kennedy, Rio Novo do Sul, São Gabriel da Palha, São José do Calçado, São Mateus, Serra, Viana, Vila Velha, Vitória. **Goiás** – Formosa. **Mato Grosso do Sul** – Campo Grande. **Minas Gerais** – Água Comprida, Aimorés, Alagoa, Alfenas, Barão de Monte Alto, Barbacena, Belo Horizonte, Betim, Bocaiúva, Bom Despacho, Cabo Verde, Caeté, Conselheiro Lafaiete, Contagem, Coronel Fabriciano, Delta, Divinópolis, Dom Joaquim, Doloresópolis, Esmeraldas, Governador Valadares, Guaranésia, Guaxupé, Itajubá, Jaboticatubas, Jaguaráçu, Jequitáí, Joáima, Juiz de Fora, Lagoa da Prata, Lagoa Santa, Machacalis, Marliéria, Matias Barbosa, Monte Belo, Mutum, Nova Era, Nova Lima, Ouro Branco, Paraguaçu, Passos, Patos de Minas, Pitangui, Ponte Nova, Prudente de Moraes, Rio Doce, Rio Novo, Sabará, Santa Luzia, São Geraldo da Piedade, Sardoá, Sete Lagoas, Taquaraçu de Minas, Turvolândia, Ubá, Ubaí, Uberaba, Uberlândia, Varzelândia, Vespasiano, Viçosa. **Paraná** – Abatiá, Alto Piquiri, Alvorada do Sul, Andira, Antonina, Assaí, Bandeirantes, Barra do Jacaré, Bela Vista do Paraíso, Califórnia, Cambará, Cambé, Capanema, Carlópolis, Cascavel, Centenário do Sul, Colorado, Congonhinhas, Conselheiro Mairinck, Cornélio Procópio, Curitiba, Florestópolis, Formosa do Oeste, Foz do Iguaçu, Goioerê, Guairá, Guapirama, Guaraci, Ibaiti, Ibiçora, Icaraíma, Iporã, Itaguajé, Itambaracá, Jacarezinho, Jaguapita, Japira, Jataizinho, Jundiá do Sul, Leopólis, Londrina, Marechal Cândido Rondon, Maria Helena, Marialva, Mariluz, Matinhos, Medianeira, Moreira Sales, Morretes, Nossa Senhora das Graças, Nova América da Colina, Nova Aurora, Nova Fátima, Palotina, Paranacity, Paranaguá, Porecatu, Primeiro de Maio, Querência do Norte, Rancho Alegre, Ribeirão Claro, Ribeirão do Pinhal, Rolândia, Sabáudia, Salto do Itararé, Santa Amélia, Santa Cecília do Pavão, Santa Cruz de Monte Castelo, Santa Helena, Santa Mariana, Santo Antônio da Platina, São Miguel do Iguaçu, São Sebastião da Amoreira, Sarandi, Sertaneja, Sertanópolis, Siqueira Campos, Terra Roxa, Tomazina, Umuarama, Uraí. **Rio Grande do Sul** – Chuí, Esteio, Osório, Pedro Osório, Pirapó, São Borja, São Pedro do Sul, Torres, Tramandaí, Uruguaiana, Viamão. **Rio de Janeiro** – Aperibe, Angra dos Reis, Araruama, Areal, Armação de Búzios, Barra do Pirai, Barra Mansa, Belford Roxo, Bom Jardim, Bom Jesus do Itabapoana, Cabo Frio, Cachoeiras de Macacu, Campos dos Goytacazes, Cambuci, Cardoso Moreira, Comendador Levy Gasparian, Conceição de Macabu, Cantagalo, Carapebus, Carmo, Casimiro de Abreu, Cordeiro, Duas Barras, Duque de Caxias, Engenheiro Paulo de Frontin, Guapimirim, Iguaba Grande, Itaboraí, Itaguaí, Italva,

Itaocara, Itaperuna, Itatiaia, Japeri, Laje do Muriaé, Macaé, Macuco, Magé, Mangaratiba, Maricá, Mendes, Miguel Pereira, Miracema, Natividade, Nilópolis, Niterói, Nova Friburgo, Nova Iguaçu, Paracambi, Paraíba do Sul, Paty, Petrópolis, Pinheiral, Pirai, Porciúncula, Porto Real, Quatis, Queimados, Quissamã, Resende, Rio Bonito, Rio Claro, Rio das Flores, Rio das Ostras, Rio de Janeiro, Santa Maria Madalena, Santo Antônio de Pádua, São Francisco de Itabapoana, São Fidélis, São Gonçalo, São João da Barra, São João de Meriti, São José de Ubá, São José do Vale do Rio Preto, São Pedro da Aldeia, São Sebastião do Alto, Sapucaia, Saquarema, Silva Jardim, Sumidouro, Tanguá, Teresópolis, Trajano de Moraes, Três Rios, Valença, Varre-Sai, Vassouras, Volta Redonda. **Santa Catarina** – Agrolândia, Águas Mornas, Antônio Carlos, Apiúna, Araquari, Armazém, Ascurra, Balneário Barra do Sul, Balneário Camboriú, Barra Velha, Benedito Novo, Biguçu, Blumenau, Bombinhas, Brusque, Canelinha, Corupá, Doutor Pedrinho, Florianópolis, Garopaba, Garuva, Gaspar, Governador Celso Ramos, Guaramirim, Ibirama, Ilhota, Imaruí, Imbituba, Indaial, Itajaí, Itapema, Jaraguá do Sul, Joinville, José Boiteux, Laguna, Lontras, Luiz Alves, Massaranduba, Navegantes, Palhoça, Paulo Lopes, Penha, Piçarras, Pomerode, Porto Belo, Rio do Sul, Rio dos Cedros, Rodeio, Santo Amaro da Imperatriz, São Francisco do Sul, São João Batista, São João do Itaperiú, São José, São Martinho, Schroeder, Tijucas, Timbó, Vítor Meireles. **São Paulo** – Alfredo Marcondes, Alto Alegre, Álvares Machado, Álvaro de Carvalho, Americana, Amparo, Anhembi, Anhumas, Aparecida, Apiaí, Araçatuba, Araçoiaba da Serra, Araraquara, Araras, Arujá, Avanhandava, Bananal, Barbosa, Bariri, Barra Bonita, Barueri, Bauru, Bebedouro, Birigüi, Biritiba-Mirim, Boituva, Bom Jesus dos Perdões, Boracéia, Botucatu, Brodósqui, Buri, Cabreúva, Caçapava, Cachoeira Paulista, Cafelândia, Caieiras, Caiuá, Cajamar, Campinas, Campo Limpo Paulista, Campos do Jordão, Cananéia, Capivari, Caraguatatuba, Carapicuíba, Casa Branca, Castilho, Cerquilha, Charqueada, Chavantes, Conchas, Cordeirópolis, Cosmópolis, Cotia, Cruzeiro, Cubatão, Descalvado, Diadema, Dracena, Eldorado, Elias Fausto, Embu, Embu-Guaçu, Espírito Santo do Pinhal, Fartura, Ferraz de Vasconcelos, Florínia, Francisco Morato, Franco da Rocha, Gália, Garça, Gastão Vidigal, Getulina, Glicério, Guaimbe, Guarantã, Guararapes, Guararema, Guaratinguetá, Guarujá, Guarulhos, Iacanga, Iacri, Ibaté, Ibirarema, Ibiúna, Igaráçu do Tietê, Iguape, Ilhabela, Indaiatuba, Indiana, Ipaussu, Iperó, Iporanga, Iracemápolis, Itanhaém, Itapeçerica da Serra, Itapetininga, Itapevi, Itapira, Itaporanga, Itapuí, Itaquaquecetuba, Itariri, Itatiba, Itu, Jaboticabal, Jacareí, Jacupiranga, Jaguariúna, Jambeiro, Jandira, Jarinu, Jaú, Julio Mesquita, Jundiá, Juquiá, Juquitiba, Lagoinha, Laranjal Paulista, Leme, Lençóis Paulista, Limeira, Lins, Lorena, Louveira, Lutécia, Macatuba, Mairinque, Mairiporã, Marabá Paulista, Marília, Martinópolis, Mauá, Mineiros do Tietê, Miracatu,

Mirante do Paranapanema, Mococa, Mogi das Cruzes, Mogi-Guaçu, Mogi-Mirim, Mongaguá, Monte Alto, Monte Mor, Morungaba, Nova Odessa, Oriente, Osasco, Oscar Bresane, Ourinhos, Palmital, Pariquera-Açu, Paulicéia, Paulínia, Pederneiras, Pedreira, Pedro de Toledo, Penápolis, Pereiras, Peruíbe, Piacatu, Piedade, Pilar do Sul, Pindamonhangaba, Piquete, Piracicaba, Piraju, Pirangi, Pirapozinho, Pirassununga, Poá, Pompéia, Porangaba, Porto Feliz, Praia Grande, Presidente Alves, Presidente Bernardes, Presidente Prudente, Presidente Venceslau, Promissão, Queiroz, Rafard, Redenção da Serra, Registro, Ribeira, Ribeirão Pires, Ribeirão Preto, Riversul, Rincão, Rinópolis, Rio Claro, Rio Grande da Serra, Roseira, Rubiácea, Salesópolis, Salto, Salto de Pirapora, Salto Grande, Santa Bárbara d'Oeste, Santa Clara D'Oeste, Santa Cruz das Palmeiras, Santa Cruz do Rio Pardo, Santa Gertrudes, Santa Isabel, Santa Lúcia, Santana de Parnaíba, Santo André, Santópolis do Aguapei, Santos, São Bernardo do Campo, São Caetano do Sul, São Carlos, São José do Rio Pardo, São José dos Campos, São Luís do Paraitinga, São Manuel, São Miguel Arcanjo, São Paulo, São Pedro, São Roque, São Sebastião, São Simão, São Vicente, Sarapuí, Serrana, Sertãozinho, Sete Barras, Silveiras, Sorocaba, Sumaré, Suzano, Taboão da Serra, Taciba, Taguaí, Taubaté, Tietê, Tremembé, Tupã, Ubatuba, Valinhos, Valparaíso, Vargem Grande do Sul, Vargem Grande Paulista, Vera Cruz, Vinhedo, Votorantim.

### **8.3 *Biomphalaria straminea***

A presença de *B. straminea* foi registrada em 1.327 municípios, distribuídos por 24 estados brasileiros, além de no Distrito Federal (figura 65).

Distribuição geográfica: em todo o território brasileiro, exceto nos estados de Amapá e Rondônia (figura 65).



Figura 65. Distribuição geográfica de *Biomphalaria straminea* no Brasil. Figura extraída de Carvalho e Caldeira (2004).

Até o momento, não foi notificada apenas nos estados de Amapá e Rondônia. Apresenta maior domínio na Região Nordeste, principalmente nos estados do Piauí, do Ceará, do Rio Grande do Norte, da Paraíba, de Pernambuco, de Alagoas, de Sergipe e da Bahia, na região compreendida pelos paralelos 02° 54' e 31° 00' S, pelo meridiano 44° 43' W e o litoral. Esses moluscos são habitantes de coleções hídricas permanentes e temporárias, estando mais ajustados ao clima seco do Nordeste.

### 8.3.1 Ocorrência de *Biomphalaria straminea* por município

**Acre** – Cruzeiro do Sul, Rio Branco. **Alagoas** – Água Branca, Anadia, Arapiraca, Atalaia, Belém, Boca da Mata, Cacimbinhas, Cajueiro, Capela, Colônia Leopoldina, Coruripe, Delmiro Gouveia, Flexeiras, Girau do Ponciano, Igaci, Igreja Nova, Jacuípe, Junqueiro, Lagoa da Canoa, Limoeiro de Anadia, Maceió, Major Isidoro, Maribondo, Mar Vermelho, Mata Grande, Murici, Olho D'Água das Flores, Olho D'Água do Casado, Palmeira dos Índios, Pão de Açúcar, Passo de Camaragibe, Penedo, Piaçabuçu, Pilar, Pindoba, Piranhas, Porto Calvo, Porto de Pedras, Porto Real do Colégio, Quebrangulo, Rio Largo, Santana do Ipanema, São Brás, São José da Laje, São José da Tapera, São Luís do Quitunde, São Miguel

dos Campos, Satuba, Tanque D'Arca, Traipu, União dos Palmares, Viçosa. **Amazonas** – Careiro, Humaitá, Manacapuru, Manaus. **Bahia** – Abaíra, Abaré, Acajutiba, Adustina, Água Fria, Aiquara, Alagoinhas, Alcobaça, Almadina, Amargosa, Amélia Rodrigues, América Dourada, Anagé, Andaraí, Andorinha, Angical, Anguera, Antas, Antônio Cardoso, Antônio Gonçalves, Aporá, Apuarema, Araças, Aracatu, Araci, Aramari, Arataca, Aratuípe, Aurelino Leal, Baianópolis, Baixa Grande, Banzaê, Barra, Barra da Estiva, Barra do Choça, Barra do Mendes, Barra do Rocha, Barreiras, Barro Alto, Belmonte, Belo Campo, Biritinga, Boa Nova, Boa Vista do Tupim, Bom Jesus da Lapa, Bom Jesus da Serra, Boninal, Bonito, Boquira, Botuporã, Brejões, Brejolândia, Brotas de Macaúbas, Brumado, Buerarema, Buritirama, Caatiba, Cabaceiras do Paraguaçu, Cachoeira, Caculé, Caém, Caetanos, Caetitê, Cafarnaum, Cairu, Caldeirão Grande, Camacan, Camaçari, Camamu, Campo Alegre de Lourdes, Campo Formoso, Canápolis, Canarana, Canavieiras, Candeal, Candeias, Candiba, Cândido Sales, Cansanção, Canudos, Capela do Alto Alegre, Capim Grosso, Caraíbas, Caravelas, Cardeal da Silva, Carinhanha, Casa Nova, Castro Alves, Catolândia, Catu, Caturama, Central, Chorrochó, Cícero Dantas, Cipó, Coaraci, Cocos, Conceição da Feira, Conceição do Almeida, Conceição do Coité, Conceição do Jacuípe, Conde, Condeúba, Contendas do Sincorá, Coração de Maria, Cordeiros, Coribe, Coronel João Sá, Correntina, Cotegipe, Cravolândia, Crisópolis, Cristópolis, Cruz das Almas, Curaçá, Dário Meira, Dias D'Ávila, Dom Basílio, Dom Macedo Costa, Elísio Medrado, Encruzilhada, Entre Rios, Érico Cardoso, Esplanada, Euclides da Cunha, Eunápolis, Fátima, Feira da Mata, Feira de Santana, Filadélfia, Firmino Alves, Floresta Azul, Formosa do Rio Preto, Gandu, Gavião, Gentio do Ouro, Glória, Gongogi, Governador Mangabeira, Guajeru, Guanambi, Guaratinga, Heliópolis, Iaçú, Ibiassucê, Ibicaraí, Ibicoara, Ibicuí, Ibipeba, Ibitipitanga, Ibiquera, Ibirapitanga, Ibirapuã, Ibirataia, Ibitiara, Ibititá, Ibotirama, Ichu, Igaporã, Igrapiúna, Iguai, Ilhéus, Inhambupe, Ipecaetá, Ipiauí, Ipirá, Ipupiara, Irajuba, Iramaia, Iraquara, Irará, Irecê, Itabela, Itaberaba, Itabuna, Itacaré, Itaeté, Itagibá, Itagimirim, Itaguaçu da Bahia, Itaju do Colônia, Itajuípe, Itamaraju, Itamari, Itambé, Itanagra, Itanhém, Itaparica, Itapé, Itapebi, Itapetinga, Itapicuru, Itapitanga, Itarantim, Itatim, Itiruçu, Itiúba, Itororó, Ituaçu, Ituberá, Iuiú, Jaborandi, Jacaraci, Jacobina, Jaguarari, Jaguaripe, Jandaíra, Jequié, Jeremoabo, Jiquiriçá, Jitaúna, João Dourado, Juazeiro, Jucuruçu, Jussara, Jussari, Jussiape, Lafaiete Coutinho, Lagoa Real, Laje, Lajedão, Lajedinho, Lajedo do Tabocal, Lamarão, Lapão, Lauro de Freitas, Lençóis, Licínio de Almeida, Macajuba, Macarani, Macaúbas, Macururé, Madre de Deus, Maetinga, Maiquinique, Mairi, Malhada, Malhada de Pedras, Manoel Vitorino, Mansidão, Maracás, Maragogipe, Maraú, Marcionílio Souza, Mascote, Mata de São João, Matina, Medeiros Neto, Miguel Calmon, Milagres, Mirangaba, Mirante, Monte Santo, Morpará, Morro do Chapéu, Mortugaba, Mucugê, Mucuri, Mulungu do Morro, Mundo Novo, Muniz Ferreira, Muquém de São Francisco, Muritiba, Mutuípe, Nazaré, Nilo Peçanha, Nordestina, Nova Canaã, Nova Fátima, Nova Ibiá, Nova Itarana, Nova Redenção, Nova Soure, Nova Viçosa, Novo Horizonte, Novo Triunfo, Olindina, Oli-

veira dos Brejinhos, Ouriçangas, Ourolândia, Palmas de Monte Alto, Palmeiras, Paramirim, Paratinga, Paripiranga, Pau Brasil, Paulo Afonso, Pé de Serra, Pedrão, Pedro Alexandre, Piatã, Pilão Arcado, Pindaí, Pindobaçu, Pintadas, Piraí do Norte, Piripá, Piritiba, Planaltino, Planalto, Poções, Pojuca, Ponto Novo, Porto Seguro, Potiraguá, Prado, Presidente Dutra, Presidente Jânio Quadros, Presidente Tancredo Neves, Queimadas, Quijingue, Quixabeira, Rafael Jambeiro, Remanso, Retirolândia, Riachão das Neves, Riachão do Jacuípe, Riacho de Santana, Ribeira do Amparo, Ribeira do Pombal, Ribeirão do Largo, Rio de Contas, Rio do Antônio, Rio do Pires, Rio Real, Rodelas, Ruy Barbosa, Salinas da Margarida, Salvador, Santa Bárbara, Santa Brígida, Santa Cruz Cabrália, Santa Cruz da Vitória, Santa Inês, Santa Luzia, Santa Maria da Vitória, Santa Rita de Cássia, Santa Teresinha, Santaluz, Santana, Santanópolis, Santo Amaro, Santo Antônio de Jesus, Santo Estêvão, São Desidério, São Domingos, São Felipe, São Félix, São Félix do Coribe, São Francisco do Conde, São Gabriel, São Gonçalo dos Campos, São José da Vitória, São José do Jacuípe, São Miguel das Matas, São Sebastião do Passé, Sapeaçu, Sátiro Dias, Saubara, Saúde, Seabra, Sebastião Laranjeiras, Senhor do Bonfim, Sento Sé, Serra do Ramalho, Serra Dourada, Serra Preta, Serrinha, Serrolândia, Simões Filho, Sítio do Mato, Sítio do Quinto, Sobradinho, Souto Soares, Tabocas do Brejo Velho, Tanhaçu, Tanque Novo, Tanquinho, Taperoá, Tapiramutá, Teixeira de Freitas, Teodoro Sampaio, Teofilândia, Teolândia, Terra Nova, Tremedal, Tucano, Uauá, Ubaira, Ubaitaba, Ubatã, Uibaí, Umburanas, Una, Urandi, Uruçuca, Utinga, Valença, Valente, Várzea da Roça, Várzea do Poço, Várzea Nova, Varzedo, Vera Cruz, Vereda, Vitória da Conquista, Wagner, Wanderley, Wenceslau Guimarães, Xique-Xique. **Distrito Federal** – Brasília. **Ceará** – Abaiara, Acarape, Acaraú, Acopiara, Aiuaíba, Amontada, Antonina do Norte, Apuiarés, Aquiraz, Aracati, Aracoiaba, Araripe, Aratuba, Arneiroz, Assaré, Aurora, Baixio, Banabuiú, Barbalha, Barreira, Barro, Baturité, Boa Viagem, Brejo Santo, Camocim, Campos Sales, Canindé, Capistrano, Cariré, Caririaçu, Carnaubal, Cascavel, Caucaia, Cedro, Coreau, Crateús, Crato, Croatá, Farias Brito, Forquilha, Fortaleza, Frecheirinha, General Sampaio, Granja, Guaiúba, Guaramiranga, Icó, Iguaçu, Independência, Ipaumirim, Ipu, Ipueiras, Itaiçaba, Itapipoca, Itapiúna, Jaguaratama, Jaguaribe, Jaguaruana, Jardim, Jati, Juazeiro do Norte, Jucás, Lavras da Mangabeira, Limoeiro do Norte, Maracanaú, Maranguape, Massapê, Mauriti, Milagres, Milhã, Missão Velha, Mombaça, Morada Nova, Morrinhos, Mulungu, Nova Olinda, Nova Russas, Orós, Pacajus, Pacatuba, Pacoti, Palmácia, Paracuru, Paraipaba, Parambu, Pedra Branca, Penaforte, Pentecoste, Pereiro, Piquet Carneiro, Porteiras, Quixadá, Quixelô, Quixeramobim, Quixeré, Redenção, Reriutaba, Russas, Saboeiro, Santa Quitéria, Santana do Acaraú, Santana do Cariri, São Benedito, São Gonçalo do Amarante, São Luís do Curu, Senador Pompeu, Sobral, Solonópole, Tabuleiro do Norte, Tamboril, Tauá, Umari, Uruburetama, Uruoca, Varjota, Várzea Alegre, Viçosa do Ceará. **Espírito Santo** – Água Doce do Norte, Águia Branca, Aracruz, Baixo Guandu, Barra de São Francisco, Colatina, Ecoporanga, Linhares, Mantemópolis, Mimoso do Sul, Montanha, Mucurici, Nova Venécia, Pancas, São Mateus. **Goiás**

– Acreúna, Água Limpa, Anápolis, Barro Alto, Buriti Alegre, Cabeceiras, Cachoeira Dourada, Caldas Novas, Campinaçu, Campinorte, Ceres, Colinas do Sul, Corumbaíba, Damianópolis, Davinópolis, Flores de Goiás, Formosa, Goiânia, Guarani de Goiás, Iaciara, Inhumas, Itumbiara, Luziânia, Mambaí, Marzagão, Minaçu, Mineiros, Niquelândia, Padre Bernardo, Paraúna, Piracanjuba, Porangatu, Posse, Rio Verde, Santa Rita do Novo Destino, Santa Rosa de Goiás, Santo Antônio do Descoberto, São Domingos, Sítio D'Abadia, Trindade, Uruçu. **Maranhão** – Açailândia, Alcântara, Araioses, Arari, Bacuri, Barreirinhas, Benedito Leite, Bequimão, Cajapió, Cururupu, Guimarães, Humberto de Campos, João Lisboa, Matinha, Mirinzal, Nova Iorque, Paco do Lumiar, Palmeirândia, Paraibano, Parnarama, Passagem Franca, Pastos Bons, Peri Mirim, Pindaré-Mirim, Pinheiro, Primeira Cruz, Rosário, Santa Helena, São Bento, São Bernardo, São Domingos do Maranhão, São João Batista, São João dos Patos, São Luís, São Vicente Ferrer, Timon, Turiaçu, Tutóia, Viana. **Mato Grosso** – Diamantino, Várzea Grande. **Mato Grosso do Sul** – Ponta Porã, Três Lagoas. **Minas Gerais** – Aimorés, Araxá, Arcos, Baldim, Bambuí, Barbacena, Belo Horizonte, Belo Oriente, Belo Vale, Betim, Bocaiúva, Bonfinópolis de Minas, Brasília de Minas, Brumadinho, Bueno Brandão, Buenópolis, Cachoeira Dourada, Caeté, Campos Gerais, Capim Branco, Capitão Enéas, Caraiá, Caranaíba, Caratinga, Cascalho Rico, Cássia, Central de Minas, Centralina, Chapada do Norte, Claraval, Claro dos Poções, Conceição das Alagoas, Conselheiro Lafaiete, Contagem, Coração de Jesus, Cordisburgo, Corinto, Coronel Fabriciano, Curvelo, Delfinópolis, Delta, Divino das Laranjeiras, Douradoquara, Engenheiro Caldas, Engenheiro Navarro, Esmeraldas, Espinosa, Francisco Sá, Frei Inocêncio, Governador Valadares, Grupiara, Ibiaí, Ibiracatu, Igarapé, Igaratinga, Inhaúma, Inimutaba, Ipiçu, Itabira, Itabirinha de Mantena, Itabirito, Itacarambi, Itaúna, Itinga, Ituiutaba, Jacinto, Janaúba, Januária, Japonvar, Jequitaiá, Jequitibá, João Pinheiro, Juiz de Fora, Juramento, Lagamar, Lagoa da Prata, Lagoa dos Patos, Lagoa Formosa, Lagoa Grande, Lagoa Santa, Lontra, Mamonas, Mateus Leme, Mato Verde, Matozinhos, Minas Novas, Mirabela, Montalvânia, Monte Alegre de Minas, Montes Claros, Mutum, Nova Lima, Pains, Papagaios, Paracatu, Paraguaçu, Paraopeba, Passos, Paulistas, Pedro Leopoldo, Pirapora, Pitangui, Ponte Nova, Porteirinha, Prudente de Moraes, Rio Acima, Rio Casca, Sabará, Sacramento, Salinas, Salto da Divisa, Santa Cruz do Escalvado, Santa Luzia, Santa Maria do Suaçuí, Santa Rita de Minas, Santa Vitória, Santana de Pirapama, São Geraldo da Piedade, São Gonçalo do Abaeté, São João da Ponte, São José da Safira, São Pedro do Suaçuí, São Pedro dos Ferros, São Romão, São Sebastião do Paraíso, São Tomás de Aquino, Sardoá, Sete Lagoas, Sobrália, Taquaraçu de Minas, Teófilo Otoni, Timóteo, Três Marias, Ubá, Ubaí, Uberaba, Uberlândia, Unaí, Varzelândia, Vazante, Vespasiano. **Pará** – Alenquer, Altamira, Ananindeua, Belém, Belterra, Bragança, Breves, Capanema, Igarapé-Açu, Irituia, Itaituba, Monte Alegre, Nova Timboteua, Oriximiná, Primavera, Quatipuru, Santa Isabel do Pará, Santarém, Viseu. **Paraíba** – Alagoa Grande, Alagoa Nova, Alagoinha, Alhandra, Araçagi, Arara, Araruna, Areia, Aroeiras, Bananeiras, Barra de Santa Rosa, Be-

lém, Bonito de Santa Fé, Boqueirão, Borborema, Brejo do Cruz, Caaporã, Cabaceiras, Cabedelo, Cacimba de Dentro, Caiçara, Cajazeiras, Caldas Brandão, Campina Grande, Catoilé do Rocha, Conde, Coremas, Cruz do Espírito Santo, Cuitegi, Duas Estradas, Esperança, Guarabira, Ingá, Itabaiana, Itaporanga, Itapororoca, Itatuba, Jacaraú, João Pessoa, Juazeirinho, Juripiranga, Lagoa de Dentro, Mamanguape, Mari, Mogeiro, Monteiro, Mulungu, Natuba, Patos, Pedra Lavrada, Pedras de Fogo, Piancó, Picuí, Pilar, Pilões, Pilõezinhos, Pirpirituba, Pombal, Princesa Isabel, Remígio, Rio Tinto, Salgado de São Félix, Santa Luzia, Santa Rita, São João do Cariri, São Miguel de Taipu, São Sebastião do Umbuzeiro, Sapé, Serra da Raiz, Serraria, Solânea, Soledade, Sousa, Taperoá, Teixeira, Umbuzeiro. **Paraná** – Bela Vista do Paraíso, Foz do Iguaçu, Guaíra, Ibiporã, Jataizinho, Leópolis, Londrina, Porecatu. **Pernambuco** – Abreu e Lima, Afogados da Ingazeira, Agrestina, Água Preta, Águas Belas, Aliança, Altinho, Amaraji, Angelim, Araripina, Arcoverde, Barra de Guabiraba, Barreiros, Belém de Maria, Belém de São Francisco, Belo Jardim, Betânia, Bezerras, Bodocó, Bom Conselho, Bom Jardim, Bonito, Brejão, Brejo da Madre de Deus, Buenos Aires, Buíque, Cabrobó, Cachoeirinha, Calçado, Camutanga, Canhotinho, Carnaíba, Carpina, Catende, Chã de Alegria, Chã Grande, Condado, Correntes, Cortês, Cupira, Custódia, Escada, Exu, Ferreiros, Flores, Floresta, Frei Miguelinho, Gameleira, Garanhuns, Glória do Goitá, Goiana, Gravatá, Ibimirim, Igarassu, Inajá, Ipojuca, Ilha de Itamaracá, Itambé, Itapetim, Itapissuma, Itaquitinga, Jaboatão dos Guararapes, João Alfredo, Jupi, Jurema, Lagoa do Carro, Lagoa do Itaenga, Lagoa do Ouro, Lagoa dos Gatos, Lajedo, Limoeiro, Macaparana, Machados, Maraiial, Mirandiba, Moreno, Nazaré da Mata, Olinda, Orobó, Ouricuri, Palmares, Palmeirina, Panelas, Parnamirim, Passira, Paudalho, Paulista, Pedra, Pesqueira, Petrolândia, Petrolina, Pombos, Primavera, Quipapá, Recife, Ribeirão, Rio Formoso, Salgadinho, Salgueiro, Saloá, Sanharó, Santa Cruz do Capibaribe, Santa Maria da Boa Vista, São Benedito do Sul, São Bento do Una, São Caetano, São João, São Joaquim do Monte, São José do Egito, São Lourenço da Mata, São Vicente Ferrer, Serra Talhada, Sertita, Sertânia, Sirinhaém, Surubim, Tabira, Tacaimbó, Tacaratu, Terezinha, Timbaúba, Toritama, Tracunhaém, Trindade, Triunfo, Venturosa, Verdejante, Vertentes, Vicência, Vitória de Santo Antão. **Piauí** – Agricolândia, Água Branca, Alagoinha do Piauí, Alto Longá, Altos, Amarante, Angical do Piauí, Anísio de Abreu, Aroazes, Arraial, Barra D'Alcântara, Barro Duro, Bocaina, Buriti dos Montes, Campinas do Piauí, Campo Maior, Canto do Buriti, Caracol, Castelo do Piauí, Coivaras, Conceição do Canindé, Cristino Castro, Demerval Lobão, Dom Expedito Lopes, Elesbão Veloso, Floriano, Francinópolis, Francisco Ayres, Francisco Santos, Fronteiras, Guadalupe, Hugo, Napoleão, Inhuma, Jaicós, Jardim do Mulato, José de Freitas, Juazeiro do Piauí, Lagoinha do Piauí, Lagoa Alegre, Miguel Alves, Miguel Leão, Monsenhor Gil, Novo Oriente do Piauí, Oeiras, Padre Marcos, Paes Landim, Palmeirais, Parnaíba, Passagem Franca do Piauí, Paulistana, Picos, Pio IX, Piripiri, Prata do Piauí, Regeneração, Santa Cruz do Piauí, Santo Antônio de Lisboa, Santo Inácio do Piauí, São Félix do Piauí, São Gonçalo do Piauí, São João da Canabrava, São João da

Serra, São João do Piauí, São José do Peixe, São Julião, São Miguel do Tapuio, São Pedro do Piauí, São Raimundo Nonato, Sigefredo Pacheco, Simões, Simplício Mendes, Socorro do Piauí, Teresina, União, Valença do Piauí, Várzea Grande. **Rio Grande do Norte** – Acari, Açu, Água Nova, Alexandria, Alto do Rodrigues, Angicos, Apodi, Arês, Augusto Severo, Baía Formosa, Bento Fernandes, Brejinho, Caiçara do Rio do Vento, Caicó, Canguaretama, Caraúbas, Ceará-Mirim, Cerro Corá, Cruzeta, Currais Novos, Espírito Santo, Extremoz, Florânia, Goianinha, Ielmo Marinho, Ipanguaçu, Itaú, Jardim de Piranhas, Jardim do Seridó, João Câmara, José da Penha, Jucurutu, Lagoa D'Anta, Luís Gomes, Macaíba, Macau, Martins, Maxaranguape, Monte Alegre, Mossoró, Natal, Nísia Floresta, Nova Cruz, Parazinho, Parelhas, Parnamirim, Pau dos Ferros, Pedra Grande, Pedro Avelino, Pedro Velho, Pendências, Poço Branco, Portalegre, Pureza, Rafael Fernandes, Santa Cruz, Santana do Matos, Santo Antônio, São Bento do Norte, São Gonçalo do Amarante, São João do Sabugi, São José de Mipibu, São José do Campestre, São José do Seridó, São Miguel, São Paulo do Potengi, São Tomé, Senador Georgino Avelino, Serra Negra do Norte, Sítio Novo, Taipu, Tangará, Tibau do Sul, Touros, Várzea, Vera Cruz, Vila Flor. **Rio Grande do Sul** – Porto Alegre. **Rio de Janeiro** – Angra dos Reis, Aperibé, Barra do Pirai, Barra Mansa, Cambuci, Cantagalo, Casimiro de Abreu, Duque de Caxias, Guapimirim, Iguaba Grande, Itaboraí, Itaocara, Magé, Mangaratiba, Maricá, Miguel Pereira, Niterói, Nova Iguaçu, Paracambi, Paraíba do Sul, Petrópolis, Pinheiral, Pirai, Porciúncula, Resende, Rio das Flores, Rio de Janeiro, Santo Antônio de Pádua, São Gonçalo, Sapucaia, Silva Jardim, Três Rios, Vassouras, Volta Redonda. **Santa Catarina** – Florianópolis, Governador Celso Ramos. **São Paulo** – Adolfo, Altair, Americana, Andradina, Araçatuba, Araraquara, Araras, Bananal, Barbosa, Barra Bonita, Bauru, Botucatu, Caçapava, Campinas, Cruzeiro, Gabriel Monteiro, Guaraçai, Iepê, Ilha Solteira, Iperó, Jarinu, Lucélia, Nova Granada, Ourinhos, Paulo de Faria, Pereira Barreto, Pitangueiras, Presidente Prudente, Rancharia, Registro, Ribeirão Preto, Rubiácea, Salto Grande, São José do Rio Preto, Serrana, Sertãozinho, Taubão da Serra, Taubaté, Tremembé, Tupi Paulista. **Sergipe** – Aracaju, Arauá, Areia Branca, Barra dos Coqueiros, Capela, Carmópolis, Cedro de São João, General Maynard, Ilha das Flores, Japarutuba, Lagarto, Laranjeiras, Malhada dos Bois, Malhador, Maruim, Muribeca, Neópolis, Nossa Senhora do Socorro, Pacatuba, Poço Verde, Propriá, Riachuelo, Rosário do Catete, Santa Luzia do Itanhy, Santa Rosa de Lima, Santo Amaro das Brotas, São Francisco, Simão Dias, Telha, Umbaúba. **Tocantins** – Arraias, Paranã, Peixe. **Roraima** – Boa Vista.

## 9 Legislação Ambiental Comentada

O presente capítulo objetiva orientar profissionais sobre a legislação ambiental concernente à vigilância e ao controle de moluscos de importância epidemiológica. Tal orientação tem por fim suprir a demanda urgente de adequação das atividades de controle epidemiológico, em especial da esquistossomose mansônica.

### 9.1 Quanto à legislação de proteção à fauna

Os moluscos de interesse epidemiológico fazem parte da fauna silvestre no Brasil e, como tal, são protegidos por lei. De acordo com o artigo 1º da Lei 5.197, de 3 de janeiro de 1967 (Lei da Fauna):

*Os animais de quaisquer espécies, em qualquer fase de seu desenvolvimento e que vivem naturalmente fora do cativeiro, constituindo a fauna silvestre, bem como seus ninhos, abrigos e criadouros naturais são propriedade do Estado, sendo proibida a sua utilização, perseguição, destruição, caça ou apanha (BRASIL, 1967, grifo nosso).*

O termo “propriedade”, citado na Lei, não configura o uso pleno da fauna pelo Estado, mas sua autoridade assegurada para protegê-la, conforme determinado ao poder público pelo art. 225 da Constituição Federal:

*Art. 225. Todos têm direito ao meio ambiente ecologicamente equilibrado, bem de uso comum do povo e essencial à sadia qualidade de vida, impondo-se ao Poder Público e à coletividade o dever de defendê-lo e preservá-lo para as presentes e futuras gerações.*

*§ 1º - Para assegurar a efetividade desse direito, incumbe ao Poder Público:*

*VII - proteger a fauna e a flora, vedadas, na forma da lei, as práticas que coloquem em risco sua função ecológica, provo-*

*quem a extinção de espécies ou submetam os animais a crueldade. (BRASIL, 1988a).*

Da mesma forma, a Lei n.º 9.605, de 12 de fevereiro de 1998 (Lei de Crimes Ambientais), que dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, estabelece no artigo 29 que é crime ambiental:

*“matar, perseguir, caçar, apanhar, utilizar espécimes da fauna silvestre, nativos ou em rota migratória, sem a devida permissão, licença ou autorização da autoridade competente ou em desacordo com a obtida:*

*Pena - detenção de seis meses a um ano, e multa.” (BRASIL, 1998).*

O Decreto n.º 3.179, de 21 de setembro de 1999 (BRASIL, 1999), que regulamenta a Lei n.º 9.605 (Lei de Crimes Ambientais), estabelece que é crime a coleta, a eliminação de espécimes da fauna silvestre e a exploração de campos naturais de invertebrados aquáticos sem a devida autorização da autoridade competente.

Observando-se que a investigação epidemiológica pode determinar a necessidade de controle ou eliminação de determinada população de moluscos, o artigo 37 da Lei n.º 9.605 (BRASIL, 1998) institui que o abate de espécimes da fauna não pode ser considerado crime quando os espécimes em questão forem considerados nocivos pelo órgão competente.

Recomenda-se, no entanto, que a declaração de nocividade seja acordada com o órgão ambiental federal, sobretudo quando a atividade de controle ou eliminação populacional objetivada produza quaisquer efeitos sobre os processos naturais de manutenção do ecossistema, ressalvadas as situações previstas nas regulamentações subseqüentes.

## **9.2 Quanto à coleta de moluscos de interesse epidemiológico**

De acordo com o art. 14 da Lei n.º 5.197 (Lei da Fauna),

*“poderá ser concedida a cientistas, pertencentes a instituições científicas, oficiais ou oficializadas, ou por estas indicadas, licença especial para a coleta de material destinado a fins científicos, em qualquer época.” (BRASIL, 1967).*

Qualquer autorização de manejo de captura ou coleta de espécimes da fauna segue as normatizações instituídas pela Portaria Ibama n.º 332, de 13 de março de 1990 (BRASIL, 1990), que ainda determina a competência do Ibama para a concessão de autorização de coleta de material zoológico para fins científicos.

Quando se tratar de cientistas estrangeiros, devidamente credenciados pelo país de origem, deverá o pedido de licença ser aprovado e encaminhado ao órgão público federal competente – neste caso, o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) –, por intermédio de instituição científica oficial do país.

De acordo com a Resolução do Conselho de Gestão do Patrimônio Genético (CGEN) nº 21, de 31 de agosto de 2006 (BRASIL, 2006a), a coleta de moluscos de interesse epidemiológico não se enquadra sob o conceito de acesso ao patrimônio genético para as finalidades da Medida Provisória nº 2.186-16, de 23 de agosto de 2001, e está dispensada da obtenção de autorização de acesso do patrimônio genético.

### **9.3 Quanto ao controle e à eliminação de moluscos de interesse epidemiológico**

Conforme foi mencionado anteriormente, a destruição de animais silvestres será permitida, mediante licença da autoridade competente, quando os espécimes em questão forem considerados nocivos.

Artigo 3º da Lei n.º 5.197, de 3 de janeiro de 1967 (Lei da Fauna):

*§ 2º - Será permitida, mediante licença da autoridade competente, a apanha de ovos, larvas e filhotes que se destinem aos estabelecimentos acima referidos, bem como a destruição de animais silvestres considerados nocivos à agricultura ou à saúde pública. (BRASIL, 1967, art. 3º).*

Artigo 37 da Lei n.º 9.605, de 12 de fevereiro de 1998 (Lei de Crimes Ambientais):

*Art. 37. Não é crime o abate de animal, quando realizado:  
IV - por ser nocivo o animal, desde que assim caracterizado pelo órgão competente. (BRASIL, 1998, art. 37).*

São entendidos como órgãos competentes para caracterizar um animal como nocivo à saúde pública os órgãos vinculados ao Ministério da Saúde, em concordância com o órgão ambiental federal.

Nos casos específicos do caramujo transmissor da esquistossomose e de demais invertebrados de interesse epidemiológico previstos em programas oficiais de governo, o controle e a eliminação podem ser efetuados pelos órgãos vinculados ao Ministério da Saúde sem a necessidade de autorização do órgão ambiental competente, conforme regulamentação prevista na Instrução Normativa Ibama nº 109, de 3 de agosto de 2006 (anexo J):

*Art. 4º. O estudo, manejo ou controle da fauna sinantrópica nociva, previstos em programas de âmbito nacional desenvolvidos pelos órgãos federais da Saúde e da Agricultura, bem como*

*pelos órgãos a eles vinculados, serão analisados e autorizados pela Diretoria de Fauna e dos Recursos Pesqueiros do Ibama (Difap/Ibama) ou pelas Superintendências do Ibama nos estados, de acordo com a regulamentação específica vigente.*

*§ 1o - Observada a legislação e as demais regulamentações vigentes, são espécies passíveis de controle por órgãos de governo da Saúde, da Agricultura e do Meio Ambiente, sem a necessidade de autorização do órgão ambiental competente:*

*a) Invertebrados de interesse epidemiológico, previstos em programas e ação de governo, tal como: insetos hematófagos (hemípteros e dípteros), ácaros, helmintos e moluscos de interesse epidemiológico, artrópodes peçonhentos e invertebrados classificados como pragas agrícolas pelo Ministério da Agricultura. (BRASIL, 2006b)*

É importante ressaltar que a caracterização de nocividade deve ser aplicada apenas sobre um grupo ou uma população de animais específicos de uma determinada região e não à espécie como um todo.

### **Controle Biológico**

Quanto à atividade de controle de moluscos de interesse epidemiológico, utilizando-se métodos biológicos com introdução de espécimes competidores ou predadores, deve-se ressaltar que:

- a) A Lei n.º 9.605 (BRASIL, 1998) e o Decreto n.º 3.179 (BRASIL, 1999) caracterizam como infração a introdução de “*espécime animal no País, sem parecer técnico oficial favorável e licença expedida por autoridade competente*”.
- b) O transporte e a introdução de espécimes da fauna silvestre em ambiente natural fora da área de distribuição natural de suas populações devem estar devidamente autorizados pelo órgão federal competente.

### **Controle físico**

Quanto aos métodos físicos de manejo dos criadouros, que se utilizam da modificação de sua estrutura e composição física:

- a) A Resolução Conama n.º 303, de 20 de março de 2002 (BRASIL, 2002a), considera como Áreas de Preservação Permanente (APPs): faixas marginais de cursos d'água, entorno de nascentes, veredas marginais de brejos e encharcados, restingas, mangues, entre outras áreas.

- b) Considerando-se a possibilidade de soterramento de um corpo d'água como método para a eliminação de um foco de esquistossomose e que tenha como consequência direta ou indireta a supressão da vegetação na área de preservação permanente, deve-se observar o artigo 4º da Lei n.º 4.771, de 15 de setembro de 1965 (Código Florestal), que estabelece o seguinte:

*Art. 4o. A supressão de vegetação em área de preservação permanente somente poderá ser autorizada em caso de utilidade pública (grifo nosso) ou de interesse social, devidamente caracterizados e motivados em procedimento administrativo próprio, quando inexistir alternativa técnica e locacional ao empreendimento proposto (artigo com redação determinada pela MP n.º 2.166-67/2001). (BRASIL, 1965).*

O artigo 1º, parágrafo 2º, item IV da referida Lei define as atividades de proteção sanitária como de utilidade pública.

- c) A supressão de que trata o artigo 4º da Lei n.º 4.771/65 (BRASIL, 1965) dependerá de autorização do órgão ambiental estadual competente, com anuência prévia, quando couber, do órgão federal ou municipal de meio ambiente.

### **Controle químico**

Quanto aos métodos químicos com uso de moluscidas:

- a) A Lei n.º 7.802, de 11 de julho de 1989 (BRASIL, 1989), e o Decreto n.º 4.074, de 4 de janeiro de 2002 (BRASIL, 2002b), o qual a regulamenta, dispõem sobre a necessidade de autorizações para o uso de agrotóxicos e afins para a pesquisa e a experimentação, regulamentando também a produção, a embalagem, a rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, e destino final dos resíduos e das embalagens, seus registros e classificações, além das competências para o controle e a inspeção de procedimentos e responsabilidades sobre infrações das normatizações.
- b) A referida legislação determina competências ao Ministério da Agricultura, ao Ministério da Saúde e ao Ministério do Meio Ambiente quanto ao registro, à regulamentação específica e à fiscalização de uso de agrotóxicos e afins.
- c) Qualquer um dos três Ministérios pode conceder o Registro Especial Temporário (RET) – “ato destinado a atribuir o direito de utilizar um agrotóxico, componente ou afim para finalidades específicas em pesquisa e experimentação, por tempo determinado, podendo conferir o direito de importar ou produzir a quantidade necessária à pesquisa e experimentação” – desde que em concordância com as normas estabelecidas pelos demais Ministérios.

- d) Para os demais usos dos agrotóxicos e afins, há necessidade de se requerer registro específico, atendendo a diretrizes e exigências dos órgãos federais competentes da agricultura, da saúde e do meio ambiente.
- e) A Anvisa é o órgão federal responsável, junto ao Ministério da Saúde, pela concessão de registro de produtos moluscicidas de uso domissanitário.
- f) No Ibama, a Coordenação de Avaliação e Controle de Substâncias Químicas (Coasq), da Diretoria de Licenciamento e Qualidade Ambiental (Diliq), é responsável por avaliar, controlar, orientar e incentivar ações referentes aos processos e aos produtos alternativos ao uso de agrotóxicos e afins, bem como por avaliar efeitos do uso de agrotóxicos e afins sobre os ecossistemas, quanto à concessão de seus registros.

Como pôde ser observado, apesar das restrições legais, o controle de moluscos de interesse epidemiológico, seja por métodos biológicos, químicos ou físicos, pode ser efetuado, desde que respeitada a legislação ambiental concernente. A Instrução Normativa Ibama n.º 109, de 3 de agosto de 2006 (BRASIL, 2006b), exime os órgãos de governo da necessidade de autorização para o controle e a eliminação dos moluscos de interesse epidemiológico, desde que a ação esteja prevista em programas de governo.

Recomendamos, entretanto, que antes de qualquer intervenção no meio ambiente, seja feito um contato prévio com a representação do órgão ambiental competente na região, para que seja dada ciência das ações que devem ser desenvolvidas.

# Algumas Considerações sobre o Controle da Esquistossomose

O controle da transmissão da esquistossomose não tem produzido os resultados esperados, apesar do progresso tecnológico na produção de moluscidas e medicamentos mais eficazes. Por conseguinte, um novo modelo de controle precisa ser desenvolvido com base no paradigma sociocultural. Esse modelo deve compreender os seguintes aspectos:

- controle dos hospedeiros intermediários com uso de moluscidas ou por meio do controle biológico;
- melhoramento dos serviços de saúde pública;
- tratamento da água para abastecimento de comunidades, saneamento básico, educação em saúde e educação ambiental;
- tratamento de portadores (individuais ou em larga escala);
- proteção de indivíduos, de tal modo que se previna a penetração da cercária pela pele; e
- participação da comunidade no controle da esquistossomose.

Esse conjunto de medidas constitui, potencialmente, o mais efetivo método de controle em médio e longo prazos. Em teoria, é um método eficiente; contudo, difícil de ser executado em grandes áreas endêmicas, como no Brasil, que cobre, aproximadamente, 1.000.000 km<sup>2</sup>.

O saneamento básico e o tratamento da água destinada ao abastecimento de comunidades podem reduzir o risco de contaminação cercariana. Entretanto, a garantia de um bom efeito e da permanência dessas medidas só é possível com mudanças no comportamento humano, com melhorias na educação, na saúde e no saneamento.

A participação da comunidade é indispensável ao bom desenvolvimento do programa. Esse passo prima pela higiene pessoal e pelo papel de cada um no combate à doença.

Além disso, é importante ressaltar que nenhum desses métodos é capaz, isoladamente, de fazer o controle da doença, exceto em condições especiais, pois:

- o moluscicida atualmente disponível é caro, pode ser altamente tóxico e possui efeito apenas temporário;
- o controle biológico ainda não é um método eficaz (há, por exemplo, o problema da introdução de espécies exóticas);
- o melhoramento dos serviços de saúde pública e o tratamento da água para abastecimento apenas potencializam os resultados do controle feito a partir de outros métodos, além de possuir um efeito de médio e longo prazos;
- o tratamento em larga escala dos portadores reduz a morbidade, porém não é suficiente para o controle da transmissão da doença;
- as vacinas ainda estão em processo experimental.

Portanto, a estratégia mais adequada consiste no “controle integrado, de caráter multidisciplinar”, com bom senso, responsabilidade e participação coletiva.

# Referências

As referências que se seguem correspondem àquelas citadas no texto, bem como a leituras complementares.

ABÍLIO, F. J. P. *Aspectos bio-ecológicos da fauna malacológica, com ênfase a Melanoides tuberculata Müller, 1774 (Gastropoda: Thiaridae) em corpos aquáticos do Estado da Paraíba*. 1997. 150 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas)–Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 1997.

\_\_\_\_\_. *Gastropodes e outros invertebrados bentônicos do sedimento litorâneo e associado à macrófitas aquáticas em açudes do semi-árido paraibano, nordeste do Brasil*. 2002. 179 f. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais)–Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2002.

AMARAL, R. S.; PORTO, M. A. S. Evolução e situação atual de controle das esquistossomose no Brasil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, Brasília, v. 27, 1994. Suplemento 3.

AMORIN, J. P.; PESSOA, S. B. Experiência de alguns vegetais como moluscocida. *Rev. Bras. Malar. Doenças Trop.*, [S.l.], v. 14, p. 254-260, 1962.

BAPTISTA, D. F. et al. Perspectives of using *Euphorbia splendens* as a molluscicide in schistosomiasis control programs. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health*, [S.l.], v. 25, p. 419-424, 1994.

BAPTISTA, D. F. et al. Vegetative development and seed germination of *Euphorbia splendens* var. *hislopii*, a biomolluscicidal species. *Arq. Biol. Tecnol.*, [S.l.], v. 40, n. 2, p. 435-441, 1997.

BARBOSA, F. S. (Org.). *Tópicos em malacologia médica*. Rio de Janeiro: Ed. Fiocruz, 1995. 314 p.

BARBOSA, F. S.; BARBOSA, C. S. The bioecology of snail vectors for schistosomiasis in Brazil. *Cad. Saúde Pública*, [S.l.], v. 10, p. 200-209, 1994.

BEDWORTH, A. E.; BEDWORTH, D. A. (Orgs.). *The Profession and Practice of Health Education*. Dubuque: Wm. C. Brown Publishers, 1992. 472 p.

BOAVENTURA, M. F. et al. Formas Larvais de Trematoda provenientes de Gastrópodes Límnicos da Microrregião Rio de Janeiro, Sudeste do Brasil. *Lundiana*, [S.l.], v. 3, p. 45-49, 2002.

BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA). Resolução n.º 303, de 20 de março de 2002. Dispõe sobre parâmetros, definições e limites de Áreas de Preservação Permanente. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 13 maio 2002a.

\_\_\_\_\_. *Constituição da República Federativa do Brasil*. Brasília: Senado Federal, 1988a.

\_\_\_\_\_. Decreto n.º 3.179, de 21 de setembro de 1999. Dispõe sobre a especificação das sanções aplicáveis às condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, e dá outras providências. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 22 set. 1999.

\_\_\_\_\_. Decreto n.º 4.074, de 4 de janeiro de 2002. Regulamenta a Lei n.º 7.802, de 11 de julho de 1989, que dispõe sobre a pesquisa, a experimentação, a produção, a embalagem e rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, o destino final dos resíduos e embalagens, o registro, a classificação, o controle, a inspeção e a fiscalização de agrotóxicos, seus componentes e afins, e dá outras providências. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 8 jan. 2002b.

\_\_\_\_\_. Lei n.º 4.771, de 15 de setembro de 1965. Institui o novo Código Florestal. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 16 set. 1965. Retificada em 28 set. 1965.

\_\_\_\_\_. Lei n.º 5.197, de 3 de janeiro de 1967. Dispõe sobre a proteção à fauna e dá outras providências. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 5 jan. 1967.

\_\_\_\_\_. Lei n.º 7.802, de 11 de julho de 1989. Dispõe sobre a pesquisa, a experimentação, a produção, a embalagem e rotulagem, o transporte, o armazenamento, a comercialização, a propaganda comercial, a utilização, a importação, a exportação, o destino final dos resíduos e embalagens, o registro, a classificação, o controle, a inspeção e a fiscalização de agrotóxicos, seus componentes e afins, e dá outras providências. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 12 jul. 1989.

\_\_\_\_\_. Lei n.º 9.605, de 12 de fevereiro de 1998. Dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, e dá outras providências. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 13 fev. 1998. Retificada em 17 fev. 1998.

\_\_\_\_\_. Ministério da Saúde. *Norma operacional básica do SUS – 01/96*. Brasília, 1996. Texto aprovado pela Comissão Intergestores Tripartite.

\_\_\_\_\_. Ministério da Saúde. Superintendência de Campanhas de Saúde Pública (SU-CAM). *Manual do Guarda de Esquistossomose – Instruções para Coproscopia/Medicação*. Brasília, 1988b.

\_\_\_\_\_. Ministério da Saúde; Conselho Nacional de Saúde. Resolução n.º 41, de 3 de março de 1993. Aprova o primeiro parecer da Comissão de Relatoria sobre o documento “Municipalização das ações e serviços de saúde: a ousadia de cumprir e fazer cumprir a lei”, conforme a forma anexa a esta resolução. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 14 abr. 1993.

\_\_\_\_\_. Ministério da Saúde; Fundação Nacional de Saúde. *Controle da esquistossomose – Operações de Malacologia/Diretrizes Técnicas*. Brasília, 1995.

\_\_\_\_\_. Ministério do Meio Ambiente. Conselho de Gestão do Patrimônio Genético. Resolução n.º 21, de 31 de agosto de 2006. Dispõe sobre pesquisas e atividades científicas que não se enquadram sob o conceito de acesso ao patrimônio genético para as finalidades da Medida provisória n.º 2.186-16, de 23 de agosto de 2001. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 12 set. 2006a.

\_\_\_\_\_. Ministério do Meio Ambiente. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Instrução Normativa n.º 73, de 18 de agosto de 2005. Dispõe sobre a proibição, em todo o território brasileiro, da criação e comercialização de moluscos terrestres da espécie *Achatina fulica*, também conhecida como acatina, caracol-africano, caracol-gigante, caracol-gigante-africano, caramujo-gigante, caramujo-gigante-africano, falso-escargot ou rainha-da-África, bem como o de seus ovos. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 22 ago. 2005. n. 161, Seção 1.

\_\_\_\_\_. Ministério do Meio Ambiente. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Instrução Normativa n.º 109, de 3 de agosto de 2006. Dispõe sobre o controle da fauna sinantrópica nociva e de seu manejo ambiental. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 4 ago. 2006b.

\_\_\_\_\_. Ministério do Meio Ambiente. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Portaria n.º 332, de 13 de março de 1990. Dispõe sobre a licença para coleta de material zoológico. *Diário Oficial da União*, Poder Executivo, Brasília, DF, 20 mar. 1990.

CALDEIRA, R. L. et al. Molecular identification of similar species of the genus *Biomphalaria* (Mollusca: Planorbidae) determined by a polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 93, n. Suppl. I, p. 219-225, 1998.

CARVALHO, O. S.; CALDEIRA, R. L. *Identificação morfológica de Biomphalaria glabrata, B. tenagophila e B. straminea hospedeiros intermediários do Schistosoma mansoni*. Belo Horizonte: Centro de Pesquisas René Rachou/FIOCRUZ, 2004.1 CD. (Série Esquistossomose; n.6).

CARVALHO, O. S. et al. *Moluscos de Importância Médica no Brasil*. Belo Horizonte: Centro de Pesquisa René Rachou, 2005. 52 p. (Série Esquistossomose; 7).

- CARVALHO, O. S. et al. Primeiros casos autóctones de esquistossomose mansoni em região do Noroeste do Estado de Minas Gerais. *Rev. Saúde Públ. São Paulo*, São Paulo, v. 22, p. 237-239, 1988.
- CARVALHO, O. S. et al. Re-evaluation of schistosomiasis mansoni in Minas Gerais - Brazil III. Noroeste de Minas mesoregion. *Rev. Inst. Méd. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 40, p. 277- 279, 1998.
- CARVALHO, O. S. et al. Re-evaluation of Schistosomiasis mansoni in Minas Gerais, Brasil II. Alto Paranaíba Mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 92, p. 141-142, 1997.
- CARVALHO, O. S. et al. Schistosomiasis mansoni in the Region of the Triângulo Mineiro, State of Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 89, p. 509-512, 1994.
- CORREA, M. P. *Dicionário de plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas*. Rio de Janeiro: Ministério da Agricultura/Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal, 1984. v. 2. 533 p.
- COURA, J. R.; AMARAL, R. S. Epidemiological and control aspects of schistosomiasis in Brazilian endemic areas. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 99, n. Suppl I, p. 13-19, 2004.
- COURA-FILHO, P. An alternative model for schistosomiasis control with active participation by the population through the Unified Health System (SUS) in Taquaraçu de Minas (Minas Gerais, Brazil) from 1985 to 1995. *Cad. Saúde Pública*, [S.l.], v. 14, p. 111-122, 1998.
- DANNEMANN, R. D. A.; PIERI, O. S. Emigration from the water and lamella formation by *Biomphalaria glabrata* (Say) from different localities in the endemic areas of schistosomiasis in Brazil. *J. Med. Appl. Malacol.*, [S.l.], v. 5, p. 31-37, 1993.
- FAVRE, T. C. et al. Circadian rhythms in the cercarial emergence of *Schistosoma mansoni* by *Biomphalaria tenagophila* at outdoors: a comparative study with *Biomphalaria glabrata*. *Biol. Rhythm Res.*, [S.l.], v. 28, p. 348-357, 1997.
- FAVRE, T. C.; PIERI, O. S.; BARBOSA, C. S. Aspectos malacológicos e epidemiológicos envolvidos na transmissão da esquistossomose em Pernambuco. In: ABSALÃO, R. S.; SANTOS, S. B. (Eds.). *Tópicos em Malacologia Brasileira – Ecos do XVIII EBRAM*. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Malacologia, [19--?]. No prelo.
- FERNANDEZ, M. A.; PIERI, O. S. Infection by *Schistosoma mansoni* Sambon 1907 in the first four months of life of *Biomphalaria straminea* (Dunker, 1848) in Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, n. Suppl., p. 185-192, 2001.
- FERNANDEZ, M. A.; THIENGO, S. C.; SIMONE, L. R. L. Distribution of the introduced freshwater snail *Melanooides tuberculatus* (Gastropoda: Thiaridae) in Brazil. *Nautilus*, [S.l.], v. 117, n. 3, p. 78-82, 2003.
- FRANSEN, F. Discussion of the relationships between *Schistosoma* and their intermediate hosts, assessment of the degree of host-parasite compatibility and evaluation of schistosome taxonomy. *Z. Parasitenkd.*, [S.l.], v. 58, p. 275-296, 1979.

FRANSEN, F.; CHRISTENSEN, N. O. An introductory guide to the identification of cercariae from African freshwater snails with special reference to cercariae of trematode species of medical and veterinary importance. *Acta Tropica*, [S.l.], v. 41, p. 181-202, 1984.

FREITAS, J. R.; SANTOS, M. B. L. Current advances on the study of snail-snail interactions, with special emphasis on competition process. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 90, n. 2, p. 261-269, 1995.

GAZZINELLI, A.; GAZZINELLI, M. F.; CADETE, M. M. Sociocultural aspects of schistosomiasis mansoni in an endemic area in Minas Gerais, Brazil. *Cad. Saúde Pública*, [S.l.], v. 14, p. 841-849, 1998.

GAZZINELLI, M. F. et al. A interdição da doença: uma construção cultural da esquistosomose em área endêmica, Minas Gerais, Brasil. *Cad. Saúde Pública*, [S.l.], v. 18, p. 1629-1638, 2002.

GIOVANELLI, A. et al. The molluscicidal activity of the latex of *Euphorbia splendens* var. *hislopilii* on *Melanoides tuberculata* (Thiaridae), a snail associated with habitats of *Biomphalaria glabrata* (Planorbidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, p. 123-125, 2001.

GIOVANELLI, A. et al. The molluscicidal activity of the Niclosamide (Bayluscide WP70') on *Melanoides tuberculata* (Thiaridae), a snail associated with habitats of *Biomphalaria glabrata* (Planorbidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 97, p. 743-745, 2002.

GUIMARÃES, C. T.; SOUZA, C. P.; SOARES, D. M. Possible competitive displacement of Planorbids by *Melanoides tuberculata* in Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, n. Suppl., p. 173-176, 2001.

HARTZ, Z. M. A.; VIEIRA, L. M. (Org.). *Avaliação em saúde: dos modelos conceituais à prática na análise da implantação de programa*. Rio de Janeiro: Ed Fiocruz, 2005. 276 p.

HOLLANDA, H. H. *Educação sanitária na profilaxia das endemias rurais*. Rio de Janeiro, 1956. Manuscrito não publicado.

JURBERG, P.; VASCONCELLOS, M.; MENDES, N. M. Plantas empregadas como moluscidas: uma visão crítica. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 84, p. 76-88, 1989.

LIMA, L. C. Planorbídeos neotropicais de importância médica. In: COURA, J. R. (Ed.). *Dinâmica das doenças infecciosas e parasitárias*. Rio de Janeiro: Ed. Guanabara Koogan, 2005. p. 99-111.

LUTZ, A. Notas sobre Dicranocercárias brasileiras. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 27, p. 349-402, 1933.

LUTZ, A. Outro grupo de trematodeos nascendo de Dicranocercárias e outro caso de espécies com coecos abrindo para fora. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 29, p. 229-238, 1934.

- MADSEN, H. Biological methods for the control of freshwater snails. *Parasitology Today*, [S.l.], v. 6, p. 237-241, 1990.
- MADSEN, H. Ecological studies on the intermediate host snails and the relevance to schistosomiasis control. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 87, n. Suppl. 4, p. 249-253, 1992.
- MALEK, E. A. *Laboratory guide and notes for medical malacology*. Mineapólis: Burgess Publishing Company, 1962. 154 p.
- MALEK, E. A. *Snail hosts of schistosomiasis and other snail-transmitted diseases in tropical America: a manual*. Washington, D.C.: Pan American Health Organization, 1985. 78 p.
- MALEK, E. A.; CHENG, T. C. *Medical and economic malacology*. New York: Academic Press, 1974. 398 p.
- MASSARA, C. L.; SCHALL, V. T. A pedagogical approach of schistosomiasis – an experience of health education in Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 99, n. Suppl 1, p. 113-119, 2004.
- MCCULLOUGH, F. S. *The role of mollusciciding in schistosomiasis control*. Geneva: World Health Organization, 1992. 13 p. (WHO/SCHIST/92; 107).
- MOTT, K. E. *Plant Molluscicide*. Chichester: John Wiley & Sons LTD; New York: UNDP/World Bank/WHO Special Programme for Research and Training in Tropical Diseases, 1987. 326 p.
- OLIVEIRA FILHO, E. C. *Estudo ecotoxicológico do látex moluscicida da Coroa-de-Cristo (Euphorbia milii var hislopilii)*. 1995. 157 f. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública – Toxicologia Ambiental)–Escola Nacional de Saúde Pública, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 1995.
- OLIVIER, L.; SCHNEIDERMAN, M. A method for estimating the density of aquatic snail populations. *Exp. Parasitol.*, [S.l.], v. 5, p. 109-117, 1956.
- ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE (OMS). *O controle da esquistossomose: segundo relatório do comitê de especialistas da OMS*. Rio de Janeiro: Ed. Fiocruz, 1994. 110 p. (Technical Reports Series, 830).
- ORGANIZACIÓN MUNDIAL DE LA SALUD (OMS). *Prevención y control de la esquistosomiasis y las geohelmintiasis*. Ginebra: Organización Mundial de la Salud, 2005. 66 p.
- PARAENSE, W. L. A genetic approach to the systematics of Planorbidae molluscs. *Evolution*, [S.l.], v. 10, n. 4, p. 403-407, 1956.
- \_\_\_\_\_. Autofecundação e fecundação cruzada em *Australorbis glabratus*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 53, n. 2/3/4, p. 277-284, 1955.

\_\_\_\_\_. *Biomphalaria occidentalis* sp. n. from South America (Mollusca Basommatophora Pulmonata). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 76, n. 2, p. 199-211, 1981.

\_\_\_\_\_. Estado atual da sistemática dos planorbídeos brasileiros. *Arq. Mus. Nac.*, [S.l.], v. 55, p. 105-128, 1975.

\_\_\_\_\_. Fauna planorbídica do Brasil. In: LACAZ, C. da S.; BARUZZI, R.; SIQUEIRA, W. (Eds.). *Introdução à geografia médica do Brasil*. São Paulo: Edgard Blücher/Editora Universidade de São Paulo, 1972. p. 213-239

\_\_\_\_\_. The schistosome vectors in the Américas. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, n. Suppl., p. 7-16, 2001.

PARAENSE, W. L.; DESLANDES, N. Observations on the morphology of *Australorbis glabratus*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 53, p. 87-103, 1955.

PIERI, O. S. Perspectivas no controle ambiental dos moluscos vetores da esquistossomose. In: BARBOSA, F. S. (Org.). *Tópicos em malacologia médica*. Rio de Janeiro: Ed. Fiocruz, 1995. p. 239-252.

PIERI, O. S.; GONÇALVES, J. F.; SARQUIS, O. Repeated focal mollusciciding for snail control in sugar-cane area of northeast Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 90, n. Suppl 1, p. 535-536, 1995.

PIERI, O. S.; THOMAS, J. D. Induction of morphological, behavioural and physiological changes in a population of *Biomphalaria glabrata* by an environmental factor of predictive value. *J. Med. Appl. Malacol.*, [S.l.], v. 4, p. 43-56, 1992.

PIERI, O. S.; THOMAS, J. D. Snail control in the eastern coastal areas of Northeast Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 82, n. Suppl IV, p. 197-201, 1987.

POINTIER, J. P. Invading freshwater snails and biological control in Martinique Island, French West Indies. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, n. Suppl., p. 67-74, 2001.

PORTER, A. *The larval trematoda found in certain South African mollusca. with special reference to schistosomiasis (Bilharziasis)*. Johannesburg: S. African Instit. for Medical Research, 1938. 492 p.

REY, L. Planorbídeos e outros moluscos hospedeiros de helmintos. In: \_\_\_\_\_. *Parasitologia*. 3. ed. Rio de Janeiro: Ed Guanabara Koogan, 2001. p.769-783.

ROZENDAAL, J. A. Freshwater snails – intermediate hosts of schistosomiasis and food-borne trematode infections. In: \_\_\_\_\_. *Vector Control*. Methods for use by individuals and communities. Geneva: World Health Organization, 1997. p. 337-356.

RUIZ, J.M. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. *An. Fac. Farm. Odontol. Univ. São Paulo*, São Paulo, v. 3, p. 105-112, 1943.

\_\_\_\_\_. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. 3. Fauna de Belo Horizonte e Jaboticatubas, Estado de Minas Gerais. *Mem. Inst. Butantan*, [S.l.], v. 24, p. 45-62, 1952b.

\_\_\_\_\_. Contribuição ao estudo das formas larvárias de trematódeos brasileiros. 2. Fauna de Santos, Estado de São Paulo. *Mem. Inst. Butantan*, [S.l.], v. 24, p. 17-36, 1952c.

\_\_\_\_\_. Índices cercários específicos do *Schistosoma mansoni* verificados em Neves e Mariana, Estado de Minas Gerais. *Mem. Inst. Butantan*, [S.l.], v. 24, p. 63-68, 1952a.

SANTOS, M. G. dos et al. Conhecimentos, opiniões e prevalência de helmintíases entre professores e alunos de 1º grau de escolas públicas da periferia de Belo Horizonte. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, São Paulo, v. 35, p. 573-581, 1993.

SCHALL, V. T. Alfabetizando o corpo: o pioneirismo de Hortênsia de Hollanda na Educação em Saúde. *Cad. Saúde Pública*, [S.l.], v. 15, (Suppl II), p. 149-159, 1999.

\_\_\_\_\_. An Interactive perspective of health education for the Tropical Disease Control: the schistosomiasis case. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 93 (Suppl I), p. 51-58, 1998.

\_\_\_\_\_. Health education for children in the control of schistosomiasis. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 82, n. Suppl. IV, p. 285-295, 1987.

\_\_\_\_\_. Health education, public information and communication in schistosomiasis control in Brazil: A brief retrospective and perspectives. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 90, n. 2, p. 229-234, 1995.

SCHALL, V. T.; DINIZ, M. C. P. Information and education in schistosomiasis control: an analysis of the situation in the state of Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, p. 35-43, 2001.

SCHALL, V. T. et al. The molluscicidal activity of "Crown of Christ" (*Euphorbia splendens* var. *hislopii*) latex on snails acting as intermediate hosts of *Schistosoma mansoni* and *Schistosoma haematobium*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, [S.l.], v. 58, n. 1, p. 7-10, 1998.

SCHELL, C. S. *The Trematodes*. Dubuque: Ed. WMC Brown Company Publishers, 1970. 355p.

SCHLEMPER JÚNIOR, B. R. et al. Distribuição geográfica de Planorbídeos em Santas Catarina, Brasil. *Rev. Soc. Brás. Méd. Trop.*, [S.l.], v. 29, p. 411-418, 1996.

SILVA, P. B. da et al. Aspectos físico-químicos e biológicos relacionados à ocorrência de *Biomphalaria glabrata* em focos litorâneos da esquistossomose em Pernambuco. *Quim. Nova*, [S.l.], v. 29, n. 5, p. 901-906, 2006.

SILVA, R. E. *Estudo Malacológico da Bacia Hidrográfica do Lago Soledade (Ouro Branco, Minas Gerais): testes de susceptibilidade com os transmissores do Schistosoma mansoni. Caracterização de larvas de trematódeos emergentes de moluscos.* 1992. 149 f. Tese (Doutorado)–Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais, 1992.

SOUZA, C. P. et al. Geographical Distribution of Biomphalaria Snails in the State of Minas Gerais, Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, p. 293-302, 2001.

STURROCK, R. F. Schistosomiasis epidemiology and control: how did we get here and where should we go? *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, (Suppl), p. 17-27, 2001.

TELES, H. M. S. A distribuição geográfica das espécies dos caramujos transmissores de *Schistosoma mansoni* no Estado de São Paulo, Brasil. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, [S.l.], v. 38, p. 426-432, 2005.

TELES, H. M. S.; PEREIRA, P. A. C.; RICHINITTI, L. M. Z. Distribuição de *Biomphalaria* (Gastropoda, Planorbidade) nos Estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, Brasil. *Rev. Saúde Públ. São Paulo*, São Paulo, v. 25, p. 350-352, 1991.

THIENGO, S. C. Helminthoses de interesse médico-veterinário transmitidas por moluscos no Brasil. In: SANTOS, S. B.; ABSALÃO, R. S.; PIMENTA, A. D. (Ed.). *Tópicos em Malacologia – Ecos do XVIII EBRAM*. Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Malacologia. No prelo.

\_\_\_\_\_. Técnicas malacológicas. In: BARBOSA, F. S. (Org.). *Tópicos em Malacologia Médica*. Rio de Janeiro: Fiocruz, 1995. p. 255-265.

THIENGO, S. C. et al. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: I – Metropolitan mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 96, (Suppl.), p. 177-184, 2001.

THIENGO, S. C. et al. Freshwater snails and Schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: III – Baixadas Mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 97, (Suppl. 1), p. 43-46, 2002.

THIENGO, S. C. et al. Freshwater snails and Schistosomiasis mansoni in the State of Rio de Janeiro, Brazil: II – Centro Fluminense Mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 97, p. 621-626, 2002.

THIENGO, S. C. et al. Freshwater snails and Schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: IV – Sul Fluminense Mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 99, p. 275-280, 2004.

THIENGO, S. C. et al. Freshwater snails and Schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: V – Norte Fluminense Mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 99, (Suppl. I), p. 99-103, 2004.

THIENGO, S. C. et al. Freshwater snails and schistosomiasis mansoni in the state of Rio de Janeiro, Brazil: VI – Noroeste Fluminense Mesoregion. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 101, (Suppl. I), p. 239-245, 2006.

THIENGO, S. C.; SANTOS, S. B.; FERNANDEZ, M. A. Malacofauna límnic da área de influência do lago da usina hidrelétrica de Serra da Mesa, Goiás, Brasil. I. Estudo qualitativo. *Rev. Bras. Zool.*, [S.l.], v. 22, n. 4, p. 867-874, 2005.

THOMAS, J. D. The snail hosts of schistosomiasis: some evolutionary and ecological perspectives in relation to control. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 90, n. 2, p. 195-204, 1995.

VASCONCELLOS, M. C.; AMORIM, A. Activity of *Euphorbia splendens* var. *hislopii* N.E.B. (Euphorbiaceae) Latex against *Lymnaea columella* (Say, 1817) (Pulmonata: Lymnaeidae), Intermediate Host of *Fasciola hepatica* Linnaeus, 1758 (Trematoda: Fasciolidae). 2: Limited Field-testing. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 98, n. 7, p. 981-985, 2003.

VASCONCELLOS, M. C.; SCHALL, V. T. Latex of “Coroa-de-Cristo” (*Euphorbia splendens*): an effective molluscicide. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 81, n. 4, p. 475-476, 1986.

VASCONCELOS, E. M. Educação popular como instrumento de reorientação das estratégias de controle das doenças infecciosas e parasitárias. *Cad. Saúde Pública*, [S.l.], v. 14, p. 39-57, 1998.

VEITENHEIMER-MENDES, I. L. Cercárias em moluscos planorbídeos de Camaquã Rio Grande do Sul, Brasil. *Rev. Bras. Biol.*, [S.l.], v. 42, p. 545-551, 1982.

VIDIGAL, T. H. D. A. et al. Further Studies on the Molecular Systematics of Biomphalaria Smails from Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, [S.l.], v. 95, p. 57-66, 2000.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). *Report of Scientific Working Group of Plant Molluscicide and Guidelines for Evaluation of Plant Molluscicides*. Geneva, 1983. (TDRS/SCH-SWESWE (4)/83.3).

\_\_\_\_\_. *Specifications and evaluations for public health pesticides: niclosamide*. Geneva, 2002. 24 p.

# Glossário

**Água:** elemento indispensável à vida; possui duas propriedades especialmente importantes: grande poder de dissolução e suspensão. Quase pura quando provinda das chuvas, ao atingir a superfície do solo, parte é absorvida e a outra parte escorre carregando nutrientes e outras substâncias nocivas à saúde. A água encanada domiciliar, sempre que possível, deverá ser oferecida ou facilitada às populações.

**Biótopo:** área ocupada por uma biocenose – conjunto inter-relacionado de seres vivos.

**Capilaridade:** é a propriedade dos fluídos de subir e descer em tubos muito finos. A tendência do líquido de subir pelo capilar resulta da diferença de pressão gerada pela interface curva entre a fase líquida e a fase gasosa.

**Carenado:** termo utilizado em conquiologia para designar conchas que apresentam carena, ou seja, uma quilha proeminente.

**Coleção hídrica:** todo local onde exista água parada ou em movimento. Toda coleção hídrica deve a princípio ser considerada como um criadouro, ao menos em potencial.

**Criadouro:** toda coleção hídrica que ofereça condições de abrigar qualquer espécie de caramujo. A qualidade do criadouro pode sofrer a influência da topografia (declividade do solo), da geologia (permeabilidade ou impermeabilidade do solo), da climatologia (chuvas, temperatura e umidade) e das condições físicas e químicas da água (potencial de hidrogenação = **pH**, teor de ferro, salinidade, teor de matéria orgânica, entre outras).

**Criadouro de importância epidemiológica:** é aquele que reúne condições ecológicas que favorecem a existência de moluscos transmissores e ainda serve à comunidade sob diversas formas: fonte de água para consumo, local para banho, lavagem de roupa e fonte de renda (derivada da pesca e da agricultura). A utilização da água pode determinar a potencialidade da transmissão da esquistossomose.

**Ecótono:** determinado tipo de habitat dentro de uma área geográfica; microambiente.

**Espécie exótica:** espécie presente numa determinada área geográfica da qual não é originária.

**Estação de captura:** é o ponto demarcado às margens de um criadouro para a pesquisa da presença de caramujos. A estação de captura deve ser caracterizada pelas coordena-

nadas geográficas, obtidas por meio de um aparelho de **GPS** (Sistema de Posicionamento Global). Nas grandes coleções, a distância entre os pontos será de 50m e, quando o criadouro for pequeno, a pesquisa deve ser feita em toda a sua extensão.

**Eutrofização:** processo que favorece o crescimento de determinadas espécies (incluindo algas e infestantes) pelo aquecimento da água em nutrientes, especialmente azoto e fósforo, resultante da contaminação de origem industrial e agrícola com efeitos negativos sobre o equilíbrio dos ecossistemas (diminuição do nível de oxigênio nas águas). Em situações extremas, pode haver perda da fauna, da flora e da qualidade da água para consumo humano.

**Fotodegradável:** decomposição ou degradação de uma sustância pela ação da luz.

**Foco:** criadouro onde se encontra o caramujo infectado por *S. mansoni*, isto é, local onde espécies de *Biomphalaria* eliminam cercárias. O exame do caramujo deve ser feito em laboratório ou por técnico especializado. Em áreas focais, é indispensável a determinação e o mapeamento da coleção hídrica.

**Habitats heterogêneos e instáveis:** ambientes poluídos e habitats temporários.

**Hidróxido de cálcio:** subproduto da utilização do carbureto para produção de acetileno.

**Lêntico:** ambiente que se refere à água parada ou a organismo que vive em água parada, com movimento lento ou estagnado, incluindo lagos e charcos.

**Lótico:** ambiente relativo à água movente ou a organismo que nela habita, como um rio ou uma corrente.

**Malacologia:** ciência que estuda os moluscos.

**Manejo ambiental para o controle de vetores:** planejamento, organização, implementação e monitoramento de atividades para a modificação e a manipulação de fatores ambientais ou sua interação como homem no sentido de prevenir ou minimizar a propagação de vetores e reduzir o contato entre parasitos, vetores e o ser humano.

**Mufla:** região compreendida entre os tentáculos e a boca, na parte anterior da cabeça de um planorbídeo.

**Opérculo:** estrutura córnea ou calcária que serve para fechar total ou parcialmente a abertura da concha de um gastrópode prosobrânquio quando o animal se retrai para dentro da concha.

**Planorbídeo:** caramujo de água doce; molusco pulmonado da classe Gastropoda.

**Saneamento hídrico:** visa basicamente a evitar que a água contaminada afete a saúde do homem e de animais, mediante o destino adequado das águas servidas, seja por meio de soluções coletivas (esgoto condominial, rede de esgoto) ou por soluções isoladas (privada com fossa seca, fossa estanque, fossa de fermentação ou privada química, tanque sép-

tico e tanque “Imnhoff”). De fundamental importância no controle da esquistossomose. Quando realizado adequadamente em locais de transmissão esquistossomótica, dificulta grandemente o desenvolvimento dos planorbídeos.

**Vazão:** volume de água que se desloca na unidade de tempo, expresso em litros por segundo (l/s).

**Vegetação flutuante:** o mesmo que macrófitas aquáticas, ou seja, plantas aquáticas de tamanho macroscópico.



# Anexos

## **Anexo A – Relação de materiais para medição de água e confecção de croqui**

1. trena ou corda marcada de metro em metro;
2. vara de medição dividida em cm;
3. vertedouro triangular (com suporte, inclusive);
4. vertedouro retangular;
5. régua de plástico de 40cm milimetrada;
6. facão de campo com lâmina de aço de 16 com bainha;
7. enxada de aço de 3 libras com cabo;
8. marreta de 1 a 2 quilos;
9. pares de botas de borracha em numeração adequada;
10. boletim;
11. lápis;
12. caderno de 100 folhas quadriculadas;
13. aparelho de GPS.



## **INSTRUÇÕES DE PREENCHIMENTO**

### **IDENTIFICAÇÃO DE COLEÇÕES HÍDRICAS – PCE-102a**

#### **I – FINALIDADE:**

Cadastrar as coleções hídricas existentes no município, o tipo e os locais onde foram realizadas capturas de moluscos.

#### **II – ROTINA:**

O preenchimento será efetuado em uma única via, entregue ao responsável pelo sistema de informação para registro e, em seguida, ao coordenador do PCE para arquivamento.

#### **III – INSTRUÇÕES DE PREENCHIMENTO:**

##### **CAMPO DESCRIÇÃO**

1. Identifique a sigla do estado em que a atividade está sendo executada.
2. Escreva o código e o nome do município em que a atividade está sendo executada.
3. Escreva o número da coleção hídrica de acordo com o reconhecimento geográfico (RG).
4. Anote no quadro 1 se a coleção hídrica for perene ou 2 se a coleção hídrica for temporária.
5. Indique no quadro o tipo da coleção hídrica:
  - B = brejo;
  - L = lagos e açudes;
  - E = escavações e poços;
  - V = valas e valetas;
  - R = rios, riachos e córregos;
  - O = outros.
6. Nos campos 6 a 11, escreva o número, o nome e a categoria das 3 principais localidades onde a coleção hídrica se localiza, de acordo com o reconhecimento geográfico (RG).
7. Anote o número da estação, de acordo com o reconhecimento geográfico (RG), onde foi feita a captura do caramujo.
8. Anote a coordenada geográfica (latitude e longitude). Utilize o padrão WGS 84 (datun) em décimo de graus.





## INSTRUÇÕES DE PREENCHIMENTO

### DIÁRIO DE MALACOLOGIA – PCE-102

#### I – FINALIDADE

O formulário objetiva registrar por localidade os trabalhos malacológicos executados pelo agente de combate às endemias (ACE) e pelo laboratorista.

#### II – ROTINA:

O preenchimento será efetuado em uma única via, entregue diariamente ao laboratório e devolvida ao ACE, se for o caso, para as devidas providências.

Quando estiver concluído todo o trabalho da localidade, o laboratorista fará a entrega dos formulários ao supervisor, que, após conferi-los e visá-los, os encaminhará ao responsável pela digitação no sistema PCE.

#### III – INSTRUÇÕES DE PREENCHIMENTO:

##### CAMPO DESCRIÇÃO

- 01 Este campo será preenchido apenas pelo responsável pelo lançamento dos dados no sistema PCE. O valor será fornecido pelo sistema.
- 02 Anote a sigla do estado em que a atividade está sendo executada.
- 03 Escreva o nome da diretoria regional de saúde.
- 04 Preencha inicialmente a primeira parte do campo, que se refere à numeração sequencial das folhas. Quando concluir o preenchimento, conte as folhas e escreva o total encontrado na segunda parte do campo em todas as folhas, para amarração (controle).
- 05 Escreva o nome do município.
- 06 Escreva o número e o nome da localidade conforme o reconhecimento geográfico.
- 07 Escreva a categoria correspondente ao reconhecimento geográfico. Por exemplo:
  - cidade;
  - bairro;
  - vila.
- 08 Assinale com um “X” a fase a ser desenvolvida pelo Programa de Vigilância e Controle da Esquistossomose; quando se tratar de *avaliação*, informe o número desta.
- 09 Assinale com um “S” se a localidade foi concluída ou com “N” caso não tenha sido concluída.

- 10 Anote a data em que o formulário foi preenchido.
- 11 Anote a data em que o laboratorista realizou os exames.
- 12 Escreva o número da coleção hídrica, conforme o reconhecimento geográfico.
- 13 Assinale com “S” se a coleção hídrica estiver na condição de importância epidemiológica ou “N” se não tiver importância epidemiológica.
- 14 Assinale com um “X” o tipo da coleção hídrica:
  - B = brejo;
  - L = lagos e açudes;
  - E = escavações e poços;
  - V = valas e valetas;
  - R = rios, riachos e córregos;
  - O = outros.
- 15 Anote a quantidade de estações existentes.
- 16 Anote a quantidade de estações pesquisadas.
- 17 Anote a quantidade de estações com caramujo.
- 18 Anote a quantidade de caramujos capturados.
- 19 Anote a quantidade de caramujos da espécie *Biomphalaria glabrata*.
- 20 Anote a quantidade de caramujos da espécie *Biomphalaria tenagophila*.
- 21 Anote a quantidade de caramujos da espécie *Biomphalaria straminea*.
- 22 Anote a quantidade de caramujos de outras espécies.
- 23 Anote o somatório dos campos 19 a 22.
- 24 Anote a quantidade de caramujos da espécie *Biomphalaria glabrata* que foram positivos.
- 25 Anote a quantidade de caramujos da espécie *Biomphalaria tenagophila* que foram positivos.
- 26 Anote a quantidade de caramujos da espécie *Biomphalaria straminea* que foram positivos.
- 27 Anote a quantidade de caramujos de outra espécie que foram positivos.
- 28 Anote o somatório dos campos 24 a 27.
- 29 Informe o método utilizado na aplicação do moluscicida, da seguinte forma:

- 1 = regador;
- 3 = gotejador;
- 5 = misto;
- 7 = bomba.

30 Informe a data da aplicação do moluscicida.

31 Informe a quantidade, em gramas, do moluscicida utilizado no tratamento da coleção hídrica.

32 Anote a matrícula e/ou o nome do agente de saúde que realizou o trabalho de captura.

33 Anote a matrícula e/ou o nome do laboratorista que realizou os exames.

34 Visto do supervisor.

35 Convenções adotadas.

36 Convenções adotadas.

37 Anote a data em que foi realizada a pesquisa na estação.

38 Anote o número da coleção hídrica.

39 Anote o número da estação.

40 Anote o número de caramujos capturados na estação.



## INSTRUÇÕES DE PREENCHIMENTO

### POTENCIAL DE TRANSMISSÃO – PCE-103

#### I – FINALIDADE:

Objetiva coletar informações a fim de determinar a classificação das coleções hídricas de acordo com sua maior ou menor importância epidemiológica.

#### II – ROTINA:

O preenchimento será efetuado em uma única via, que, após a conclusão do trabalho, deverá ser entregue ao supervisor, que, por sua vez, após conferi-la e visá-la, a encaminhará à sede do distrito, onde as informações serão processadas pelo Sistema de Informação do PCE.

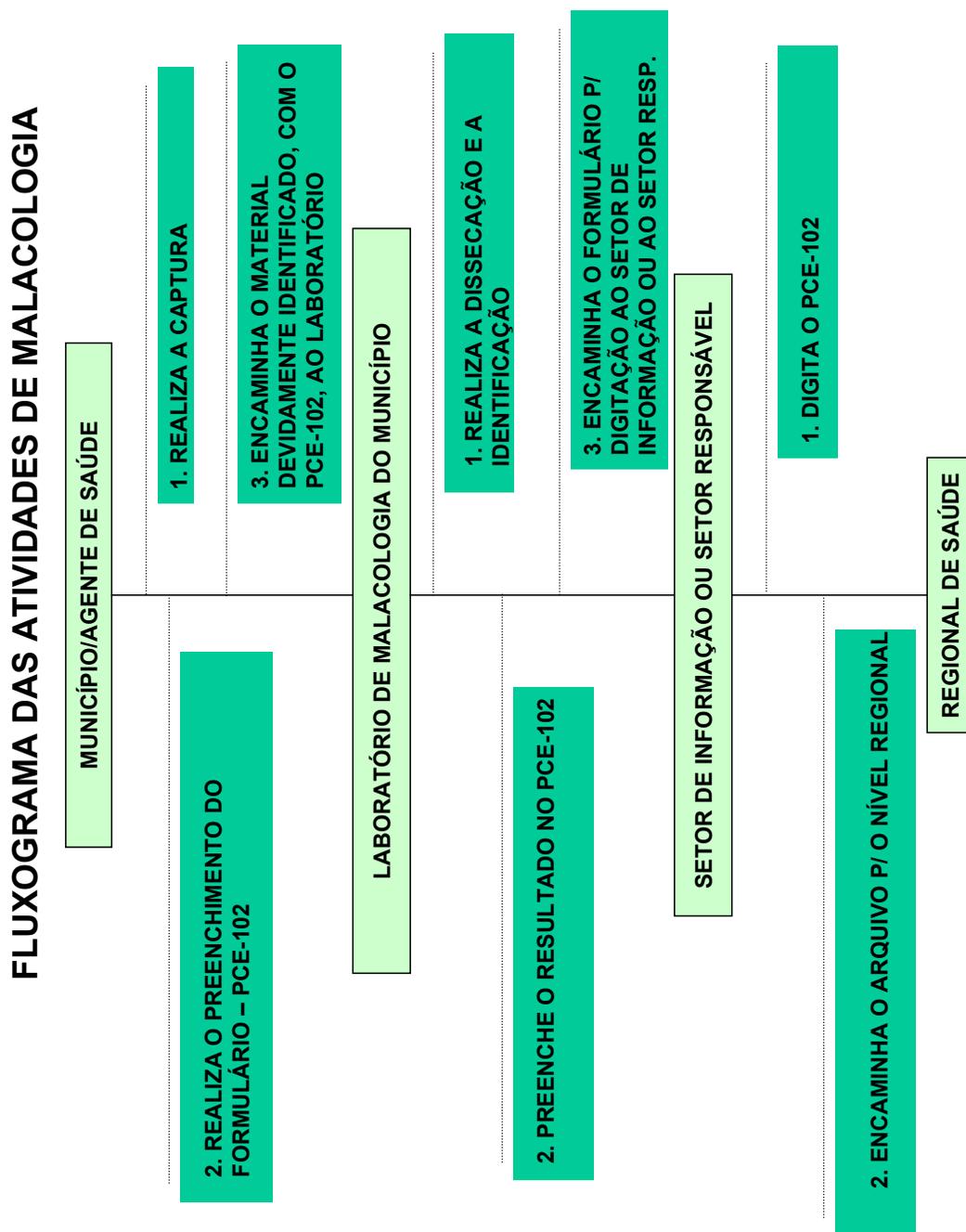
#### III – INSTRUÇÕES DE PREENCHIMENTO:

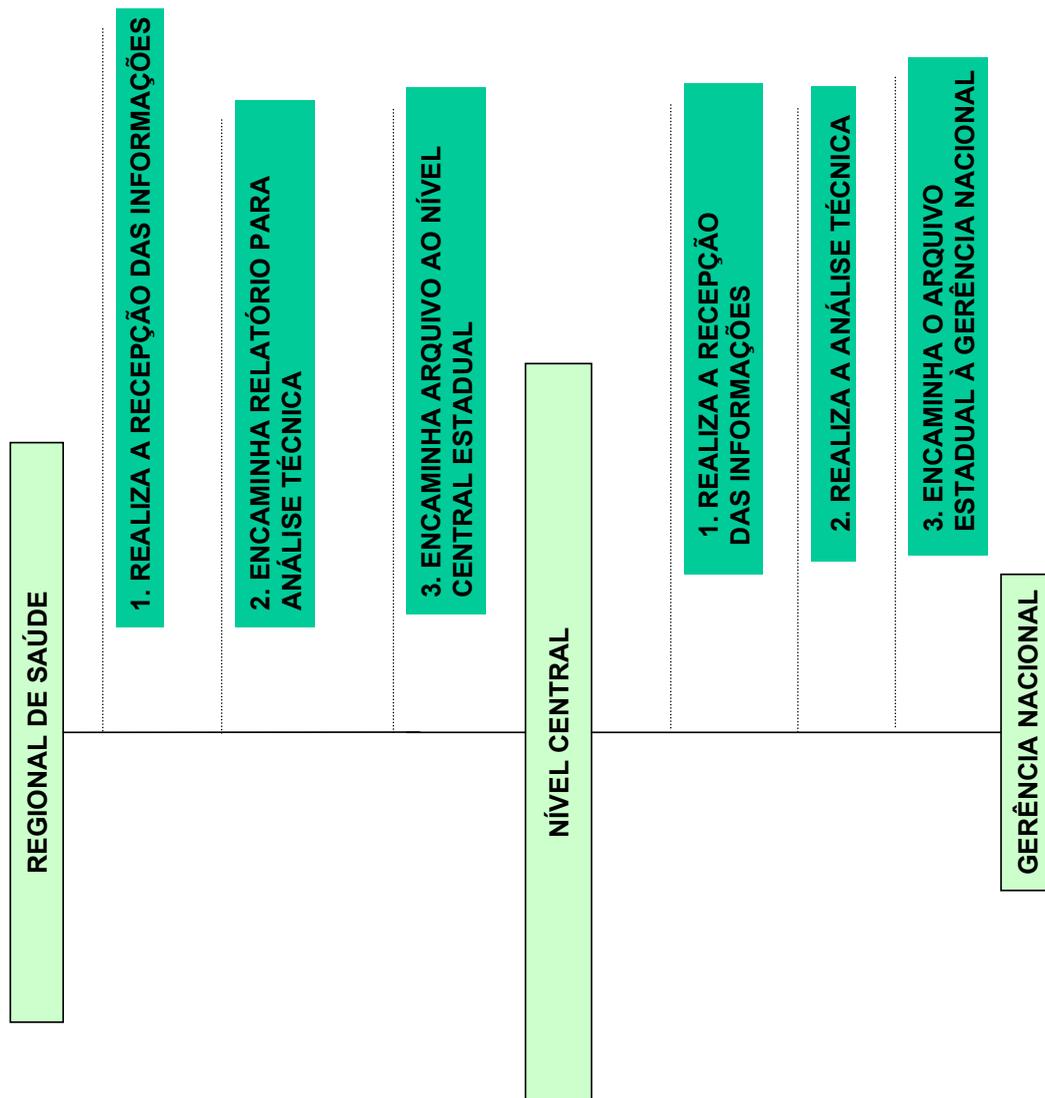
##### CAMPO DESCRIÇÃO

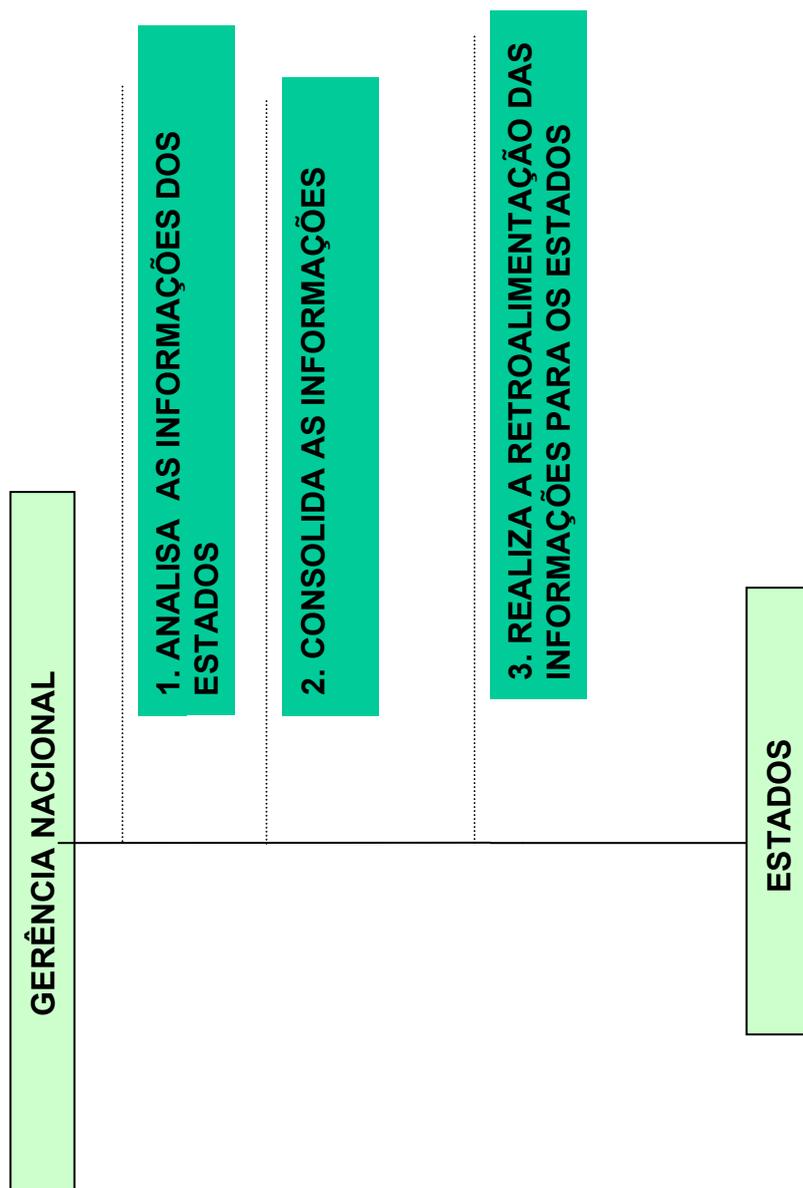
- 01 Escreva o nome da coordenação regional.
- 02 Escreva o nome do distrito.
- 03 Escreva o nome do município.
- 04 Escreva o número da localidade conforme o reconhecimento geográfico.
- 05 Escreva o nome da localidade principal do núcleo.
- 06 Escreva a categoria correspondente ao reconhecimento geográfico. Por exemplo:
  - cidade;
  - bairro;
  - vila;
  - povoado;
  - fazenda;
  - sítio.
- 07 Escreva o número da coleção hídrica conforme o reconhecimento geográfico do município.
- 08 Escreva o número da estação conforme o reconhecimento geográfico do município.
- 09 Anote o número correspondente da atividade principal a ser levada a cabo no local.

- 10 Anote o número correspondente, informando se existe ou não acesso ao local.
- 11 Anote o número correspondente à situação do fluxo da água.
- 12 Anote o número correspondente, informando se o caramujo está presente ou ausente.
- 13 Anote o número correspondente, informando se há presença ou ausência de dejetos humanos.
- 14 Anote o número correspondente, informando se as pessoas que usam o local têm ou tiveram sintomas relacionados à esquistossomose.
- 15 Anote o número correspondente, informando se há ou não interesse da comunidade em ajudar no trabalho de controle da esquistossomose.
- 16 Escreva neste campo o total que se refere ao somatório dos campos de número 9 a 15:  
Resultado:
  - menor ou igual a 14 = contra-indica tratamento;
  - entre 15 a 17 = indica tratamento na presença de caramujo e contaminação;
  - maior ou igual a 18 = indica tratamento.
- 17 Escreva a data em que o formulário foi preenchido.
- 18 Anote o nome do ACE que realizou o trabalho.
- 19 Aponha ou acrescente a assinatura do ACE que realizou o trabalho.

## Anexo E – Fluxograma das atividades de malacologia







**Anexo F – Tabela para determinação da vazão e do cálculo de moluscicida a ser aplicado pelo método do vertedouro triangular**

<b>Altura d'água: H (cm)</b>	<b>Vazão: Q (l/s)</b>	<b>Quant. de niclosamida a ser usado (g): à base de 1ppm durante 6 horas</b>	<b>Altura d'água: H (cm)</b>	<b>Vazão: Q (l/s)</b>	<b>Quant. de niclosamida a ser usado (g): à base de 1ppm durante 6 horas</b>
2,5	0,14	3	17,0	16,7	361
3,0	0,22	5	17,5	18,0	389
3,5	0,32	7	18,0	19,3	417
4,0	0,45	10	18,5	20,7	447
4,5	0,60	13	19,0	22,1	447
5,0	0,78	17	19,5	23,6	510
5,5	1,00	22	20,0	25,1	542
6,0	1,24	27	20,5	26,7	577
6,5	1,51	32	21,0	28,4	614
7,0	1,82	39	21,5	30,1	650
7,5	2,16	47	22,0	31,9	689
8,0	2,54	55	22,5	33,7	728
8,5	2,96	64	23,0	35,6	769
9,0	3,41	74	23,5	37,6	812
9,5	3,90	84	24,0	39,6	855
10,0	4,44	96	24,5	41,7	901
10,5	5,01	108	25,0	43,8	946
11,0	5,63	122	25,5	46,1	996
11,5	6,29	136	26,0	48,4	1.045
12,0	7,00	151	26,5	50,7	1.095
12,5	7,75	167	27,0	53,1	1.147
13,0	8,55	185	27,5	55,6	1.200
13,5	9,39	203	28,0	58,2	1.257
14,0	10,30	222	28,5	60,8	1.313
14,5	11,20	242	29,0	63,5	1.371
15,0	12,20	264	29,5	66,3	1.432
15,5	13,30	287	30,0	69,2	1.495
16,0	14,40	311	30,5	72,1	1.557
16,5	15,50	335	31,0	75,1	1.622

**Anexo G – Tabela das dimensões sugeridas e dos limites para vertedouros retangulares**

<b>Limites recomendáveis de vazão (litros/seg)</b>	<b>Carga hidráulica máxima: H (cm)</b>	<b>Largura da soleira: L (cm)</b>	<b>Largura do curso d'água: B (cm)</b>	<b>Largura da margem do fundo do curso d'água: E (cm)</b>	<b>Distância lateral da crista do vertedor à margem: C (cm)</b>	<b>Distância da soleira do fundo do curso: D (cm)</b>
2,0 a 85,0	30,5	30,5	122,0	91,5	45,5	45,5
5,7 a 160,0	38,0	45,5	152,0	99,0	53,0	45,5
7,0 a 225,0	38,0	61,0	183,0	106,5	61,0	53,0
9,4 a 480,0	45,5	91,5	213,5	122,0	61,0	63,0
14,2 a 650,0	45,5	122,0	274,5	122,0	76,0	61,0
21,1 a 990,0	45,5	183,0	350,0	137,0	84,0	76,0

### Anexo H – Tabela para a determinação da vazão pelo método do vertedouro retangular

H (cm)	Litros por minuto			Vazão adicional para cada 0,5m a mais de largura
	L = 0,5m	L = 1,0m	L = 1,5m	
2	2,5	5,1	7,6	2,5
3	4,7	9,4	14,2	4,8
4	7,2	14,5	21,8	7,3
5	10,0	20,3	30,5	10,2
6	13,1	26,6	40,0	14,4
7	16,5	33,4	50,4	17,0
8	20,0	40,7	61,4	20,7
9	23,8	48,5	73,2	24,7
10	27,7	56,6	85,5	28,9
11	31,9	65,3	98,7	33,4
12	36,2	74,3	112,3	38,0
13	40,7	83,6	126,5	42,9
14	45,3	93,2	141,2	53,2
15	50,0	103,1	156,3	58,5
16	54,8	113,4	171,9	64,2
17	59,8	123,9	188,1	69,9
18	64,9	134,8	204,7	75,8
19	70,0	145,8	221,5	81,8
20	75,3	157,1	238,9	88,0
21	80,6	168,7	256,7	94,4
22	86,1	180,6	275,0	100,9
23	91,6	192,6	293,5	100,9
24	97,3	204,9	312,5	107,6
25	102,9	217,3	331,7	114,4
26	108,7	230,0	351,4	121,3
27	114,5	242,9	371,3	128,4
28	120,4	256,0	391,6	135,6
29	126,3	269,3	412,2	144,9
30	132,3	282,6	433,0	150,0
31	138,3	296,3	454,2	158,0

continua...

...continuação

H (cm)	Litros por minuto			Vazão adicional para cada 0,5m a mais de largura
	L = 0,5m	L = 1,0m	L = 1,5m	
32	144,4	310,0	475,6	165,6
33	150,6	324,1	497,6	173,5
34	156,8	338,2	519,7	181,5
35	163,0	352,5	452,0	189,5
36	169,2	366,2	564,5	197,7
37	175,5	381,4	587,4	206,0
38	181,7	396,0	610,3	214,3
39	188,1	411,0	633,9	222,9
40	194,5	426,6	657,4	231,5
41	200,3	441,0	681,2	240,2
42	207,2	456,3	705,4	249,0
43	213,6	471,7	729,7	258,1
44	220,1	487,2	754,3	267,1
45	226,5	502,8	779,0	276,2
46	233,0	518,4	803,9	285,5

A fórmula de Francis permitiu a tabulação mostrada:  $Q = 1,83 (1 - 0,2h) h^A 2/3$ .

Onde: Q = vazão em metros cúbicos por segundo.

L = largura do vertedouro em metros.

H = carga sobre a soleira do vertedor em metros.

O resultado foi multiplicado por 1.000 para ser expresso em litros/seg.

### **Anexo I – Relação de materiais para aplicação de moluscicida**

1. medidor (tipo caneca) calibrado com capacidade de 140g;
2. frasco calibrado com capacidade para 2 litros;
3. medidor de nível ligado à escala graduada;
4. regadores de metal com capacidade para 10 litros;
5. tambor de 200 litros provido de torneira, filtro, bico e tubo de ventilação;
6. chave de grifo de 1 e ½ polegada;
7. funil com filtro de tela metálica;
8. balde com capacidade para 10 litros.

## **Anexo J – Instrução Normativa n.º 109, sobre o controle da fauna sinantrópica nociva e seu manejo ambiental**



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL  
MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE  
INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E  
DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS

### **INSTRUÇÃO NORMATIVA Nº 109, DE 3 DE AGOSTO DE 2006.**

O PRESIDENTE DO INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS - IBAMA, no uso das atribuições legais previstas no art. 26, inciso V, do Anexo I, da Estrutura Regimental, aprovada pelo Decreto no 5.718, de 13 de março de 2006, e o art. 95, item VI, do Regimento Interno, aprovado pela Portaria GM/MMA nº 230, de 14 de maio de 2002;

Considerando o art. 3º, § 2º e art. 8º, parágrafo único da Lei nº 5.197, de 03 de janeiro de 1967, e o art. 37, Inciso IV, da Lei nº 9.605, de 12 de fevereiro de 1998;

Considerando a necessidade de ordenar os critérios de manejo e controle da fauna sinantrópica nociva, e;

Considerando as disposições contidas no Processo Ibama n.º 020012.005076/2005-90,

### **R E S O L V E:**

Art. 1º O controle da fauna sinantrópica nociva e de seu manejo ambiental serão regulamentados por esta Instrução Normativa.

§ 1º Declarações locais e temporais de nocividade de populações de espécies da fauna deverão, sempre que possível, ser baseadas em protocolos definidos pelos Ministérios da Saúde, da Agricultura ou do Meio Ambiente.

§ 2º Com base no protocolo referido no parágrafo anterior, populações de espécies sinantrópicas podem ser declaradas nocivas pelos órgãos federal ou estaduais do meio ambiente ou, ainda, pelos órgãos da Saúde e Agricultura, quando assim acordado com o órgão do meio ambiente.

Art. 2º Para os efeitos desta Instrução Normativa, entende-se por:

- I - controle da fauna: captura de espécimes animais seguida de soltura, com intervenções de marcação, esterilização ou administração farmacológica; captura seguida de remoção e translocação; captura seguida de eliminação; ou eliminação direta de espécimes animais.
- II - espécies domésticas: espécies que, por meio de processos tradicionais e sistematizados de manejo ou melhoramento zootécnico, tornaram-se dependentes do homem e do ambiente doméstico, apresentando características biológicas e comportamentais em estreita relação com ele, podendo apresentar fenótipo variável, diferente da espécie silvestre que as originaram;
- III - fauna exótica invasora: animais introduzidos a um ecossistema do qual não fazem parte originalmente, mas onde se adaptam e passam a exercer dominância, prejudicando processos naturais e espécies nativas, além de causar prejuízos de ordem econômica e social;
- IV - fauna sinantrópica: populações animais de espécies silvestres nativas ou exóticas, que utilizam recursos de áreas antrópicas, de forma transitória em seu deslocamento, como via de passagem ou local de descanso; ou permanente, utilizando-as como área de vida;
- V - fauna sinantrópica nociva: fauna sinantrópica que interage de forma negativa com a população humana, causando-lhe transtornos significativos de ordem econômica ou ambiental, ou que represente riscos à saúde pública;
- VI - introdução: soltura intencional ou acidental de um organismo vivo, em área distinta da distribuição geográfica da espécie;
- VII - manejo ambiental para controle da fauna sinantrópica nociva: eliminação ou alteração de recursos utilizados pela fauna sinantrópica, com intenção de alterar sua estrutura e composição, e que não inclua manuseio, remoção ou eliminação direta dos espécimes;
- VIII - reintrodução: soltura intencional ou acidental de um organismo vivo, em área de distribuição geográfica natural, da qual foi extirpada ou se extinguiu;
- IV - translocação: transferência de indivíduos de uma espécie, por movimento deliberado ou mediado, de uma área para outra.

Art. 3º Excluem-se desta Instrução Normativa atividades de controle de espécies que constem nas listas oficiais municipais, estaduais ou federal de fauna brasileira ameaçada de extinção ou nos Anexos I e II da Convenção sobre o Comércio Internacional de Espécies da Fauna e da Flora Ameaçadas de Extinção (CITES).

Art. 4º O estudo, manejo ou controle da fauna sinantrópica nociva, previstos em programas de âmbito nacional desenvolvidos pelos órgãos federais da Saúde e da Agricultura,

bem como pelos órgãos a eles vinculados, serão analisados e autorizados pela Diretoria de Fauna e Recursos Pesqueiros do Ibama (DIFAP/Ibama) ou pelas Superintendências do Ibama nos estados, de acordo com a regulamentação específica vigente.

§ 1º Observada a legislação e as demais regulamentações vigentes, são espécies passíveis de controle por órgãos de governo da Saúde, da Agricultura e do Meio Ambiente, sem a necessidade de autorização do órgão ambiental competente:

- a) invertebrados de interesse epidemiológico, previstos em programas e ações de governo, tal como: insetos hematófagos, (hemípteros e dípteros), ácaros, helmintos e moluscos de interesse epidemiológico, artrópodes peçonhentos e invertebrados classificados como pragas agrícolas pelo Ministério da Agricultura;
- b) artrópodes nocivos: abelhas, cupins, formigas, pulgas, piolhos, mosquitos, moscas e demais espécies nocivas comuns ao ambiente antrópico, que impliquem transtornos sociais ambientais e econômicos significativos;
- c) animais domésticos em situação de abandono ou alçados (e.g. *Columba livia*, *Canis familiaris*, *Felis catus*), roedores vetores de doenças (e.g. *Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* e *Mus musculus*);
- d) quirópteros em áreas urbanas e quirópteros hematófagos da espécie *Desmodus rotundus* em regiões endêmicas para a raiva, apenas onde e quando houver comprovação da ocorrência do vírus da raiva na espécie e do esgotamento das alternativas de manejo ambiental para controle da fauna sinantrópica nociva;
- e) espécies exóticas invasoras comprovadamente nocivas, mediante comunicação prévia protocolada junto ao órgão ambiental competente.

§ 2º Para as demais espécies que não se enquadram nos critérios estabelecidos nos itens anteriores, o manejo e controle somente serão permitidos mediante aprovação e autorização expressa do Ibama.

§ 3º A eliminação direta de indivíduos das espécies em questão deve ser efetuada somente quando tiverem sido esgotadas as medidas de manejo ambiental definidas no art. 2º.

Art. 5º Pessoas físicas ou jurídicas interessadas no manejo ambiental ou controle da fauna sinantrópica nociva, devem solicitar autorização junto ao órgão ambiental competente nos respectivos Estados.

§ 1º Observada a legislação e as demais regulamentações vigentes, são espécies sinantrópicas nocivas passíveis de controle por pessoas físicas e jurídicas devidamente habilitadas para tal atividade, sem a necessidade de autorização do órgão ambiental competente:

- a) artrópodes nocivos: abelhas, cupins, formigas, pulgas, piolhos, mosquitos, moscas e demais espécies nocivas comuns ao ambiente antrópico, que impliquem em transtornos sociais ambientais e econômicos significativos.

b) Roedores urbanos vetores de doenças (*Rattus rattus*, *Rattus norvegicus* e *Mus musculus*).

§ 2º Para as demais espécies que não se enquadram nos critérios estabelecidos nos itens anteriores, o manejo e controle somente serão permitidos mediante aprovação e autorização expressa do Ibama.

§ 3º O controle de pombos e o manejo de morcegos em áreas urbanas, com base em metodologias que não impliquem na mortandade de animais, tal como os procedimentos para desalojar colônias em edificações, podem ser autorizados pelo órgão ambiental competente, desde que comprovada habilidade para tal atividade.

Art. 6º A translocação, introdução ou reintrodução de qualquer espécime animal somente será permitida mediante aprovação e autorização do Ibama.

§ 1º Quando for necessário o controle da fauna silvestre potencialmente transmissora de doenças ou zoonoses em áreas de foco, uma amostra dos animais capturados deve ser coletada e enviada para análise laboratorial, cujo diagnóstico deve constar em Relatório Anual a ser encaminhado ao Ibama.

§ 2º Constatada incidência de doenças transmissíveis como resultado da análise prevista no parágrafo anterior, notificações contendo os diagnósticos das doenças devem ser enviadas aos serviços de vigilância epidemiológica dos Ministérios da Saúde, Ministério da Agricultura, e ao Ibama, via postal ou eletrônica.

Art. 7º Os venenos e outros compostos químicos utilizados no manejo ambiental e controle de fauna devem ter registro específico junto aos órgãos competentes, em observância à regulamentação específica vigente: Lei nº 7.802, de 11 de julho de 1989; Decreto nº 4.074, de 4 de janeiro de 2002.

Art. 8º Fica facultada ação emergencial aos Ministérios da Saúde e ao da Agricultura, no que diz respeito ao manejo ambiental e controle da fauna sinantrópica nociva, observadas a legislação e as demais regulamentações específicas vigentes.

§ 1º Ação Emergencial caracteriza-se pela necessidade premente de adoção de medidas de manejo ou controle de fauna, motivadas por risco de vida iminente ou situação de calamidade.

§ 2º Cada ação emergencial deve ser comunicada previamente por meio de ofício ao Ibama, via postal ou eletrônica, de forma que lhe seja facultado indicar um técnico para acompanhar as atividades em campo.

§ 3º As atividades e resultados das ações emergenciais devem ser detalhados em relatório específico encaminhado ao Ibama 30 dias após sua execução.

Art. 9º Fica facultado aos órgãos de segurança pública Polícia Militar, Corpo de Bombeiros e Defesa Civil, em articulação com os anteriores, o manejo e o controle da fauna

sinantrópica e doméstica nocivas, sempre que estas representarem risco iminente para a população.

Art. 10. As pessoas físicas e jurídicas atuando sem a devida autorização ou utilizando métodos em desacordo com a presente Instrução Normativa serão incluídas nas penalidades previstas na Lei nº 9.605, de 12 de fevereiro de 1998 e no Decreto nº 3.179, de 21 de setembro de 1999, sem prejuízos de outras penalidades civis e criminais.

Art. 11. Os casos omissos serão resolvidos pela Presidência do Ibama.

Art. 12. Esta Instrução Normativa entra em vigor na data de sua publicação, revogando-se as disposições em contrário.

**MARCUS LUIZ BARROSO BARROS**

**Presidente**

**Anexo K – Instrução Normativa n.º 73, sobre o controle do caramujo africano: *Achatina fulica* Bowdich, 1822**



Publicado no Diário Oficial da União em 22  
de agosto de 2005, nº 161 Seção 1

SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL  
MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE  
INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E  
DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS

**INSTRUÇÃO NORMATIVA Nº 73, DE 18 DE AGOSTO DE 2005.**

O Presidente do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis – Ibama, no uso das atribuições previstas no Art. 24, Anexo I, da Estrutura Regimental aprovado pelo Decreto nº 4.756, de 20 de junho de 2003, e Art. 95, item VI do Regimento Interno aprovado pela Portaria GM/MMA nº 230, de 14 de maio de 2002;

Considerando o disposto no § 2º, do Art. 3º da Lei nº 5.197, de 03 de janeiro de 1967 e nos incisos II e IV do Art. 37 da Lei nº 9.605, de 12 de fevereiro de 1998;

Considerando os compromissos estabelecidos no item h do Art. 8º da Convenção sobre Diversidade Biológica, aprovada pelo Decreto Legislativo nº 02 de 03 de fevereiro de 1994 e promulgada pelo Decreto nº 2.519 de 16 de março de 1998;

Considerando que o caramujo-gigante-africano – *Achatina fulica* – não pertence à fauna silvestre nativa, sendo, portanto, uma espécie exótica invasora, nociva às espécies silvestres nativas, ao ambiente, à agricultura e à saúde pública; e

Considerando os estudos técnicos e informações constantes do Processo Ibama nº 02001.00447/2004-88,

**R E S O L V E:**

Art.1º Fica proibida, em todo o território brasileiro, a criação e comercialização de moluscos terrestres da espécie *Achatina fulica*, também conhecida como acatina, caracol-africano, caracol-gigante, caracol-gigante-africano, caramujo-gigante, caramujo-gigante-africano, falso-escargot ou rainha-da-África, bem como de seus ovos.

§ 1º. A proibição prevista nesta Instrução Normativa também se aplica aos demais moluscos exóticos introduzidos ou criados sem a autorização do órgão ambiental federal competente.

§ 2º Entenda-se por molusco exótico, toda a espécie de molusco que se encontra fora de sua área natural de ocorrência.

Art.2º Todos os exemplares de *Achatina fulica* atualmente em criadores, devem ser entregues ao Ibama ou órgão competente, no prazo de 60 dias a contar da data da publicação desta Instrução Normativa.

Parágrafo único. Findo o prazo estipulado, os criadores estarão sujeitos às penalidades previstas na legislação vigente.

Art.3º Quem promover, acidentalmente ou deliberadamente a soltura de moluscos exóticos, estará sujeito às sanções previstas no Art. 45 do Decreto nº 3179/99 de 21 de setembro de 1999 sem prejuízo das demais sanções penais e civis cabíveis.

Art.4º Os órgãos competentes federais, estaduais e municipais, bem como as organizações não governamentais com experiência comprovada na área, ficam autorizados a implementar medidas de controle, coleta e eliminação dos exemplares do caramujo *Achatina fulica*, como uma maneira de conter a atual invasão deste molusco nos ambientes urbanos, rurais e naturais.

Parágrafo único. A metodologia estabelecida para o controle e eliminação do caramujo *Achatina fulica* deve estar em acordo com a legislação vigente.

Art. 5º Esta Instrução Normativa entra em vigor na data de sua publicação.

ASSINADO NO ORIGINAL

**MARCUS LUIZ BARROSO BARROS**

Presidente

# Equipe Técnica

## **Organizadores:**

Ronaldo Santos do Amaral (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

Silvana Carvalho Thiengo (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

Otávio Sarmiento Pieri (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Biologia).

## **Colaboradores:**

### **Capítulo 1 – Introdução**

Ronaldo Santos do Amaral (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

### **Capítulo 2 – Moluscos**

Silvana Carvalho Thiengo (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

Monica Ammon Fernandez (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

### **Capítulo 3 – Aspectos ecológicos**

Otávio Sarmiento Pieri (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Biologia).

### **Capítulo 4 – Técnicas malacológicas**

Monica Ammon Fernandez (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

Silvana Carvalho Thiengo (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

Ronaldo Santos do Amaral (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

### **Capítulo 5 – Formas larvais de trematódeos encontradas em moluscos límnicos**

Alan Lane de Melo (ICB/UFMG – Departamento de Parasitologia).

### **Capítulo 6 – Técnicas moleculares**

Omar dos Santos Carvalho (CPqRR/Fiocruz/MS – Laboratório de Helmintoses Intestinais).

Liana K. Jannotti Passos (CPqRR/Fiocruz/MS – Laboratório de Helminthoses Intestinais e Moluscário “Lobato Paraense”).

Roberta Lima Caldeira (CPqRR/Fiocruz/MS – Laboratório de Helminthoses Intestinais).

### **Capítulo 7 – Vigilância e controle dos moluscos de importância médica**

Ronaldo Santos do Amaral (SVS/MS/ Gerência Técnica de Esquistossomose).

Otávio Sarmiento Pieri (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Biologia).

Silvana Carvalho Thiengo (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

Monica Ammon Fernandez (IOC/Fiocruz/MS/Departamento de Malacologia).

Francisco José Pegado Abílio (CE/UFPa/Departamento de Metodologia da Educação).

Virgínia Torres Schall (CPqRR/Fiocruz/MS/Laboratório de Educação em Saúde).

André Jean Deberdt (Ibama/MMA/ Diretoria de Fauna e Recursos Pesqueiros).

Hélio Tadashi Yamada (Funasa/MG).

Jeann Marie Rocha Marcelino (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

Maria José Rodrigues de Menezes (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

Tibério César de Moraes Dantas (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

### **Capítulo 8 – Distribuição dos moluscos hospedeiros intermediários de *Schistosoma mansoni* no Brasil, *Biomphalaria glabrata*, *B. straminea* e *B. tenagophila***

Omar dos Santos Carvalho (CPqRR/Fiocruz/MS – Laboratório de Helminthoses Intestinais).

Ronaldo Guilherme Carvalho Scholte (CPqRR/Fiocruz/MS – Laboratório de Helminthoses Intestinais e Programa de Pós Graduação em Clínica Médica/Biomedicina. Santa Casa de Misericórdia. Belo Horizonte).

Ronaldo Santos do Amaral (SVS/MS/Gerência Técnica de Esquistossomose).

### **Capítulo 9 – Legislação ambiental comentada**

André Jean Deberdt (Ibama/MMA/Diretoria de Fauna e Recursos Pesqueiros).

Fábio A. Faraco (Ibama/MMA/Diretoria de Fauna e Recursos Pesqueiros).

Luiz Nélio Saldanha Palheta (Ibama/MMA/Diretoria de Fauna e Recursos Pesqueiros).

**Elaboração das imagens:**

José Eduardo Prado, André Favaretto Barbosa e Pablo Menezes Coelho (IOC/Fiocruz/Departamento de Malacologia).

Genilton José Vieira e Rodrigo da Cunha Mexas (IOC/Fiocruz/Laboratório de Produção e Tratamento de Imagem).

**Equipe de elaboração da 1ª edição (1995):**

Antonio Carlos Silveira, Euclides Neiva Filho, Jader A. Republicano, José Teixeira da Fraca Silva, Maria Aparecida Honório Tolentino, Maristela dos Reis Luz Alves, Paulo César da Silva e Ronaldo Santos do Amaral.





Disque Saúde  
0800 61 1997

Biblioteca Virtual em Saúde do Ministério da Saúde  
[www.saude.gov.br/bvs](http://www.saude.gov.br/bvs)

Secretaria de Vigilância em Saúde  
[www.saude.gov.br/svs](http://www.saude.gov.br/svs)



Ministério da Saúde

FIOCRUZ  
Fundação Oswaldo Cruz  
Diretoria Regional de Brasília

Secretaria de  
Vigilância em Saúde

Ministério  
da Saúde

