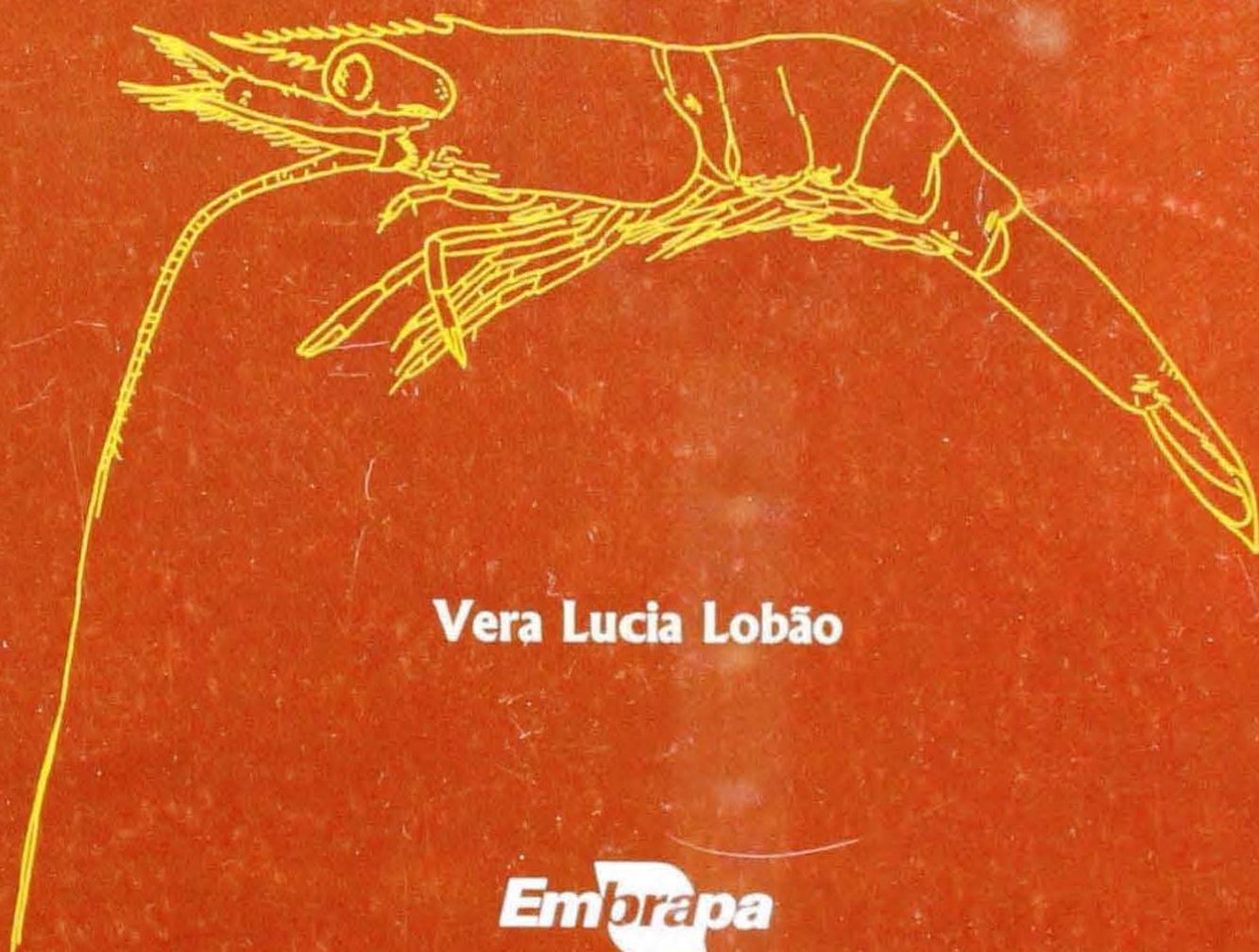


# **Camarão-da-malásia:**

## **larvicultura**



**Vera Lucia Lobão**

**Embrapa**

# **República Federativa do Brasil**



**Presidente**  
**Fernando Henrique Cardoso**

## **Ministério da Agricultura e do Abastecimento**

**Ministro**  
**Arlindo Porto Neto**

### **Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Embrapa**

**Presidente**  
**Alberto Duque Portugal**

**Diretores**  
**Elza Angela Battaglia Brito da Cunha**  
**Dante Daniel Giacomelli Scolari**  
**José Roberto Rodrigues Peres**

***Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Serviço de Produção de Informação  
Ministério da Agricultura e do Abastecimento***

# **Camarão-da-malásia**

## **Larvicultura**

**Vera Lucia Lobão**

***Serviço de Produção de Informação  
Brasília, DF  
1997***

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

**Embrapa Produção de Informação**

SAIN Parque Rural - Av. W3 Norte (final)

Caixa Postal 040315

70770-901 Brasília, DF

Fone: (061) 348-4236 - Fax: (061) 272-4168

**Coordenação editorial**

Embrapa Produção de Informação

**Editor responsável**

Carlos M. Andreotti, M.Sc., Sociologia

**Copidesque**

Francimary de Miranda e Silva

**Projeto gráfico e diagramação**

Carlos Eduardo Felice Barbeiro

**Ilustrações**

Sirlene Siqueira

**Editoração eletrônica**

Júlio César da S. Delfino

**Revisão e normatização bibliográfica**

Zenaide Paiva do Rego Barros

Rosa Maria e Barros

**Impressão e acabamento**

Embrapa Produção de Informação

**1ª edição**

1ª impressão (1997): 2.000 exemplares

CIP-Brasil. Catalogação-na-publicação.  
Embrapa. Serviço de Produção de Informação-SPI.

---

Lobão, Vera Lucia.

Camarão-da-malásia : larvicultura / Vera Lucia Lobão. - Brasília : Embrapa-SPI, 1997.

119p. ; il.

ISBN 85-7383-015-8

1. Camarão-da-malásia - Pós-larva-Produção. 2. Camarão-da-malásia - Larva-Produção.  
3. Camarão-gigante-da-malásia. 4. *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). I. Título.

CDD 639.541

---

© Embrapa 1997

## **AUTORA**

### **Vera Lucia Lobão**

Pesquisadora Científica VI do Centro de Pesquisa em Aqüicultura do Instituto de Pesca da Secretaria da Agricultura e Abastecimento de São Paulo, Doutora e Pós-Doutora pelo Depto. de Fisiologia Geral do Instituto de Biociências da USP.



# **Apresentação**

Camarão-da-malásia - Larvicultura é o terceiro membro de uma trilogia, cujos dois primeiros são Camarão-da-malásia: cultivo e Camarão-da-malásia: mercado. Os dois últimos foram lançados na Coleção CRIAR e na Coleção SABER, respectivamente. Optou-se por um projeto editorial independente, para o presente texto, em razão de sua maior extensão e do maior número de ilustrações, inclusive do grande número de detalhes de muitas delas, como é o caso das fases larvais. A visualização e compreensão desses detalhes ficariam prejudicadas no formato reduzido da Coleção CRIAR.

O presente trabalho é fruto da determinação, idealismo e competência da autora, que o é, também, dos outros membros da trilogia. Também é fruto de sua paciência, que não vacilou diante dos pedidos freqüentes e insistentes do editor por novas explicações que tornassem o texto mais claro e compreensível a qualquer leitor.

Talvez o problema mais sério com que se deparam os criadores ou engordadores nacionais de camarão, problema aliás devidamente enfatizado em Camarão-da-malásia: cultivo, seja a reduzida oferta de larvas e pós-larvas, no momento adequado. O número de interessados na implantação de projetos de engorda de camarão não pára de crescer, ao passo que o número de laboratórios permanece estático ou não cresce em escala suficiente para atender a demanda por larvas e pós-larvas. Criou-se, assim, um gargalo muito estreito entre a oferta (laboratórios de produção de larvas e pós-larvas) e a demanda (engordadores). A razão desse gargalo está nos altos custos das tecnologias atualmente empregadas na implantação e manejo dos laboratórios. De fato, o sistema aberto de cultivo obriga os laboratórios

instalados longe do litoral a reutilizarem ao máximo a água salgada transportada em caminhões-pipa. A preocupação em diminuir os custos de transporte acaba afetando a qualidade da água, o que acarreta altas taxas de mortalidade e baixa produtividade.

A solução apresentada pela autora está na utilização do sistema fechado em que a água circula continuamente entre os tanques de produção e o reservatório de recuperação da água, passando por filtros biológicos. Este método assegura enorme economia de água salgada: enquanto no sistema aberto são necessários de 200 a 250m<sup>3</sup> para a produção de um milhão de pós-larvas, no sistema fechado não vai além de 6 a 8m<sup>3</sup>.

Por outro lado, a utilização de água do mar artificial é outra solução para laboratórios localizados além de 500km do litoral, para os quais o custo de transporte é superior ao dos sais minerais empregados na formulação.

Dessa forma, acreditamos que a presente publicação representa enorme contribuição ao desenvolvimento do negócio da carcinicultura, ao trazer soluções de baixo custo, eficazes e validadas, para o problema da oferta de larvas e pós-larvas contribuindo, a um só tempo, para a multiplicação das fazendas de engorda do *M. rosenbergii* e para a expansão da oferta dessa nova alternativa alimentar.

O Editor.

# Sumário

<b>Introdução</b> .....	9
<b>O estado da arte</b> .....	13
<b>Ciclo de vida na natureza</b> .....	22
<b>Cultivo</b> .....	25
<b>Larvicultura</b> .....	27
Seleção da área .....	27
Estrutura física do laboratório .....	28
A água na larvicultura .....	28
Etapas da larvicultura .....	36
<b>Culturas das larvas</b> .....	51
Larvicultura I .....	51
Larvicultura II .....	52
Alimentação das larvas .....	55
Identificação dos estágios larvais .....	61
Controle da qualidade da água .....	61
Oxigênio dissolvido .....	61
Controle do pH do sistema .....	76
Amônio e nitrito .....	77
Metais pesados .....	78
Metamorfose .....	78
Contagem das pós-larvas .....	79
Acondicionamento e transporte .....	81
Higiene do laboratório .....	84
Principais fatores de risco na larvicultura .....	84
Doenças dos reprodutores, pós-larvas e jovens .....	84
Doenças das larvas .....	95
<b>Aspectos econômicos</b> .....	106
Custos de implantação do laboratório .....	106
Custos de produção do laboratório .....	106
Preço das pós-larvas .....	106
<b>Principais laboratórios de larvicultura do país</b> .....	107
<b>Agenda do larvicultor</b> .....	109
Projetos e assessoria .....	110
<b>Referências bibliográficas</b> .....	111

# Introdução

A criação de camarões de água doce da espécie *Macrobrachium rosenbergii* constitui uma atividade comprovadamente lucrativa e com mercado promissor. Neste ramo empresarial, o Brasil apresenta condições naturais altamente propícias (Lobão, 1996a).

O cultivo de camarões envolve duas etapas principais: a produção de pós-larvas ou larvicultura e a engorda.

A larvicultura é a etapa mais dispendiosa e complexa do cultivo. Os investimentos em infra-estrutura e equipamentos do laboratório e os custos operacionais são altos, exigindo pessoal altamente treinado para o manejo dos rígidos controles de temperatura, salinidade, qualidade de água e de alimentação.

Contudo, a produção bem sucedida de pós-larvas constitui o fator mais importante na promoção e expansão da indústria do cultivo de camarões.

Atualmente, existem no Brasil dois tipos de laboratórios de produção de pós-larvas: os laboratórios comerciais, especializados em suprir os criadores que se dedicam à engorda e que somente se tornam viáveis a partir de uma produção igual ou superior a um milhão de pós-larvas/mês, e os laboratórios de suporte, para abastecimento próprio, nas médias e grandes propriedades, onde a autonomia passa a ser vantajosa e a implantação de um laboratório se justifica economicamente (Lobão, 1996b).

Nos sistemas tradicionais abertos, a água, renovada diariamente, é eliminada e substituída por água nova e limpa. Tal procedimento, no entanto, só é possível quando o

laboratório de larvicultura localiza-se próximo ao litoral. Em áreas afastadas do mar, é imprescindível que a água salobra seja de alguma forma reaproveitada.

Os sistemas fechados de recirculação de água para produção de pós-larvas de organismos aquáticos foram desenvolvidos a partir da necessidade de um controle apurado e preciso das condições do meio onde tais organismos são criados.

No século passado, estudos microbiológicos apontaram grupos de bactérias capazes de reciclar alguns compostos nitrogenados prejudiciais aos organismos aquáticos. Baseando-se nesses estudos, diversas equipes de pesquisa desenvolveram técnicas de filtração utilizando-se dessas bactérias específicas nascendo, assim, a filtração biológica.

Atualmente, o pequeno número de laboratórios de larvicultura comercial (24), existente no Brasil, para atender 436 hectares de área cultivada (Cavalcanti & Correia, 1994), tem intimidado os novos investidores em engorda, que se sentem inseguros quanto à aquisição de pós-larvas nas épocas de povoamento, uma vez que a procura deste produto vem sendo maior que a oferta.

Tal problema pode ser solucionado mediante o estímulo à construção de pequenas larviculturas de “fundo de quintal”. Considerando que tais laboratórios são viáveis, tecnicamente, os projetos de engorda teriam condições mais adequadas para se tornarem exequíveis, economicamente, se recebessem suprimentos de pós-larvas provenientes de um número maior de pequenos produtores ao invés de ficarem na dependência do suprimento de pequeno número de grandes produtores. Sabe-se, com efeito, que em outros países, com o passar do tempo, os grandes laboratórios não têm tido muito êxito (New, comunicação pessoal).

A partir da tendência dos investimentos no Brasil, segundo a qual a maioria das fazendas de camarões apresentam pequeno porte e localizam-se no interior, o setor de carcinicultura do Instituto de Pesca empenhou-se em desenvolver uma tecnologia de larvicultura de *M. rosenbergii* que viabilizasse a redução dos custos de instalação, garantisse autosuficiência ao pequeno e médio produtores e que, ao mesmo tempo, apresentasse soluções para os seguintes problemas:

- reaproveitamento da água através de filtração biológica, o que dispensaria a obrigatoriedade de compra de terras próximas às regiões costeiras;
- dispensa de mão-de-obra especializada com sensível redução dos custos operacionais;
- redução dos custos de aquisição de *Artemia* spp.;
- diminuição dos riscos de contaminação por agentes patogênicos;
- eliminação ou redução da quantidade de detritos no fundo dos tanques;
- manutenção da qualidade da água;
- obtenção de metamorfoses simultâneas; e
- diminuição do manuseio das larvas aumentando, assim, a sobrevivência e diminuindo o tempo de desenvolvimento larval.

No setor de carcinicultura, onde vêm sendo produzidas pós-larvas para pesquisa e comercialização, desenvolveram-se trabalhos sobre métodos de manutenção (Rojas et al., 1990), tipos de filtros biológicos (Lobão et al., 1997), densidade de estocagem (Lobão et al., 1987), salinidade (Souza & Lobão, 1996), patologia (Lombardi & Lobão, 1990a, 1990b), entre outros.

Nas condições experimentais impostas, os resultados indicaram que, para uma densidade inicial média de  $46 \pm 8$  larvas/litro, o intervalo de tempo médio de larvicultura para produção de pós-larvas é de  $40 \pm 5$  dias, com uma taxa de sobrevivência média de  $48 \pm 21\%$ , facultando, portanto, uma produção de 22 pós-larvas/litro.

Neste livro, serão descritos as estruturas e o manejo que tal tecnologia implica, ao mesmo tempo em que serão calculados os parâmetros para a montagem de instalações que possam atender desde larviculturas de “fundo de quintal” até laboratórios comerciais.

Vale ressaltar que a referida tecnologia foi submetida à validação industrial e comercial, com resultados plenamente satisfatórios e privilegiados frente às demais tecnologias disponíveis.

## **O estado da arte**

Para completarem seu desenvolvimento, as larvas necessitam de água salobra (Ling, 1969), o que limita, teoricamente, as instalações (larviculturas) às áreas litorâneas (New & Singholka, 1984).

É interessante notar que as áreas favoráveis ao cultivo propriamente dito, isto é, à engorda em viveiros, estão localizadas no interior, longe do mar, pelo fato de existir água doce em abundância e, principalmente, isenta de poluentes químicos ou orgânicos que poderiam comprometer o crescimento e a vida dos animais confinados nos viveiros de engorda.

Tal situação obriga os criadores de camarão a possuírem duas instalações distintas de produção: a unidade de produção de pós-larvas próxima ao mar, e a unidade de engorda, afastada do mar. Tal situação cria dificuldades administrativas e técnicas e resulta em altos custos.

Singholka & Sukapunt (1982) identificaram o mesmo problema na Tailândia, onde os produtores instalaram suas larviculturas longe do litoral forçando-os a um gasto excessivo com o transporte de água salgada, chegando a inviabilizar certos projetos. Por esse motivo, desenvolveram um método para a reutilização da água salgada, após seu uso.

Na tentativa de contornar situação semelhante, alguns produtores optaram por implantar unidades produtoras de pós-larvas na própria fazenda de engorda localizada, em alguns casos, até centenas de quilômetros do litoral obrigando-os, portanto, a transportar, periodicamente, água salgada em caminhões pipa, a custos significativos.

Pelo fato de utilizarem o sistema aberto de cultivo em que toda água utilizada é jogada fora, esses produtores são forçados a economizar a água salgada ao máximo, o que acarreta altas taxas de mortalidade e baixas produtividades.

A boa qualidade da água, bem como a redução da quantidade de detritos no fundo dos tanques podem ser controladas através de filtro biológico (Aquacop, 1977). Este consiste de estruturas contendo elementos filtrantes dispostos em camadas que funcionam como substrato capaz de fixar e desenvolver colônias de bactérias específicas e necessárias à oxidação, redução, absorção e mineralização de substâncias (principalmente compostos nitrogenados e fosforosos) prejudiciais à sobrevivência de espécimes aquáticas (Wheaton, 1982).

Os avanços no uso da filtração biológica para a manutenção da qualidade da água na criação de larvas de *M. rosenbergii* começaram por volta de 1980, e os estudos realizados desde então revelam inúmeras vantagens deste método sobre o sistema aberto tradicional de águas claras.

O uso do sistema de filtro biológico vem sendo adaptado a partir da larvicultura intensiva em sistema aberto de águas claras (Aquacop, 1983).

No sistema fechado, a água circula continuamente entre o tanque de produção e o reservatório de recuperação da água poluída. No sistema aberto, a água necessária para a produção de um milhão de pós-larvas oscila entre 200 e 250m<sup>3</sup>, ao passo que, no sistema fechado, não vai além de 6 a 8m<sup>3</sup> (Ra'anan & Cohen, 1983).

Experimentos com tanques de cultivo em sistema fechado incluem também estudos com alimentação (Perry & Tarver, 1981), tamanho de estocagem (Pavel et al., 1985), densidade de estocagem (Cange et al., 1983) e salinidade (Souza & Lobão, 1996).

Na Louisiana do Sul, o sistema fechado foi utilizado na Estação Experimental de Aqüicultura da Louisiana (Laes) e no Departamento de Piscicultura e Animais Silvestres, devido a problemas de obtenção regular de pós-larvas de *M. rosenbergii* em sistema aberto (Cange et al., 1983).

Com relação à qualidade da água utilizada na larvicultura, autores como New & Singholka (1984) consideraram os níveis de pH, enquanto Armstrong et al. (1976) consideraram as variações de amônio, nitrito e nitrato.

Muitas instituições governamentais, em todo o mundo, estudam ou já desenvolveram sistemas fechados de recirculação de água para o cultivo de larvas de camarão e alevinos de peixes empregando filtro biológico, químico e mecânico de filtração (Braun, 1972; Scott & Gillespie, 1972; Meade, 1973; Siddal, 1974; Kausch, 1976). Entretanto, na maioria das vezes, esses sistemas são demasiadamente complexos e onerosos para serem aplicados com finalidade comercial.

A chave do sucesso, na larvicultura de camarão e de outros animais aquáticos, é a higiene e o controle da qualidade da água.

Nos sistemas fechados, altas biomassas podem ser mantidas em volume relativamente limitado. Nos circuitos com filtros biológicos, a água circula pelo tanque de cultivo das larvas e atravessa um substrato onde existem bactérias aeróbicas e anaeróbicas, cujo papel principal é a eliminação de metabólitos indesejáveis (Hirayama, 1972, 1974).

O uso de sistemas fechados de cultivo com recirculação de água tem recebido atenção considerável (Gigger & Speece, 1970; Liao & Mayo, 1972; Speece, 1973;

Bohl, 1977). Em quase todos os casos os sistemas são baseados na filtração biológica com o objetivo de reduzir os tóxicos de amônio.

Inúmeros filtros já foram desenvolvidos (Spotte, 1970; Haug & McCarthy, 1972; Speece, 1973; Liao & Mayo, 1974; Forster, 1974; Meade & Kenworthy, 1974; Siddal, 1974), mas, praticamente, todos se baseiam no mesmo processo.

Na maioria dos casos, o desenho dos filtros e a preparação do substrato estão baseados em tecnologias geradas pelos próprios centros de pesquisa e desenvolvidos de acordo com as facilidades e peculiaridades de cada local. Isso inclui os diversos tipos de filtros, o direcionamento do fluxo de água, os tipos de substratos como os biodiscos rotativos (Cange et al., 1987) (Figs. 1A e 1B), os *bio-rings* ou *bio-balls* (Aquarius Apollo - Fig. 2) e os seixos rolados desenvolvidos por Neves et al. (1991) (Fig. 3).

A principal função de um filtro biológico é facilitar a oxidação do amônio ( $\text{NH}_3\text{-N}$ ) para nitrito ( $\text{NO}_2\text{-N}$ ), pelas bactérias *Nitrossomonas*, e, então, para o nitrato ( $\text{NO}_3\text{-N}$ ), pelas *Nitrobacter*. O nitrato é o último íon do produto de nitrificação e não causa efeitos nocivos às larvas ou alevinos até determinadas concentrações (Trama, 1954; Oliver, 1957).

O bem estar dos animais em um cultivo depende da habilidade do filtro biológico em converter o amônio rapidamente em nitrato que é relativamente não tóxico. As principais fontes de amônio em sistema fechado são a matéria orgânica em decomposição e os subprodutos do metabolismo dos animais vivos. O amônio é o principal produto nitrogenado excretado pelo processo metabólico dos animais aquáticos (Forster & Goldstein, 1969) e é altamente tóxico aos animais (Kinne, 1976; Kepenyes, 1984).



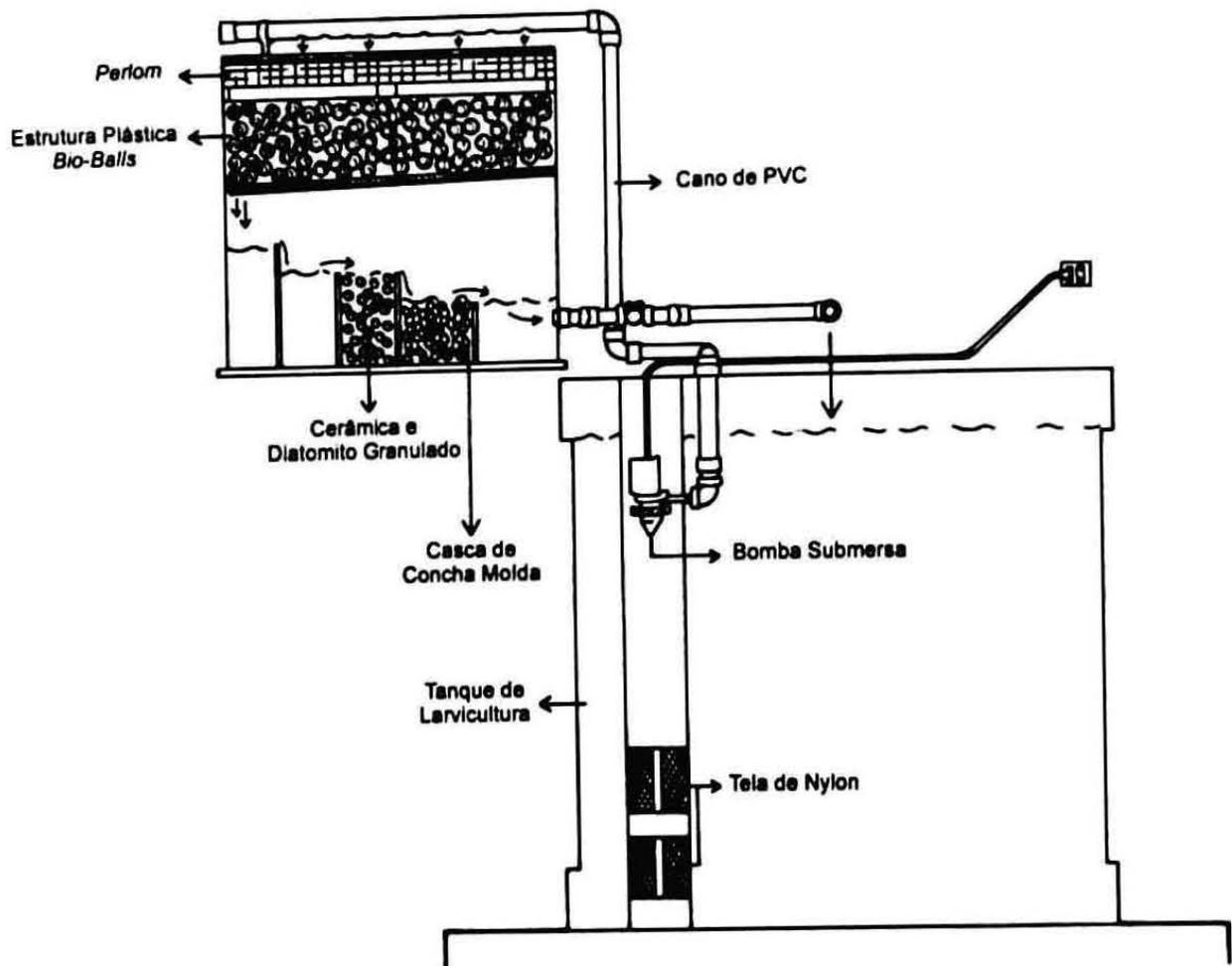
(A)



(B)

**FIGS. 1A e 1B. Sistema de filtração biológica utilizando bio-discos rotativos - Fazenda Sopoupe - Vale do Etá, SP.**

A velocidade de oxidação está diretamente relacionada com a temperatura que pode variar de 21 a 28°C (Spotte, 1970; Haug & McCarthy, 1972). Carmignani & Bennett (1977) descobriram que o tempo para oxidar certa quantidade de amônio dentro de um filtro aumenta quando a temperatura decresce.

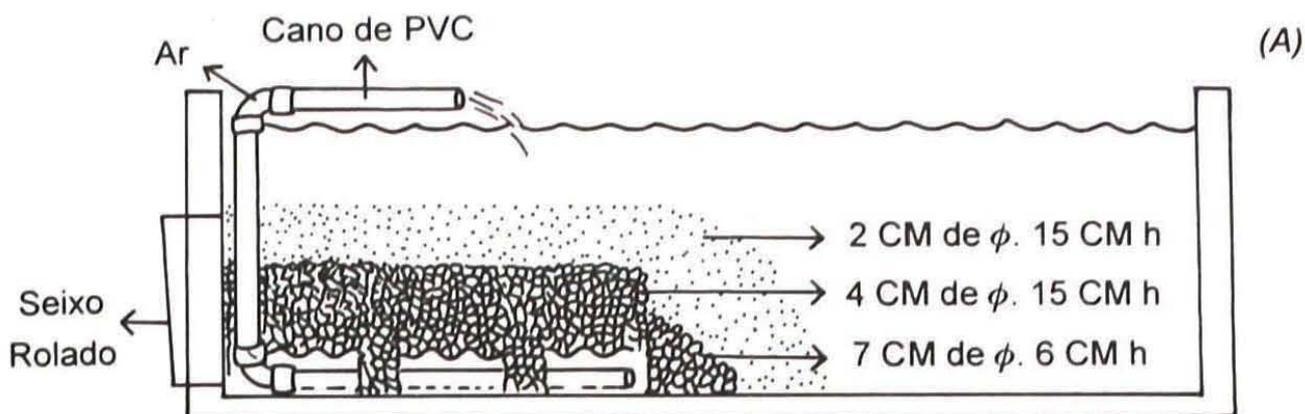


**FIG. 2. Layout de estrutura de PVC montado com filtro biológico com bio-rings ou bio-balls.**

Em uma cultura de *Nitrossomonas* e *Nitrobacter*, o processo de nitrificação é mais rápido a 25°C (Meiklejohn, 1950), ficando todo o amônio oxidado a nitrato num período de sete a doze dias.

Barrit (1933) e Chase (1948) mostraram que terras férteis podem ser fontes ricas e concentradas de bactérias nitrificantes à semelhança dos substratos dos filtros biológicos. A água doce contém estes organismos nitrificantes porém em pequenas quantidades (Jordan, 1980).

Normalmente, a “semente” de bactérias nitrificantes para filtros novos é obtida pela transferência de



**FIGS. 3A e 3B. Filtro biológico em sistema fechado descontinuo, montado com substrato de seixos rolados: A - layout e B - caixas de fibrocimento.**

**Fonte: Neves et al. , 1991.**

substrato de filtro biológico já equilibrado e estabelecido (Carmignani & Bennett, 1977).

Haug & McCarthy (1972) inocularam um litro de resíduo de tratamento de plantas no leito de um filtro novo. Entretanto, esta “semente” contendo pequena quantidade de bactérias fez com que o filtro levasse dois meses para estabelecer uma nitrificação completa.

Sharma & Ahlert (1977) mostraram que o acúmulo de nitrito em sistemas fechados tende a reduzir os valores do

pH. A fim de evitar tal efeito, pode-se acoplar ao sistema uma unidade de desnitrificação anaeróbica.

Ambos os processos, nitrificação e desnitrificação, foram exaustivamente estudados e suas eficiências nos sistemas de recirculação de água são relativamente bem conhecidas (Meade, 1973; Meade & Kenworthy, 1974; Collins, 1975; Kausch, 1976).

A grande desvantagem da maioria dos sistemas fechados de recirculação que utilizam filtração biológica está ligada ao fato de que a maior proporção de água do sistema é usada nos filtros biológicos, sendo mínima a quantidade utilizada no cultivo de larvas propriamente dito (Otte & Rosenthal, 1979), o que pode tornar determinados sistemas economicamente inviáveis. Não é o caso da tecnologia aqui proposta.

Outra desvantagem encontrada quando se opera com circuito fechado é a pequena ou quase nula adaptabilidade dos filtros às variações de salinidade e temperatura (Otte & Rosenthal, 1979).

O objetivo principal dos estudos de Otte & Rosenthal (1979) era desenvolver métodos de manejo em sistemas fechados de recirculação de água, visando reduzir, substancialmente, o tamanho das unidades de tratamento e, simultaneamente, manter a eliminação de substâncias orgânicas como garantia de qualidade aceitável da água para o crescimento ideal dos animais.

Honn & Chavin (1976) desenvolveram uma unidade de tratamento químico em ozônio para suprir o filtro biológico durante os períodos de instabilidade. Rosenthal et al. (1978) acoplaram, ainda, espumadores ao sistema, com a finalidade de retirar o excesso de albumina da água, promovendo, assim, resultados de alta qualidade.

A eficiência dos filtros biológicos é significativamente afetada pelas variações do fluxo de água (Otte & Rosenthal, 1979). Altas taxas de demanda bioquímica de oxigênio (DBO) foram observadas quando o fluxo no leito filtrante foi reduzido de 5 para 4 m<sup>3</sup> por hora, por um período de uma semana. Entretanto, um aumento de fluxo para 6m<sup>3</sup> fez a DBO voltar, rapidamente, aos níveis iniciais.

Segundo Otte & Rosenthal (1979), as medidas de temperatura, pH e oxigênio dissolvido devem ser tomadas diariamente e as análises de DBO, NH<sub>4</sub>, NO<sub>2</sub>, NO<sub>3</sub>, e Cl, três vezes por semana. Ainda, segundo estes autores, os valores de pH tendem a crescer quando se processa a nitrificação. Valores iniciais em torno de 8,2 caem para 6,0 ou menos, devendo, por isso, ser corrigidos. Quando se processa a denitrificação, o pH se mantém acima de 7,0.

Na larvicultura de *Macrobrachium rosenbergii* pode-se destacar duas principais escolas: a primeira, oriunda do antigo CNEXO, atual IFREMER, estatal francesa que utiliza a filtração biológica e a reciclagem da água de cultivo com filtros modulares e estáticos; a segunda, representada pelo desenvolvimento do mesmo método pela Universidade Hebráica de Jerusalém, com a agregação de biodiscos móveis adaptados de Cange et al. (1987). Os dois métodos diferem entre si morfológicamente, apesar de perseguirem a mesma proposta, isto é, a recuperação total da água de cultivo das larvas de *M. rosenbergii*. Diferem, ainda, pelo objetivo de sua criação: o primeiro foi concebido para que os técnicos pudessem ter controle absoluto das condições do meio visando maiores produtividades; o segundo foi idealizado para fazer face à total falta de oferta de água do mar.

## Ciclo de vida na natureza

É em nascentes de rios que se encontram os machos e fêmeas adultos. A fêmea madura, após a muda nupcial, com o exoesqueleto (esqueleto externo) ainda mole, é fecundada por um macho de carapaça dura. O período reprodutivo depende da espécie e do clima. *Macrobrachium rosenbergii* se reproduz o ano todo, embora existam picos de atividade sexual na primavera e verão.

O acasalamento se processa de três a seis horas após a muda pré-nupcial e dura alguns minutos. A cópula se processa pela deposição do sêmen, contido em massa gelatinosa, no receptáculo localizado na parte inferior da região torácica da fêmea.

Após um período de 6 a 20 horas ocorre a desova, que tem a duração de cerca de 20 minutos e que consiste na saída dos óvulos do ovário e em sua fertilização pelos espermatozoides. Os ovos resultantes vão alojar-se na câmara existente na região inferior do abdômen, onde são mantidos presos por uma fina membrana e arejados por movimentos rápidos dos apêndices abdominais.

Os ovos têm diâmetro em torno de 0,6mm, apresentam cor alaranjada e são revestidos por uma fina membrana.

Após a desova, inicia-se o processo de incubação dos ovos ou desenvolvimento embrionário, que dura em torno de vinte dias. Neste período, os ovos passam da cor alaranjada para cinza-escuro e consegue-se visualizar, devido à transparência, os olhos dos embriões.

A ruptura da membrana ocorre com o embrião já totalmente desenvolvido e, ao nascer, já são larvas (zoea). Este processo ocorre em uma ou duas noites (12 a 48 horas),

sendo as larvas dispersas rapidamente através de movimentos dos apêndices abdominais da fêmea. A larva é planctônica (alimenta-se de zooplâncton) e nada ativamente pelo impulso da cauda, mantendo-se, sempre, em posição invertida (de barriga para cima).

A fêmea recém-desovada retorna, então, ao seu ambiente original (dependendo da fisiografia do rio, elas podem descer, para a desova, próximo à região do estuário). Nova desova pode ocorrer dentro de 23 a 25 dias após a eclosão.

As larvas são arrastadas, pela corrente, até a região estuarina. As que encontram salinidade entre 12 e 18‰ S têm maior chance de sobrevivência. Passam por vários estágios distintos de desenvolvimento (Tabela 1 e Figs. 22A a 22L) caracterizados por mudas, até sofrerem metamorfose, ou seja, transformarem-se em pós-larvas.

As larvas alimentam-se de zooplâncton (minúsculos animais que flutuam passivamente arrastados pelos movimentos da água), de vermes minúsculos e de ovos e larvas de outros animais.

As pós-larvas passam a ter hábito reptante (rastejante) abandonando, em uma ou duas semanas, a região estuarina, isto é, passam a migrar para a nascente do rio. Com dois meses de idade, aproximadamente, são capazes de nadar contra a correnteza e de subirem em pedras. Esta migração é ativa e leva quatro meses, em média. Quando chegam à cabeceira do rio, os jovens camarões ainda não possuem tamanho comercial, mas já estão sexualmente maduros e, portanto, aptos para a reprodução.

As pós-larvas, além de utilizarem o mesmo alimento disponível para as larvas, utilizam pedaços maiores de material orgânico, tanto de origem animal como vegetal.

Na fase adulta, os camarões vivem entocados sob pedras ou vegetação. Periodicamente, os camarões trocam a casca que recobre seu corpo. Entre a muda e o endurecimento da nova casca, permanecem escondidos para se proteger, pois a casca mole transforma-os em presas fáceis aos inimigos naturais. É durante a muda que o camarão cresce, por isso, ela ocorre com maior frequência entre os jovens.

Os camarões adultos são onívoros (comem de tudo) e sua dieta inclui insetos aquáticos e respectivas larvas, algas, sementes, frutos, pequenos moluscos e crustáceos, restos de vegetais e animais mortos. Também há canibalismo.

# Cultivo

A carcinicultura (cultivo ou criação de camarão) envolve três etapas principais: produção de pós-larvas ou larvicultura, engorda e comercialização.

As espécies de camarão de água doce mais adequadas ao cultivo pertencem ao gênero *Macrobrachium*. São mais de cento e vinte espécies, distribuídas nas zonas tropicais e subtropicais do mundo.

No Brasil, há quatro espécies de real interesse econômico:

*M. carcinus* - conhecida no Nordeste como pitu - embora tenha grande porte, não se adapta bem ao cativeiro, mostrando-se muito agressiva, com crescimento lento e alta taxa de mortalidade;

*M. acanthurus* - chamada popularmente de camarão-verdadeiro - apesar de ser encontrada em quase todos os rios da costa brasileira, apresenta problemas semelhantes aos do pitu;

*M. amazonicum* - conhecida como camarão-canela, originária da região amazônica, foi introduzida nos açudes do Nordeste, onde é pescada artesanalmente. Muito resistente e de fácil adaptação em cativeiro. Porém, não se dispõe ainda de tecnologia de cultivo semi-intensivo bem desenvolvida.

*M. rosenbergii* - ou camarão-da-malásia - espécie originária das regiões indo-pacíficas - atinge rapidamente o peso comercial (cerca de 30g), reproduz-se facilmente em cativeiro, é mais rústica e possui carne de excelente qualidade. Por tais características tem apresentado maior viabilidade de criação comercial, sendo a espécie mais cultivada no Brasil e no mundo. É cultivada em quantidades consideráveis em muitos países, incluindo os Estados Unidos (Havaí), Honduras,

Mauritius, Taiwan e Tailândia, além de outros países, onde fazendas de engorda vêm sendo estabelecidas, como Costa Rica, Indonésia, Israel, Malásia, México, Filipinas, Zimbabwe e Brasil.

# **Larvicultura**

## **Seleção da área**

Do ponto de vista do suprimento de água, a área ideal para a instalação do laboratório comercial de larvicultura é aquela em que há disponibilidade de água doce e do mar em abundância e de boa qualidade. O laboratório não precisa ser instalado, necessariamente, em região costeira, mas deve ter acesso fácil a ela.

A área deve dispor de infra-estrutura básica, isto é, luz elétrica, rede de água e esgoto, telefone, boas vias de acesso e estar próxima de aeroporto para o escoamento das pós-larvas a serem comercializadas para outros estados ou regiões.

Além desses critérios, existem outros requisitos a serem analisados antes da compra do terreno. A topografia e a qualidade do solo são importantes para a construção dos viveiros de reprodutores, assim como do prédio do laboratório. Além disso, torna-se importante conhecer as exigências de órgãos como Cetesb, corpo de bombeiros e normas da prefeitura com relação à área ocupada.

A disponibilidade de mão de obra qualificada é outro fator importante. Esse empreendimento vai necessitar dos serviços de biólogos, técnicos de laboratório, escriturários e de braçais.

Assim, a área a ser selecionada para implantação do laboratório deve atender a uma série de variáveis que, em maior ou menor grau, influirão diretamente no sucesso do empreendimento.

É claro que, para a implantação de um laboratório suporte ou de “fundo de quintal”, tais exigências são minimizadas, uma vez que os cuidados não são tão intensivos quanto aos de laboratórios comerciais, ainda que sob risco de menor taxa de sobrevivência.

## **Estrutura física do laboratório**

O laboratório de larvicultura deve ser instalado em galpão coberto com telhas de amianto intercaladas com telhas de PVC transparente. A fim de evitar grandes perdas de calor, as paredes devem ser construídas com tijolo furado, com espessura de 20cm. As janelas devem ser de vidro liso duplo, de 4mm de espessura, distribuídas em toda a extensão das paredes, a fim de assegurar, inclusive, a iluminação de cerca de 2.000 a 2.200 lux. As paredes devem ser azulejadas ou pintadas a óleo ou revestidas de material lavável. O piso, também, deve ser feito com material lavável para facilitar a limpeza, e inclinado nas laterais para escoamento da água. O laboratório deve dispor, igualmente, de duas redes hidráulicas, com torneiras pintadas com cores diferentes, uma para o abastecimento de água doce de nascente e outra para o abastecimento de água do mar; de uma rede de distribuição de ar acoplada a um soprador; de uma rede elétrica ou de gás para aquecimento do ambiente e/ou da água dos tanques; e de uma rede de esgoto.

## **A água na larvicultura**

A água salobra utilizada na larvicultura é proveniente da mistura de água doce e salgada, devendo ambas apresentarem alto padrão de qualidade.

A água doce deve ter características próximas às da água potável devendo ser captada, preferencialmente, de

poços subterrâneos. Pode, também, ser captada de pequenas fontes ou do abastecimento das cidades. Em todos os casos, a água deve ser rigorosa e freqüentemente analisada quanto a seus parâmetros físicos, químicos e biológicos, principalmente em regiões onde a atividade agrícola faz uso intenso de agrotóxicos e fertilizantes. No caso da água do abastecimento urbano, há necessidade de se proceder a uma vigorosa aeração, por vinte e quatro a quarenta e oito horas antes de seu uso, para remoção do cloro residual.

A água do mar deve ser captada em áreas afastadas de cidades, de regiões portuárias ou de pólos industriais que possam comprometer sua qualidade com diferentes tipos de agentes poluidores. Devem ser evitadas águas de estuários de grandes rios e de baías muito fechadas. É preferível que a água do mar apresente características oceânicas, isto é, teor de salinidade de 35‰S. Em alguns casos, a salinidade pode ser inferior, mas sempre acima do teor de salinidade da água de cultivo das larvas (17 a 18‰S), até mesmo por problemas de custos de transporte. Tanto a água doce quanto a do mar devem ser isentas de metais pesados.

As bombas utilizadas para recalque devem ter tratamento interno à base de *epoxy* ou outro produto que as torne resistentes à ação corrosiva da água salgada. É recomendável que se disponha de bombas sobressalentes a fim de se evitar paralisação da larvicultura.

A água do mar pode ser transportada em caminhões pipa ou em bombonas de plástico até o laboratório de larvicultura (Fig. 4).

Ao chegar ao laboratório, a água do mar deve ser mantida no escuro, nos próprios recipientes de coleta, durante cinco dias, pelo menos, para que ocorra a mortalidade dos microrganismos. Após esse período, é bombeada para caixas



*FIG. 4. Bombonas de plástico utilizadas no transporte de água do mar para o laboratório de larvicultura.*

de fibrocimento, ligadas em série, com capacidade de 1.000 litros cada. Depois de passar por um sistema de filtração mecânica, a água entra no laboratório de larvicultura, por gravidade, livre de partículas sólidas em suspensão.

A utilização de água do mar artificial na larvicultura é recomendável para localidades muito distantes do litoral, onde o custo de transporte torna-se superior ao dos sais empregados na formulação. O Centro de Aqüicultura da Unesp aconselha esse tipo de água para locais com distâncias superiores a 500km.

As principais vantagens do uso da água artificial são, de um lado, a disponibilidade dos sais e, de outro, a eliminação dos riscos representados pelos metais pesados e pelos agentes patogênicos presentes na água do mar e, principalmente, por ser a água do mar um recurso mineral pertencente à União e, por isso, é proibido seu uso.

Existem composições comerciais de água do mar artificial que constituem segredo industrial. Várias formulações, porém, encontram-se descritas na literatura. Uma das mais eficientes em termos de sobrevivência

e do tempo de cultivo é a desenvolvida por Silva (1995) (Tabela 1):

Água do mar reconstituída a partir da adição de água doce em sal de salinas (sal grosso) vem sendo utilizada somente na manutenção de animais marinhos adultos, sendo que se constitui em 60% de água do mar reconstituída para 40% de água do mar natural. Não se encontra, até o momento, registros na literatura quanto ao seu emprego na larvicultura.

Resumidamente, na larvicultura pode-se utilizar três tipos de água do mar: 1) água do mar natural; 2) água do mar artificial, obtida através da mistura de sais em água doce (Tabela 1); e 3) água do mar reconstituída, obtida pela adição de sal grosso em água doce.

## Filtração mecânica

No sistema proposto, a filtração mecânica desempenha três funções: 1) reduzir a turbidez da água causada por microorganismos em suspensão e pela matéria orgânica particulada; 2) reduzir a quantidade de colóides

**TABELA 1. Formulação artificial de água do mar segundo Silva (1995).**

<b>Sal</b>	<b>Quantidade (g/100 litros de solução)</b>
Cloreto de sódio (NaCl)	2760
Sulfato de magnésio (MgSO <sub>4</sub> .7H <sub>2</sub> O)	690
Cloreto de magnésio (MgCl <sub>2</sub> .6H <sub>2</sub> O)	540
Cloreto de cálcio (CaCl <sub>2</sub> .2H <sub>2</sub> O)	140
Cloreto de potássio (KCl)	60
Bicarbonato de sódio (NaHCO <sub>3</sub> )	20
Brometo de potássio (KBr)	2,7

orgânicos; e 3)-remover detritos dos leitos filtrantes dos filtros biológicos.

Os filtros mecânicos também são utilizados para a pré-filtragem de toda água que entra no sistema, removendo os microorganismos que acarretam aumento de DBO ou causam doenças parasitárias. Em nosso sistema são utilizados quatro tipos de filtros - dois para filtração mecânica e dois para filtração bacteriostática, todos ligados em série: 1) filtro rápido de areia fina, cuja eficiência é diretamente proporcional ao tamanho do grão (Spotte, 1970); grãos menores aumentam a superfície de contato com a água e a atração eletrostática das partículas coloidais; 2) filtros de celulose do tipo CUNO, montados em série de três, com diferentes porosidades, obedecendo a uma filtração de 25, 5 e 1 $\mu$ m, para remoção total dos microorganismos indesejáveis; 3) filtro bacteriostático de carvão ativado; e 4) um sistema de luz ultra-violeta.

O fluxo de água através dos filtros rápidos de areia é de 3,3 litros por segundo, aproximadamente, podendo remover, segundo Krawe & Mayo (1973), de 70 a 90% dos sólidos em suspensão e até 15% de amônio.

## **Filtração biológica**

O processo de filtração biológica compreende a mineralização dos compostos orgânicos nitrogenados, a nitrificação e a denitrificação pelas bactérias em suspensão e as aderidas ao substrato do filtro, principalmente, (Fig. 5).

As bactérias heterotróficas utilizam os compostos nitrogenados orgânicos excretados pelos animais como fonte de energia e os convertem em compostos mais simples como o amônio. A mineralização desses compostos orgânicos é o primeiro estágio da filtração biológica que se faz em duas etapas: a amonificação, que consiste na quebra química de

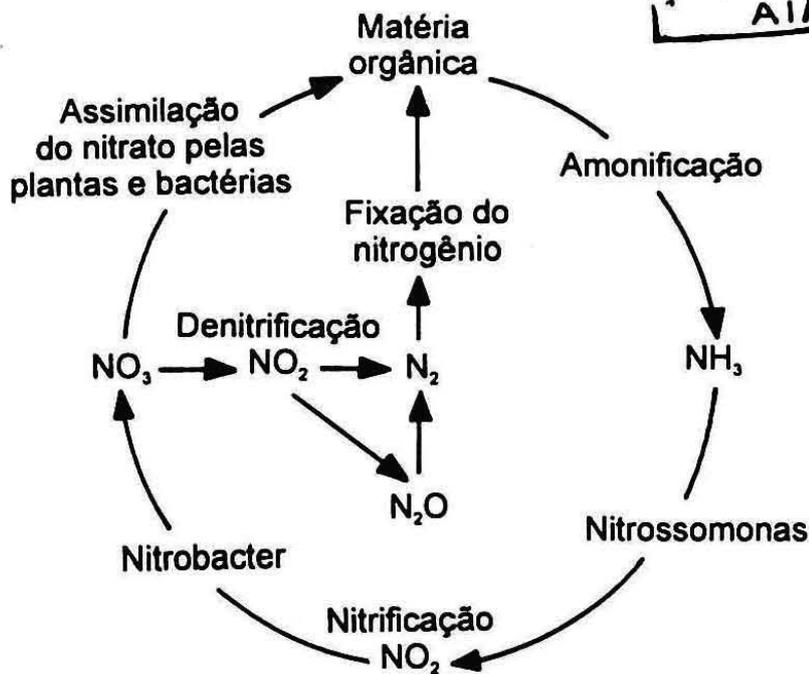


FIG. 5. Ciclo do nitrogênio.

proteínas e ácidos nucléicos produzindo aminoácidos e bases nitrogenadas, e a deamonificação em que parte dos compostos orgânicos e alguns produtos da amonificação são convertidos em compostos inorgânicos, como por exemplo, a quebra da uréia produzindo o dióxido de carbono e o amônio sob a forma não ionizada ( $\text{NH}_3$ ).

O segundo estágio, a nitrificação, é a oxidação biológica do amônio para nitrito e para nitrato pelas bactérias autotróficas. As *Nitrobacter* e *Nitrossomonas* são as principais bactérias nitrificantes neste sistema. As *Nitrossomonas* oxidam o amônio para nitrito e as *Nitrobacter*, o nitrito para nitrato.

O terceiro e último estágio da filtração biológica é a denitrificação. Esse processo é definido como a redução biológica do nitrito e nitrato em óxido nitroso ou nitrogênio livre. A denitrificação é processada tanto por bactérias heterotróficas como por bactérias autotróficas e pode ocorrer em condições aeróbicas e anaeróbicas.

Na larvicultura dá-se maior ênfase ao segundo estágio da filtração biológica, a nitrificação, que é fundamental para os animais em cultivo. A inoculação dos filtros para o início dos processos bioquímico e biológico é feita através da transferência de um inóculo devidamente preparado a partir de uma determinada quantidade de substrato de outro filtro já em processo avançado de nitrificação.

Experimentos mostraram que as duas etapas da oxidação do amônio para nitrato, em filtros biológicos novos, levam de 28 a 60 dias, a uma temperatura variando de 21 a 28°C. Por isso o processo produtivo propriamente dito só será iniciado quando os filtros adquirirem sua plena estabilidade, ou seja, quando as taxas de amônio e nitrito tenderem a zero.

### **Fluxo de água no sistema**

A passagem da água através de um leito filtrante de um filtro biológico mantém as condições para o desenvolvimento das bactérias aeróbicas. Para maximizar a eficiência dos filtros, a circulação da água é mantida, ininterruptamente, por *air lift* (ou seja, mantida pela força do ar), promovida por bombas com vazão nunca inferior a 14m<sup>3</sup>/hora, necessária e suficiente para manter os níveis de oxigênio dissolvido sempre em saturação. Segundo Hirayama (1965) a demanda de oxigênio pelas bactérias de um filtro é, aproximadamente, a mesma dos animais mantidos dentro do sistema. Esse mesmo autor desenvolveu uma equação que muito tem auxiliado no dimensionamento da capacidade de carga dos filtros biológicos:

$$\sum_{i=1}^P \left( \frac{10 \omega}{\frac{0,7}{V_1} + \frac{0,95 \times 10}{G_1 \times D_1}} \right) \geq \sum_{j=1}^Q (B_j)^{0,544} \times 10^{-2}$$

capacidade do biofiltro  
de oxidar metabólito  
filtro biológico

quantidade de metabólitos  
produzidos  
tanque de larvas

$\omega$  = área do filtro ( $m^2$ )

$V_1$  = velocidade de filtração  $\left( \frac{cm^3/min}{cm^2/\phi} \right)$

$G_1$  = granulometria  $\frac{1}{G_1}$  (%)

$D_1$  = profundidade

$B_j$  = peso corporal individual

$F$  = quantidade de alimento/dia

### Peso das larvas para cada estágio

Estágio larval	Peso (g)
I	0,00014
II	0,00015
III	0,00023
IV	0,00052
V	0,00065
VI	0,0012
VII	0,0016
VIII	0,0022
IX	0,005
X	0,008
XI	0,011
PL	0,012

## **Etapas da larvicultura**

A fase de larvicultura compreende três etapas: reprodução, eclosão dos ovos e cultura das larvas.

### **Reprodução**

Para obtenção de altas produções de pós-larvas, os laboratórios de larvicultura devem prever uma disponibilidade de reprodutores que possibilitem eclosões larvais em quantidades compatíveis com as demandas originadas na atividade de engorda, o que nem sempre é observado. New & Singholka (1984) e New (1990) relatam que grande parte dos laboratórios de larvicultura retiram os reprodutores diretamente dos viveiros de seus projetos de engorda ou de projetos de terceiros. Hsieh et al. (1989) relatam, também, a existência de um comércio organizado de fêmeas ovígeras em Taiwan, cujos preços superam, em dobro, aqueles estabelecidos para a venda do camarão comercial.

A manutenção de plantéis de reprodutores é imprescindível para o sucesso das operações de larvicultura, que dependem não só da disponibilidade de fêmeas ovígeras mas, sobretudo, da qualidade dos reprodutores utilizados. Estes plantéis certamente proporcionam maior facilidade na seleção de animais potencialmente melhores e mais saudáveis, dispensando a necessidade de quarentena recomendada por Lombardi & Lobão (1990b), a fim de evitar a introdução de agentes patogênicos na aquisição de reprodutores de procedência desconhecida.

Regiões menos favorecidas pelo clima tropical, como é o caso do Sul e Sudeste brasileiro, possuem um problema de sazonalidade na criação de camarões, onde a fase de crescimento e engorda restringe-se aos períodos mais

quentes do ano (Valenti, 1991; Rodrigues et al., 1991). Nessas regiões, a obtenção de reprodutores a partir dos viveiros de criação torna-se impraticável, pois os mesmos encontram-se completamente vazios na estação de inverno e é neste período que os laboratórios de larvicultura necessitam de abastecimento adequado de reprodutores para o início da produção de pós-larvas destinadas ao povoamento dos viveiros nas estações seguintes, ou seja, primavera e verão.

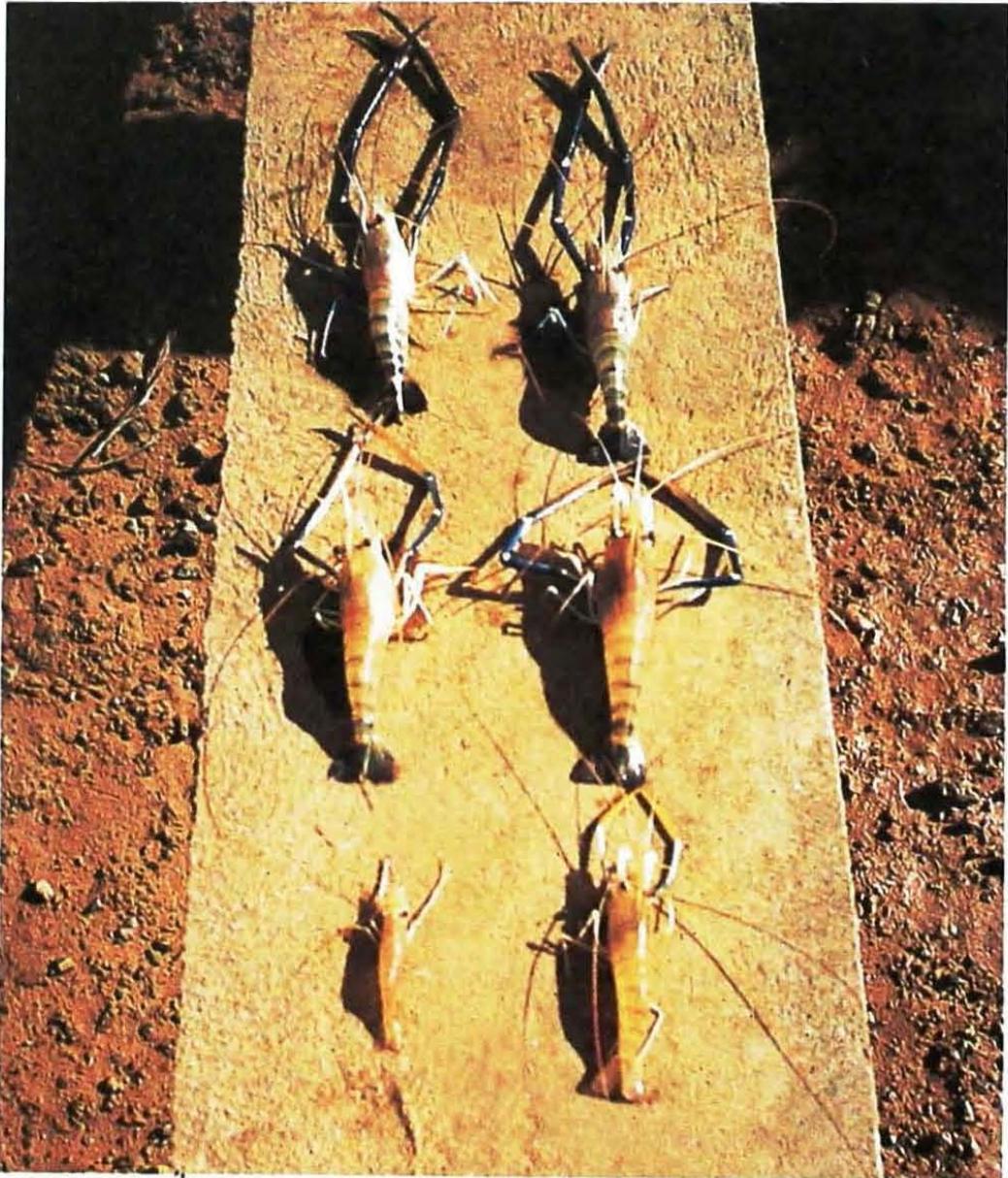
Ademais, a simples manutenção de plantéis de reprodutores não constitui solução definitiva se o potencial reprodutivo destes animais não estiver adequado à demanda do laboratório, além de que a ocupação de espaço gerada por esta operação pode, muitas vezes, inviabilizar empreendimentos comerciais. Desta forma, é necessário maximizar o potencial de reprodução de todos os animais mantidos no plantel, o que pode ser efetuado através da seleção de caracteres naturais em animais sexualmente maduros, traduzida pela capacidade de acasalamento, fecundidade e fertilidade.

### **Morfotipos dos machos**

Ra'anan (1982) e Ra'anan & Cohen (1985) demonstraram a existência de uma organização social na população de *M. rosenbergii* definindo três diferentes morfotipos de machos. Nessa estrutura social, exercem o papel de machos dominantes aqueles portadores de grandes quelípodos (segundo par de patas torácicas) com forte coloração azulada, referidos como *blue claw* (BC). Em seguida, dominados pelos BC, encontram-se os machos, cujos quelípodos apresentam coloração alaranjada, os *orange claw* (OC) e, por último, estão os machos de menor porte que possuem quelípodos de coloração clara ou levemente rosada denominados por *small male* (SM) (Ra'anan, 1982). A proporção destes morfotipos na população obedece a seguinte

ordem: 1:4:5 de BC, OC e SM, respectivamente (Cohen et al., 1981) (Fig. 6).

Alguns estudos sobre o comportamento reprodutivo destes três morfotipos de machos revelaram que os dominantes BC têm prioridade no acasalamento, inclusive assumindo um papel de protetores das fêmeas durante a fase



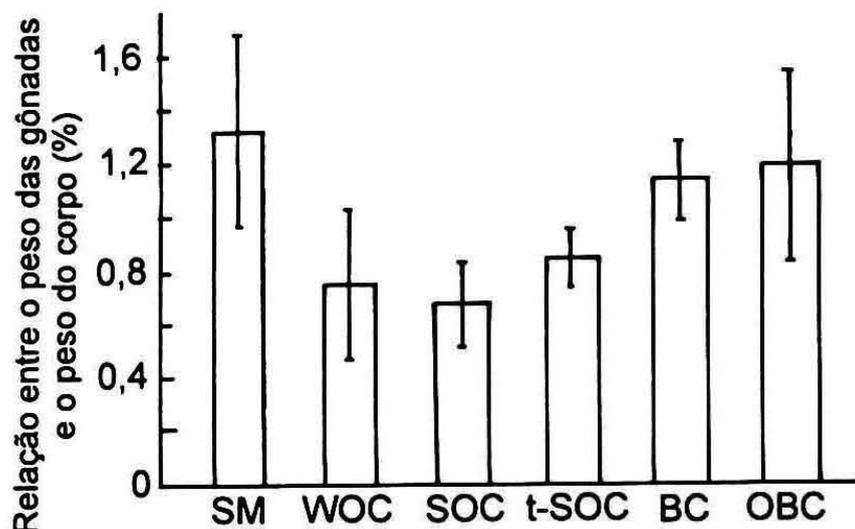
**FIG. 6. Morfotipos de machos presentes na população de *M. rosenbergii*. BC - blue claw - pata azul; OC - orange claw - pata alaranjada; SM - small male - macho pequeno.**

susceptível após a muda pré-nupcial (Ra'anan, 1982; Sagi, 1984; Ra'anan & Sagi, 1985). Os machos dominados OC conseguem pouco sucesso nas tentativas de acasalamento (Ra'anan, 1982; Ra'anan & Sagi, 1985), ao passo que os machos menores SM apresentam grande eficiência de cópula, favorecida pelo pequeno porte que lhes confere grande mobilidade, proporcionando resultados positivos no acasalamento, mesmo na presença dos dominantes BC (Sagi, 1984, Telecky, 1984; Ra'anan & Sagi, 1985).

A taxa de produção de espermatozoides de cada morfotipo também foi estudada por Sagi et al. (1988) que constataram diferenças básicas entre a capacidade de produção e armazenamento de esperma. Ra'anan & Cohen (1989), ao estudarem vários parâmetros de diferenciação morfotípica, revelaram que os testículos do macho SM são ativos tanto na espermatogênese quanto no armazenamento de grande quantidade de espermatozoides maduros. Os machos OC primariamente produzem espermatócitos, não tendo sido registrada quase nenhuma atividade espermatogênica nos testículos de machos BC que somente armazenam e usam espermatozoides maduros (Sagi et al., 1988). A Fig. 7 ilustra a relação entre o peso do sistema reprodutivo e o peso corporal em morfotipos (SM - *small male*, WOC - *weak orange claw*, SOC - *strong orange claw*, t-SOC - *transforming strong orange claw*, BC - *blue claw* e OBC - *old blue claw*) de machos de *M. rosenbergii*.

### **Obtenção dos reprodutores ou matrizes**

A reprodução costuma ocorrer, com alta incidência, dentro dos próprios viveiros de engorda. Por isso, as fêmeas ovígeras, identificáveis por uma massa de ovos aderidos às patas abdominais, são selecionadas pelo tamanho e separadas por ocasião da despesca na fazenda ou capturadas nos viveiros



**FIG. 7.** *Relação entre o peso das gônadas e o peso do corpo em morfotipos de machos de M. rosenbergii. SM - small male - macho pequeno; WOC - weak orange claw - pata alaranjado-fracas; SOC - strong orange claw -pata alaranjado-forte; t-SOC - transforming strong orange claw - pata alaranjado-transformada. Fonte: Ra'anan & Cohen (1989).*

de matrizes (Fig. 8) e levadas para o laboratório. Pode-se, ainda, manter um plantel selecionado de reprodutores, dentro do laboratório de larvicultura.

### **Crítérios para seleção dos reprodutores**

Os reprodutores são selecionados com base, principalmente, no estado de saúde, fecundidade, velocidade de desenvolvimento, sobrevivência, resistência a condições adversas do ambiente e a doenças.

### **Cuidados na introdução dos reprodutores no laboratório**

Os reprodutores devem ser submetidos a um banho de desinfecção com tintura de mertiolate a 20mg/l, por trinta minutos, ou ácido acético a 2%, durante um minuto, ou



*FIG. 8. Viveiros de matrizes pertencentes ao Laboratório de Larvicultura PL Brasil.*

formol a 20mg/l, por uma hora, ou sulfato de cobre a 0,4mg/l, por seis horas.

### **Manutenção dos reprodutores em laboratório**

São mantidos em sistema de filtração biológica montado em caixas de fibrocimento de 1.000 litros de capacidade (Fig. 9). Recomenda-se a utilização de abrigos na forma de elementos vazados, telhas ou canos de PVC no fundo dos tanques. Esta providência é necessária, pois nas ocasiões de muda preferem o canibalismo ao alimento



*FIG. 9. Vista da disposição interna do tanque para estocagem de reprodutores e fêmeas em pré-eclosão.*

disponível. Procuram, por isso, esconder-se em locais bem protegidos. Um soprador de ar promove a aeração e a circulação da água através do filtro, e os aquecedores ligados a termostatos mantêm a temperatura ideal em torno de 28°C. O pH deve estar entre 7,0 e 8,5.

### **Densidade e proporção sexual**

A densidade de estocagem dos reprodutores, nos viveiros, não deve ultrapassar cinco indivíduos/m<sup>2</sup> e, nos tanques de fibrocimento, dez por tanque, sempre observando a proporção de um macho para três a quatro fêmeas.

### **Manejo alimentar do plantel de reprodutores**

Os reprodutores são alimentados com ração balanceada, contendo pelo menos 35% de proteína bruta, três vezes ao dia, sendo que a quantidade total diária corresponde a 5% do peso total dos animais estocados.

## Comportamento reprodutivo

*M. rosenbergii* reproduz-se o ano todo. Para tanto é importante colocar areia no fundo do tanque, pois os machos têm o hábito de delimitar seus territórios cavando buracos no fundo (Fig. 10). Quando a frequência de acasalamento decai usa-se, como recurso, aplainar a areia, obrigando os machos a escavarem novo buraco, promovendo, assim, por meio desse “padrão fixo de ação” (F.A.P.) a espermatogênese e aumentando o número de espermatozóides produzidos.

Outro recurso importante é manter sempre machos *blue claw* para realizar a corte para as fêmeas e machos *small male* para a fecundação.

## Fecundação

A fecundação dos camarões de água doce é interna. À semelhança do que ocorre na natureza, o acasalamento se processa de três a seis horas após a muda pré-nupcial e dura



**FIG. 10.** *Reprodutores de M. rosenbergii mantidos em laboratório.*

alguns minutos. A cópula se processa pela deposição do sêmen, contido em uma massa gelatinosa, no receptáculo localizado na parte inferior da região torácica da fêmea.

Depois de seis a vinte horas, os óvulos descem e são fertilizados, durante a extrusão (expulsão), pelos espermatozóides. Os ovos resultantes vão alojar-se na câmara existente na região inferior do abdômen, mantidos presos por uma fina membrana e arejados por movimentos rápidos dos apêndices abdominais.

### **Manejo das fêmeas ovígeras durante a incubação dos ovos**

As fêmeas ovígeras são colocadas em caixas de observação ou de pré-eclosão até que seus ovos, inicialmente de cor alaranjada, (Fig. 11), adquiram cor cinza-chumbo, quando, então, serão transferidas para os tanques de eclosão. As caixas de pré-eclosão devem ser retangulares, de fibra de vidro ou de fibrocimento, revestidas com tinta *epoxy* verde, com 1.000 litros de capacidade, munidas com filtro biológico



**FIG. 11. Fêmeas ovígeras de *M. rosenbergii*.**

e sistema elétrico de aquecimento regulado para 28°C. Devem conter água doce e elementos vazados de cerâmica no fundo, que servirão como abrigos. São alimentadas da mesma forma que os reprodutores, exceto no dia que antecede a eclosão, para que as larvas nasçam em água limpa. A água, constantemente arejada, é trocada diariamente para que os restos de ração não alterem sua qualidade.

## Eclosão dos ovos

### Estrutura dos tanques de eclosão

Existe grande variedade de tanques utilizados para eclosão dos ovos, dependendo do número de fêmeas a serem empregadas na larvicultura. Pode-se usar desde baldes de plástico de 60 litros a cestos de plástico ou de aço inoxidável perfurados (Fig. 12), que são imersos nos tanques e suspensos para recolhimento das fêmeas, após a eclosão.



FIG. 12. Cestos de inox utilizados para a eclosão dos ovos de *M. rosenbergii*.

No setor de carcinicultura do Instituto de Pesca, os tanques são de forma retangular, de fibrocimento, com 1.000 litros de capacidade, divididos internamente com tela plástica (malha de 2 a 3cm) em duas partes, uma correspondendo a dois terços do tanque, para as fêmeas, e a outra, para as larvas, a fim de minimizar o canibalismo e facilitar a coleta destas últimas (Figs. 13A e 13B). Tais tanques podem também ser de alvenaria ou fibra de vidro.

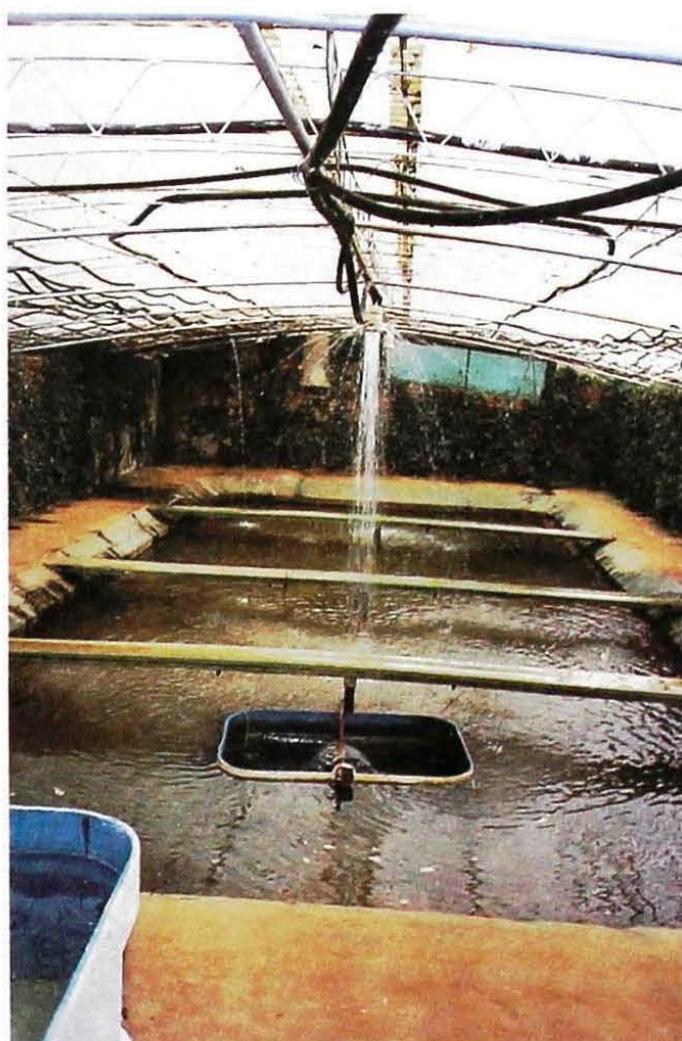


**FIGS. 13A e 13B. Tanque de fibrocimento utilizado para a eclosão dos ovos de *M. rosenbergii*.**

No Laboratório de Larvicultura PL Brasil, o tanque de eclosão foi construído de alvenaria, com formato retangular, medindo 100m<sup>2</sup>, dentro de uma estufa de paredes de amianto e cobertura plástica. Contém em seu interior uma caixa de fibrocimento de 500 litros para recolhimento das larvas eclodidas, conforme ilustra a Fig. 14.

### **Desinfecção das fêmeas ovígeras**

Antes de serem introduzidas no tanque de eclosão, as fêmeas ovígeras devem ser desinfectadas em solução de



**FIG. 14.** Tanque de eclosão do Laboratório de Larvicultura PL Brasil.

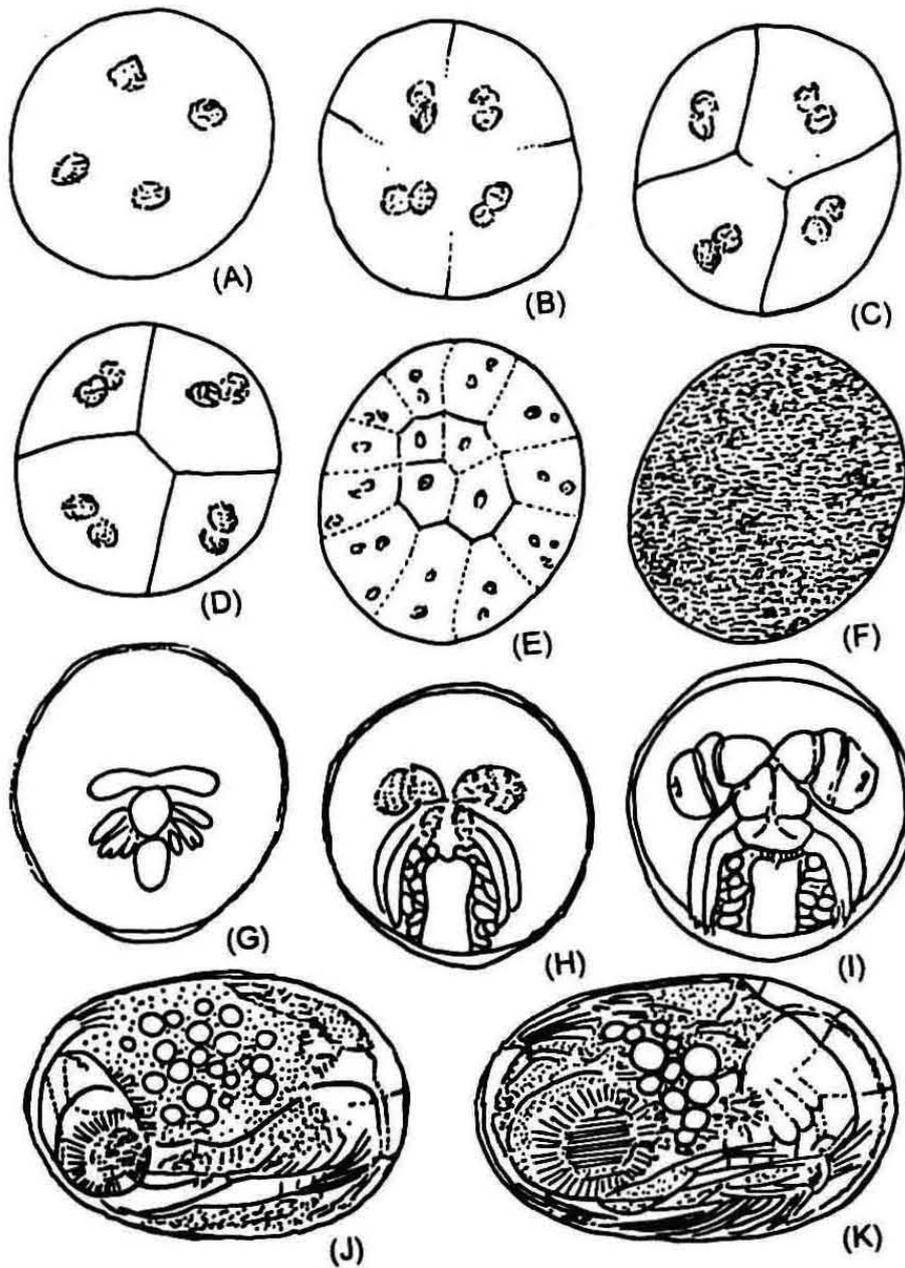
0,2 a 0,5mg/l de sulfato de cobre ou de 15 a 20mg/l de hipoclorito de sódio, ambos por 30 minutos.

### **Manejo das fêmeas ovígeras na eclosão**

Quando o desenvolvimento embrionário estiver completo, é possível observar, por transparência, os olhos dos embriões (estágio K, segundo Ling, 1969 - Fig. 15). A eclosão geralmente ocorre à noite, devendo, em seguida, as fêmeas serem retiradas dos tanques. Se não apresentarem mais óvulos nos ovários, são devolvidas para os viveiros de reprodução. Caso contrário, retornam para os tanques de fibrocimento de reprodução. Os tanques de eclosão são abastecidos com água salobra a uma salinidade de 10‰S. A parte destinada às fêmeas é pintada de cor escura e coberta com plástico escuro, de forma a criar um ambiente favorável à eclosão durante todo o dia, semelhante ao ambiente natural, onde a eclosão dos ovos somente ocorre à noite. O terço das larvas é pintado de branco e coberto com plástico transparente, com uma lâmpada próxima à borda superior. Quando tiver início a eclosão, acende-se a lâmpada, a fim de provocar a fototaxia (movimento induzido pela luz) positiva das larvas, o que facilita sua transferência, por sifonagem, para baldes de plástico com capacidade de cinco litros, de onde são recolhidas amostras para contagem.

### **Tempo de incubação dos ovos e número de larvas produzidas**

O tempo médio de incubação e o número de larvas (fertilidade) variam de espécie para espécie e de acordo com o tamanho da fêmea. Assim, o tempo médio de incubação de *M. rosenbergii* é de 19 dias e o número de larvas pode ir de 7.000 a 228.000, por fêmea e por desova. Para *M. amazonicum* é de 16 dias e o número de larvas vai de 380 a



**FIG. 15. *Macrobrachium rosenbergii* - Segmentação e desenvolvimento embrionário. Tempo referente ao período desde a fertilização. Legenda: (A) 7h - conclusão da segunda divisão do núcleo; (B) 8h45min - terceira divisão do núcleo recentemente completada, aparecimento do sulco da quarta clivagem; (C) 8h55min - término da terceira divisão do núcleo, as extremidades dos sulcos da quarta clivagem encontram-se em dois pontos nos quais o sulco mediano está se desenvolvendo; (D) 9h - formação completa de 4 quadrantes (blastômeros); (E) 14h - 32 núcleos; (F) 24h - conclusão da segmentação; (G) 6 dias - formação da papila caudal; (H) 7 dias - formação da vesícula óptica; (I) 9 dias - desenvolvimento do pigmento ocular; (J) 14 dias - larva inteiramente formada; (K) 19 dias - larva pronta para eclodir. Fonte: Ling, 1969.**

6.000. Para *M. acanthurus* a incubação dura, aproximadamente, 15 dias e o número de larvas é de 2.000 a 13.500; *M. carcinus* possui um período de incubação de vinte dias e o número de larvas é de 7.000 a 190.000. Estes números, citados por Lobão & Rojas (1991), foram colhidos de diversos estudos realizados por diferentes pesquisadores do mundo.

### **Contagem das larvas**

As larvas são contadas pelo método de amostragem, ou seja, são concentradas em baldes de cinco litros, de onde se retiram 20 amostras de 10ml para contagem das larvas uma a uma.

### **Adaptação das larvas à água salobra**

A adaptação à água salobra é feita em caixas de fibrocimento de 100 litros de capacidade, contendo 20 litros de água salobra a 10‰ de salinidade, fortemente aerada por aeradores elétricos. Gradativamente, adiciona-se aos tanques mais água a 17-18‰ de salinidade (Souza & Lobão, 1996), durante um período de seis a doze horas, aproximadamente, ou até que a salinidade fique equilibrada nessa faixa.

# Cultura das larvas

## Larvicultura I

### Estrutura do tanque

A manutenção das larvas na larvicultura I é feita em caixas cilíndricas de fibra de vidro ou de fibrocimento, com 250 litros de capacidade, revestidas com tinta *epoxy* verde-escura ou preta, mantendo-se um volume útil de 230 litros de água salobra (Fig. 16).



**FIG. 16.** Tanques de fibrocimento utilizados para larvicultura I.

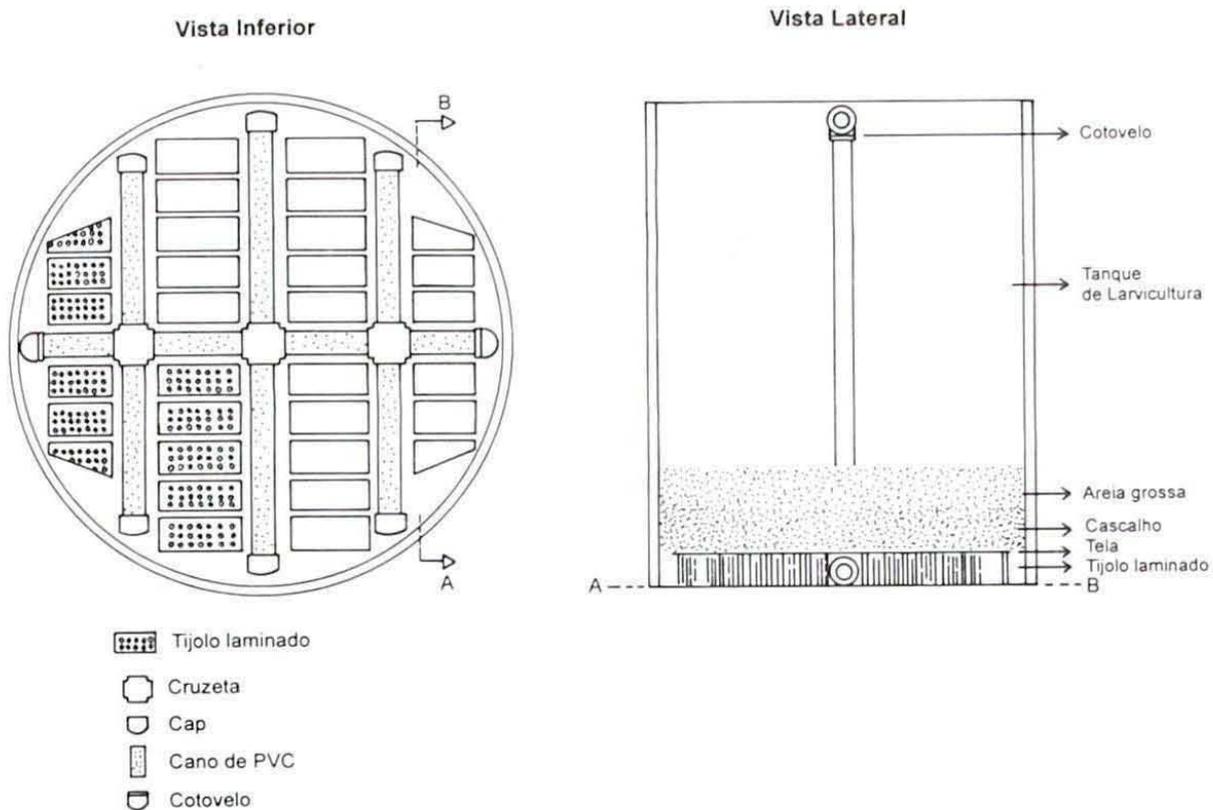
## **Manejo inicial das larvas**

Após o período de adaptação, as larvas são transferidas para as caixas de larvicultura I, com água na salinidade de 17 a 18‰S, aerada e aquecida artificialmente, a uma temperatura entre 26 e 28°C. Nesse sistema não se faz filtração biológica. As operações diárias incluem sifonagens para substituição da água, renovando-se, nos quatro a cinco primeiros dias, metade do volume total, passando para uma renovação de 2/3, até o final do processo que dura cerca de dez dias, durante o qual mantém-se uma densidade de 500 a 600 larvas/litro. Ao final desta operação, a salinidade da água deve ser reduzida, gradativamente, pela adição de água doce, para uma taxa de 14 a 12‰S. A água sifonada não deve ser descartada (somente em caso de enfermidades), mas levada para reciclagem em filtros biológicos montados especialmente para depuração da água.

## **Larvicultura II**

### **Estrutura do tanque**

Os tanques de larvicultura II devem ser cilíndricos, de fibra de vidro ou de fibrocimento, com capacidade para 1.000 litros. Nesses tanques, são montados sistemas de filtração biológica, formados por duas colunas laterais (canos de PVC de duas polegadas), cercadas por substrato de areia e cascalho de conchas que promovem, respectivamente, a movimentação e a filtração biológica da água (Figs. 17, 18A e 18B). O suprimento de ar é fornecido por duas mangueiras de plástico de 1/8 polegadas, em cujas extremidades colocam-se pedras porosas para liberação de bolhas de ar na porção inferior dessas colunas. Nas extremidades superiores desses tubos, colocam-se cotovelos de PVC voltados para o sentido anti-horário. No fundo do tanque, monta-se um sistema de canos de PVC de duas polegadas, dispostos horizontalmente



**FIG. 17.** Representação esquemática da estrutura do filtro biológico para tanques de larvicultura II.



**FIG. 18A.** Vista interna do tanque de larvicultura II na montagem estrutural do filtro biológico.



**FIG. 18B.** Tanque de larvicultura II em funcionamento.

e perfurados na parte inferior (vista inferior da Fig.17), variando a distância entre os furos, logaritmicamente (uma forma prática para demarcação desses furos seria utilizar papel em escala logarítmica vendida em qualquer papelaria). Entre os canos, colocam-se tijolos vazados e sobre eles uma tela de *nylon* de 265 $\mu$ m de abertura de malha. Sobre a tela dispõe-se uma camada de aproximadamente 10 cm de areia grossa (diâmetro de 1,0 mm) lavada e, em cima desta, outra camada, da mesma espessura, de cascalho de conchas de moluscos (Fig. 17). Essas camadas servirão de substrato para a fixação das bactérias *Nitrossomonas* spp. e *Nitrobacter* spp. responsáveis pela oxidação do amônio em nitrito, e *Nitrobacter* spp. e *Nitrocystis* spp. responsáveis pela oxidação de nitrito em nitrato (Spotte, 1970; Morales, 1983). Para incentivar o crescimento das bactérias utiliza-se o método desenvolvido por Stern & Cohen (1983), isto é, inocula-se pequena quantidade de amônio e nitrito no filtro.

### **Manejo final das larvas até a metamorfose**

Depois desses dez dias na larvicultura I, as larvas são transferidas para a larvicultura II, desenvolvida em

tanques cilíndricos de fibrocimento, com capacidade para 1.000 litros, onde são montados os filtros biológicos. Estocadas em densidade de 60 a 80 larvas/litro, as larvas são mantidas em salinidade de 14 a 12‰S. Nesta fase, a água não é trocada, apenas completada ou ajustada quanto à salinidade. Diariamente, às 9h e às 14h, as larvas são alimentadas com alimento inerte (ração balanceada produzida no próprio laboratório) e, às 11h30 e às 16h30, com alimento vivo constituído de náuplios recém-eclodidos de *Artemia* spp. (micro-crustáceo).

## Alimentação das larvas

### Náuplios de *Artemia* spp.

Os náuplios de *Artemia* spp. recém-eclodidos são obtidos a partir de cistos (Fig. 19) descapsulados ou pelo método de incubação.

### Descapsulação dos cistos

Para descapsular os cistos de *Artemia* spp. devem-se utilizar os seguintes procedimentos:



FIG. 19. Cistos de *Artemia* spp.

- hidratar cada 200g de cistos em três litros de água doce, com intensa aeração, pelo período de uma hora;
- lavar os cistos utilizando uma tela de 60 $\mu$ m;
- adicionar seis litros de solução de descapsulação (três litros de hipoclorito de sódio comercial adicionados a 148g de carbonato de sódio comercial previamente dissolvido em três litros de água doce);
- agitar continuamente. Como a temperatura tende a elevar-se, adiciona-se gelo ao redor do recipiente ou agita-se embaixo do jato de uma torneira de forma a manter a temperatura abaixo de 40°C;
- após um período de cinco a quinze minutos, os cistos em suspensão adquirem a cor alaranjada. Filtra-se, então, em peneira com malha de 60 $\mu$ m e lava-se bem com água doce, até desaparecer totalmente o odor de cloro;
- colocar os cistos descapsulados em dois litros de água doce, contendo 1g de tiosulfato de sódio. Agitar bem por dois a cinco minutos;
- deixar os cistos descapsulados decantarem;
- retirar as impurezas e os cistos não-descapsulados que permanecem na superfície;
- filtrar os cistos descapsulados em peneira com malha de 60 $\mu$ m e, em seguida, lavar bem em água doce;
- os cistos descapsulados podem ser usados imediatamente ou estocados para uso posterior. Nesse último caso, devem ser colocados em solução de NaCl (300g/l) e aerados por cinco minutos. Ao interromper a aeração, os cistos flutuam e as impurezas decantam sendo, então, drenadas, através de uma mangueirinha. Deve-se aerar a solução por mais duas horas, filtrar os cistos e colocá-los em salmora recente, que também deve ser aerada por duas horas, antes da estocagem;
- os cistos descapsulados não devem ser expostos à luz do sol.

## Método de incubação

Os náuplios de *Artemia* podem ser obtidos, também, pelo método de incubação. Do procedimento consta, inicialmente, uma desinfecção por imersão em solução de 200mg/l de hipoclorito de sódio, por vinte minutos. Em seguida, os cistos devem ser lavados, com água doce, dentro de um coador de peneira de malha de 60µm. Para incubação, utilizam-se tanques de cerca de 20 litros (Fig. 20), de secção circular, fundo cônico e transparente, na parte inferior, para que a luz possa ser usada para atrair os náuplios durante a coleta ou colheita, e munido de uma válvula de descarga. A tinta da parede externa superior deve ser preta. É necessário uma entrada de ar no nível mais baixo do tanque e mais duas ou três outras entradas para manter os cistos em suspensão. A temperatura ótima deve estar ao redor dos 28°C, a salinidade próxima de 15‰S, o pH deve ser neutro e a



**FIG. 20.** Contêineres utilizados para eclosão de *Artemia spp.*

densidade aproximada de 1,5g/litro. A iluminação deve ser de 1.000 lux, pelo menos, nas três primeiras horas. Após doze horas a luz não tem mais efeito. Depois de doze a quatorze horas, a casca do cisto rompe-se e o embrião surge circundado por uma membrana. Em mais dezesseis a vinte e quatro horas o náuplio libera-se da membrana e nada livremente. Para a colheita, a aeração deve ser interrompida, a fim de permitir que as cascas vazias abertas flutuem e os náuplios recém-eclodidos fiquem no fundo do tanque. Como os náuplios nadam em direção à luz, faz-se necessário cobrir a abertura superior do tanque com uma tampa escura e iluminar o fundo. Depois que os náuplios estiverem concentrados no fundo, deve-se abrir, vagarosamente, a válvula de descarga e recolhê-los com um coador de rede de malha de 60 $\mu$ m. Segura-se, então, o coador em cima de um balde cheio de água, enxagüa-se os náuplios no coador com uma corrente suave de água doce até que a água fique clara. Esta água serve para remover os produtos de refugo, as bactérias e o restante do glicerol (produzido durante o processo de eclosão). Os náuplios podem ser fornecidos às larvas imediatamente após a colheita, para que suas reservas energéticas sejam completamente aproveitadas, pois são elas seu principal fator nutricional.

### **Quantidade de náuplios fornecidos às larvas**

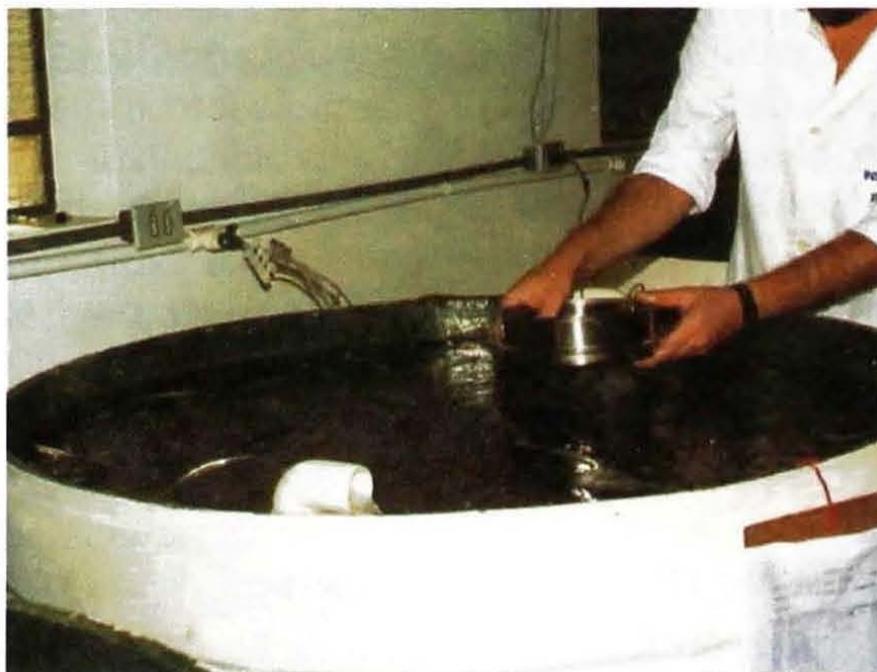
Cada grama de cistos de *Artemia* spp. fornece de 200 a 300 mil náuplios, dependendo da taxa de eclosão (tipo de *Artemia*). Até o terceiro estágio, as larvas são alimentadas duas vezes ao dia, pela manhã e à tarde, com náuplios recém-eclodidos, na quantidade de cinquenta a sessenta náuplios/larva/dia. A partir do quarto estágio são fornecidos, em média, de trinta a quarenta náuplios/larva/dia mais a ração inerte, que deve ser passada por peneiras,

até que se obtenham partículas de tamanho condizente com o estágio larval (Fig. 21). Este manejo alimentar é seguido até o final do ciclo.

### **Determinação da taxa de eclosão da *Artemia* spp.**

Existem vários métodos para determinação da percentagem de eclosão. Vale citar os seguintes:

a) método 1 – pesa-se 1g de cistos, coloca-se para eclodir em 1 litro de água a 15‰ S; homogeneiza-se a solução que contém os náuplios eclodidos e extrai-se dela uma amostra de 4ml; conta-se o número de náuplios da amostra e estima-se seu número para o volume de um litro. Por exemplo, se foram contados 907 náuplios na amostra de 4ml, o número total de náuplios em um litro de solução será de  $907 \times 0,004 = 226.750$  náuplios. Como um grama de *Artemia* contém, aproximadamente, 250 mil cistos, a taxa de eclosão é de  $226.750 \div 250.000 = 90,7\%$ .



**FIG. 21. Administração de ração para larvas de *M. rosenbergii*.**

b) método 2 – levam-se 100 cistos para eclodir, contando-se depois os náuplios resultantes. Se o resultado for 95 náuplios, a taxa de eclosão é de 95%.

Observações: em todos os métodos de contagem devem ser retiradas várias amostras a fim de aumentar a confiabilidade do resultado; a contagem dos náuplios torna-se mais fácil se as amostras forem divididas em gotas sobre uma lâmina de vidro matando-se, em seguida, os náuplios com o calor de uma lâmpada acesa.

## **Ração para larvas**

Existem várias fórmulas de ração que variam de um laboratório para outro. São os já conhecidos COMPs e COMAs, que são preparados à base de componentes, como: ovos, peixes triturados, moluscos triturados, farinha de trigo, espirulina e até *Artemia* adulta em forma de pasta.

Nos laboratórios do Setor de Carcinicultura do Instituto de Pesca desenvolveu-se a seguinte formulação:

ingredientes: três a quatro ovos inteiros crus (dependendo do tamanho), 100g de molusco ou filé de peixe, 35g de farinha de peixe, 1g de vitamina C, 1ml de óleo de fígado de bacalhau, 2ml de lecitina de soja. Modo de preparar: bater tudo no liquidificador e colocar em banho-maria. A ração estará pronta quando der para perfurar a massa com o garfo e este sair limpo.

A taxa de alimento inerte não deve ultrapassar a faixa de 0,07 a 0,20g/larva/dia, de acordo com o estágio de desenvolvimento larval. Tais valores devem ser ajustados com base no consumo observado diariamente.

Antes do fornecimento, a ração deve ser dividida em partículas compatíveis com o tamanho das larvas, fazendo-a passar por um conjunto de telas usando-se jatos

de água. Obtêm-se, assim, partículas de diâmetros diferentes, que são fornecidas de acordo com o estágio larval:

Estágios larvais	Diâmetro da partícula (mm)
III ao V	0,4
VI ao VIII	0,7
IX até pós-larva	1,0

## Identificação dos estágios larvais

As larvas de *M. rosenbergii* passam por onze estágios de desenvolvimento até atingirem a metamorfose quando, então, se transformam em pós-larvas. A cada estágio corresponde uma muda ou ecdise e, em cada uma delas, a larva possui características peculiares de identificação (Tabela 2 e Figs. 22A a 22L).

## Controle da qualidade da água

O controle da qualidade da água é feito pela aferição dos valores de oxigênio dissolvido, do pH, do amônio e do nitrito, principalmente. Convém lembrar que o amônio (ou nitrogênio amoniacal) dissolvido na água encontra-se sob forma ionizada ( $\text{NH}_4^+$ ) e não-ionizada ( $\text{NH}_3$ ).

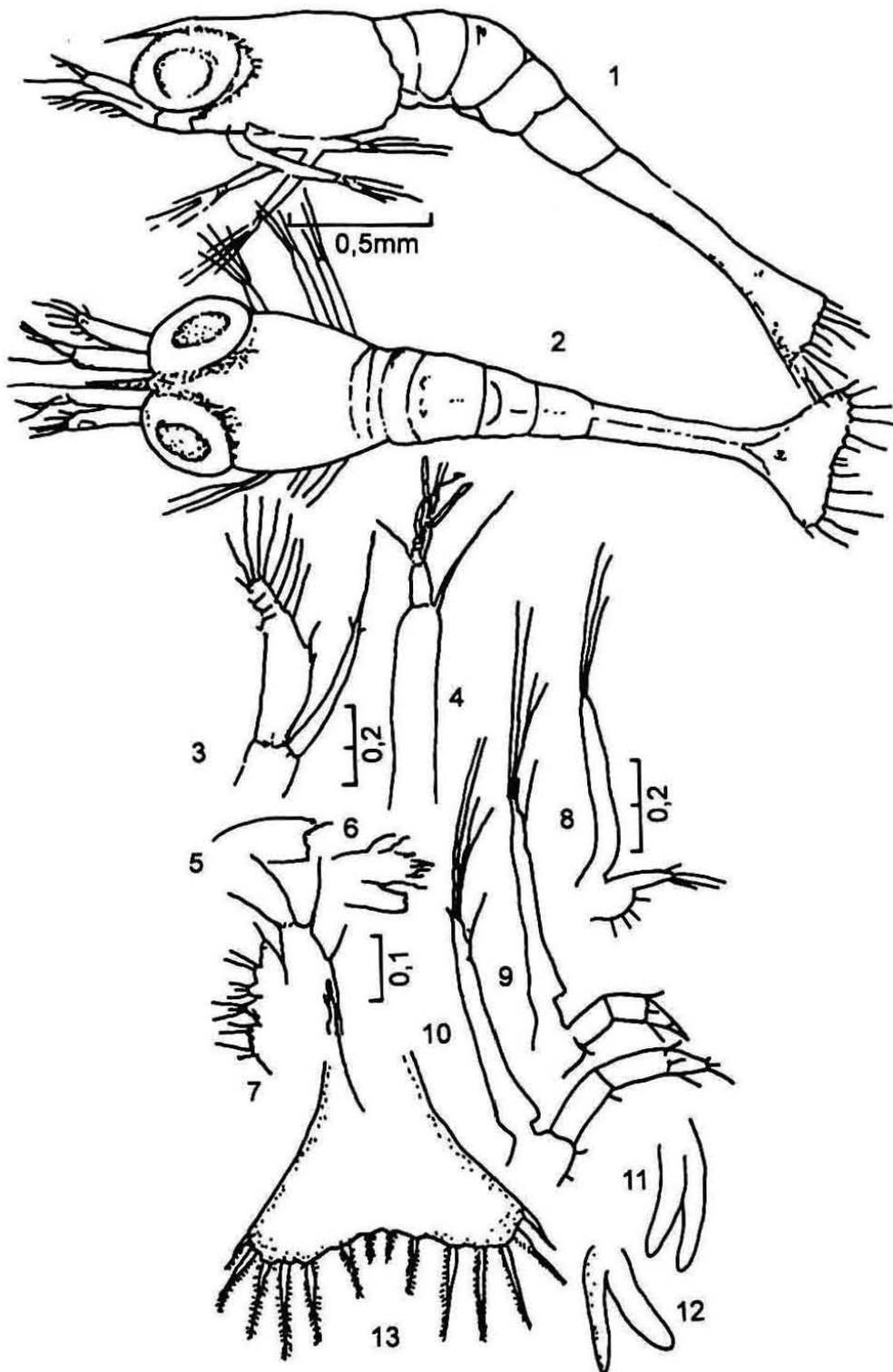
A água dos tanques deve ser analisada, pelo menos a cada dois dias, durante todo o desenvolvimento larval.

## Oxigênio dissolvido

O valor ideal de oxigênio dissolvido na água da larvicultura deve estar próximo à saturação. A capacidade de

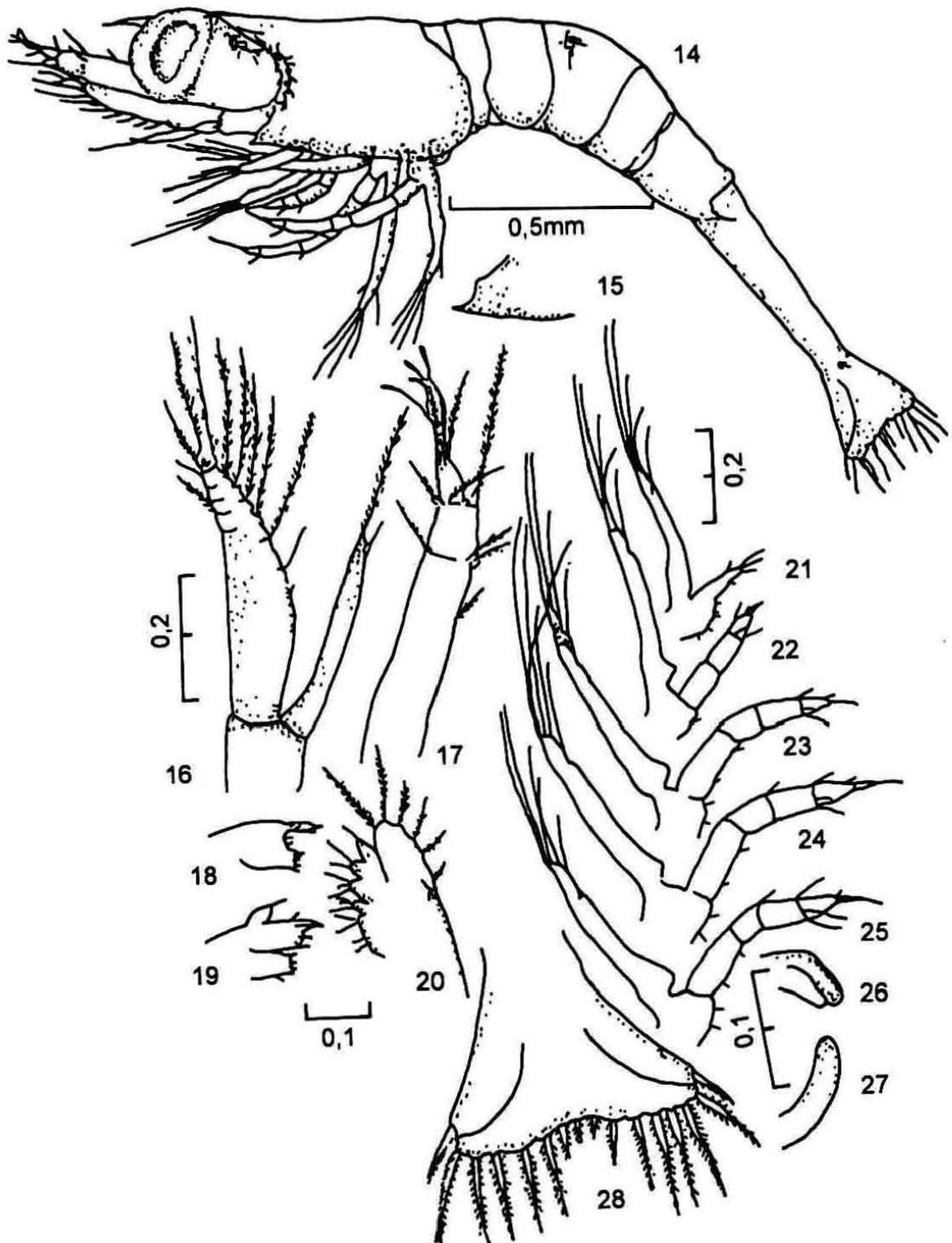
**TABELA 2. Principais características dos estágios de desenvolvimento larval de *M. rosenbergii*.**

<b>Estágios (zoeas)</b>	<b>Comprimento médio (mm)</b>	<b>Duração (dias)</b>	<b>Características</b>
I	1,92	1 a 2	Olhos grandes e sésseis; telson triangular contendo sete pares de espinhos.
II	1,99	2 a 3	Olhos pedunculados; telson triangular contendo oito pares de espinhos.
III	2,14	3 a 5	Urópodos presentes, exopodito com seis espinhos, endopodito exposto.
IV	2,50	5 a 9	Dois espinhos epigástricos atrás da base do rostrum, ambos com 2 a 3 dentes na margem frontal; telson oblongo e quase retangular contendo seis pares de espinhos; urópodos com espinhos.
V	2,84	9 a 12	Telson com margem posterior mais estreita que a base; número maior de espinhos nos urópodos.
VI	3,75	12 a 18	Telson mais estreito na parte terminal; pleópodos começam a brotar.
VII	4,06	15 a 20	Pleópodos birremes e nus.
VIII	4,68	18 a 22	Pleópodos mais desenvolvidos, com cerdas no exopodito; desaparece o par de espinhos menores do telson.
IX	6,07	22 a 25	Pleópodos com cerdas no endopodito.
X	7,05	25 a 34	Rostrum com 3 a 4 dentes dorsais.
XI	7,73	28 A 37	Rostrum com dentes em toda sua margem dorsal; urópodos mais desenvolvidos que o telson.
PL	8,69	33 a 43	Pós-larva; rostrum com dentes nas margens dorsal e ventral.



**FIG. 22A.** *Macrobrachium rosenbergii* - 1<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (1<sup>a</sup> zoea). 1. vista lateral; 2. vista dorsal; 3. antena; 4. antênula; 5. mandíbula; 6-7. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 8-10. 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> maxilípedes; 11-12. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> pereiópodos; 13. telson. Escala em mm.

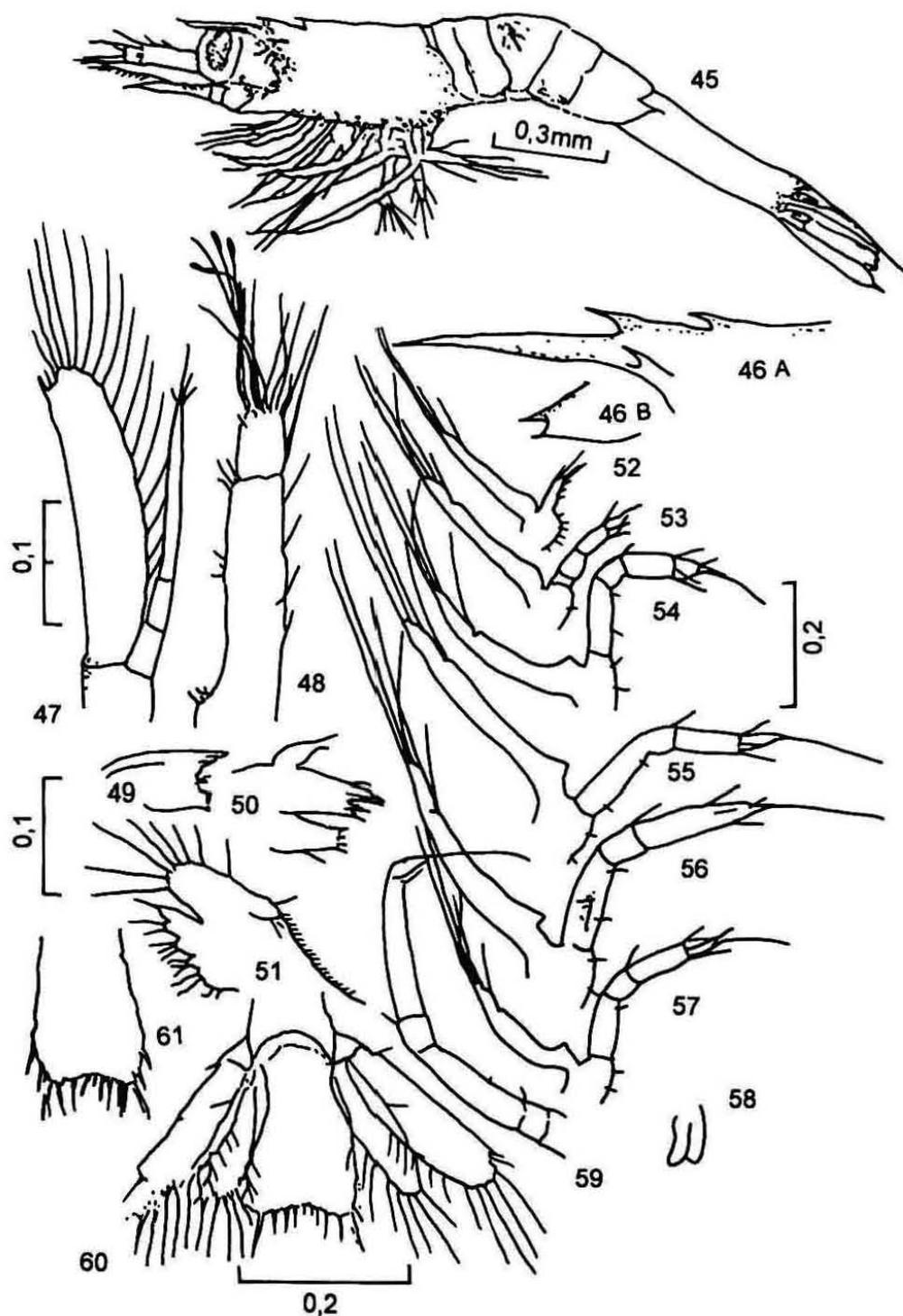
Fonte: Uno & Soo, 1969.



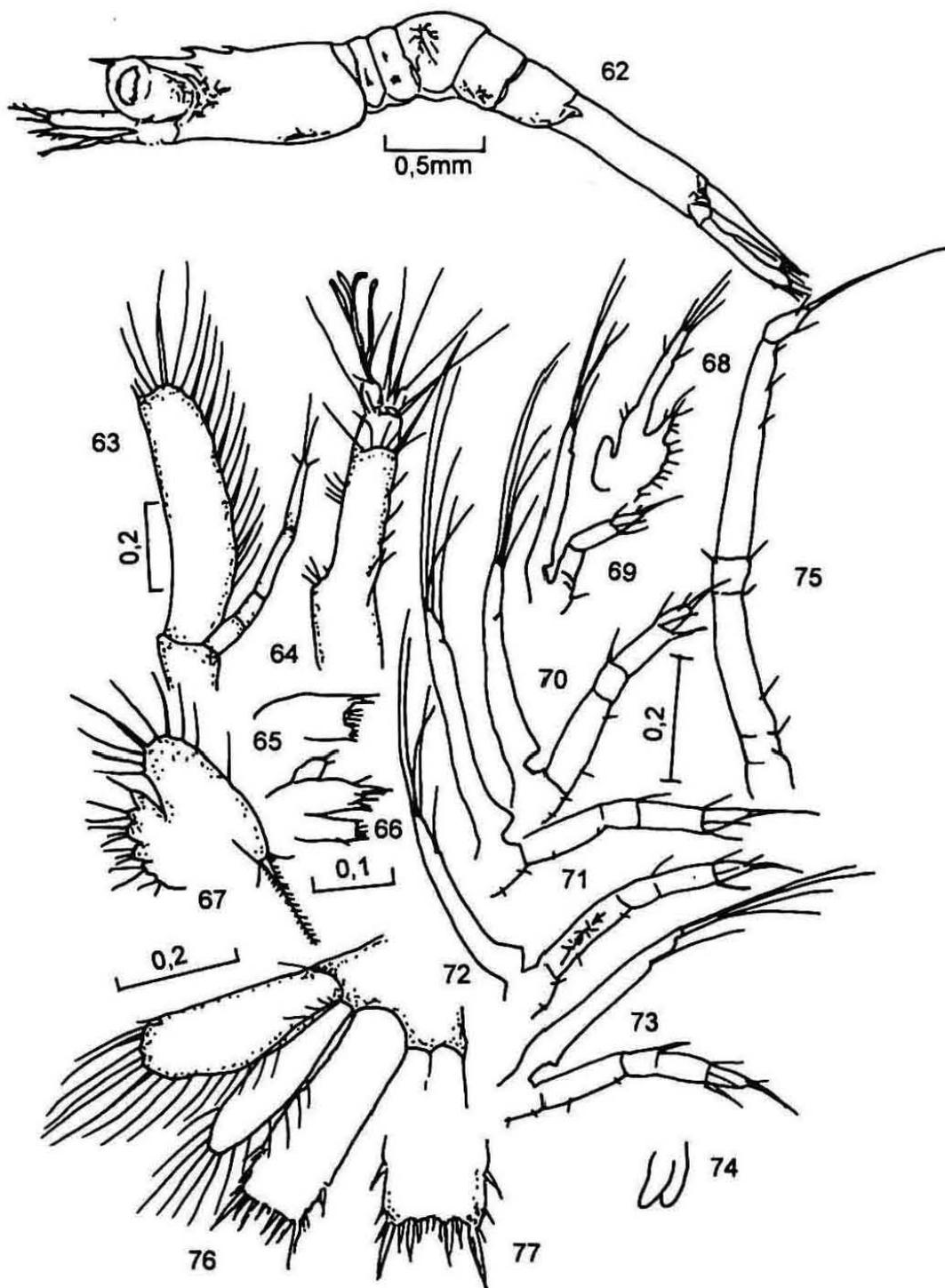
**FIG. 22B.** *Macrobrachium rosenbergii* - 2<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (2<sup>a</sup> zoea). 14. vista lateral; 15. margem do branquios-tergito; 16. antena; 17. antênula; 18. mandíbula; 19-20. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 21-23. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup> e 3<sup>o</sup> maxillipedes; 24-25. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup> e 5<sup>o</sup> pereiópodos; 28. telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.



**FIG. 22C.** *Macrobrachium rosenbergii* - 3<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (3<sup>a</sup> zoea). 29. vista lateral; 30. espinho do branquiostergito; 31. antena; 32. antênula; 33. mandíbula; 34-35. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 36-38. 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> maxilípedes; 39-43. 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup>, 3<sup>a</sup>, 4<sup>a</sup> e 5<sup>a</sup> pereiópodos; 44. telson e urópodo. Escala em mm.  
**Fonte:** Uno & Soo, 1969.

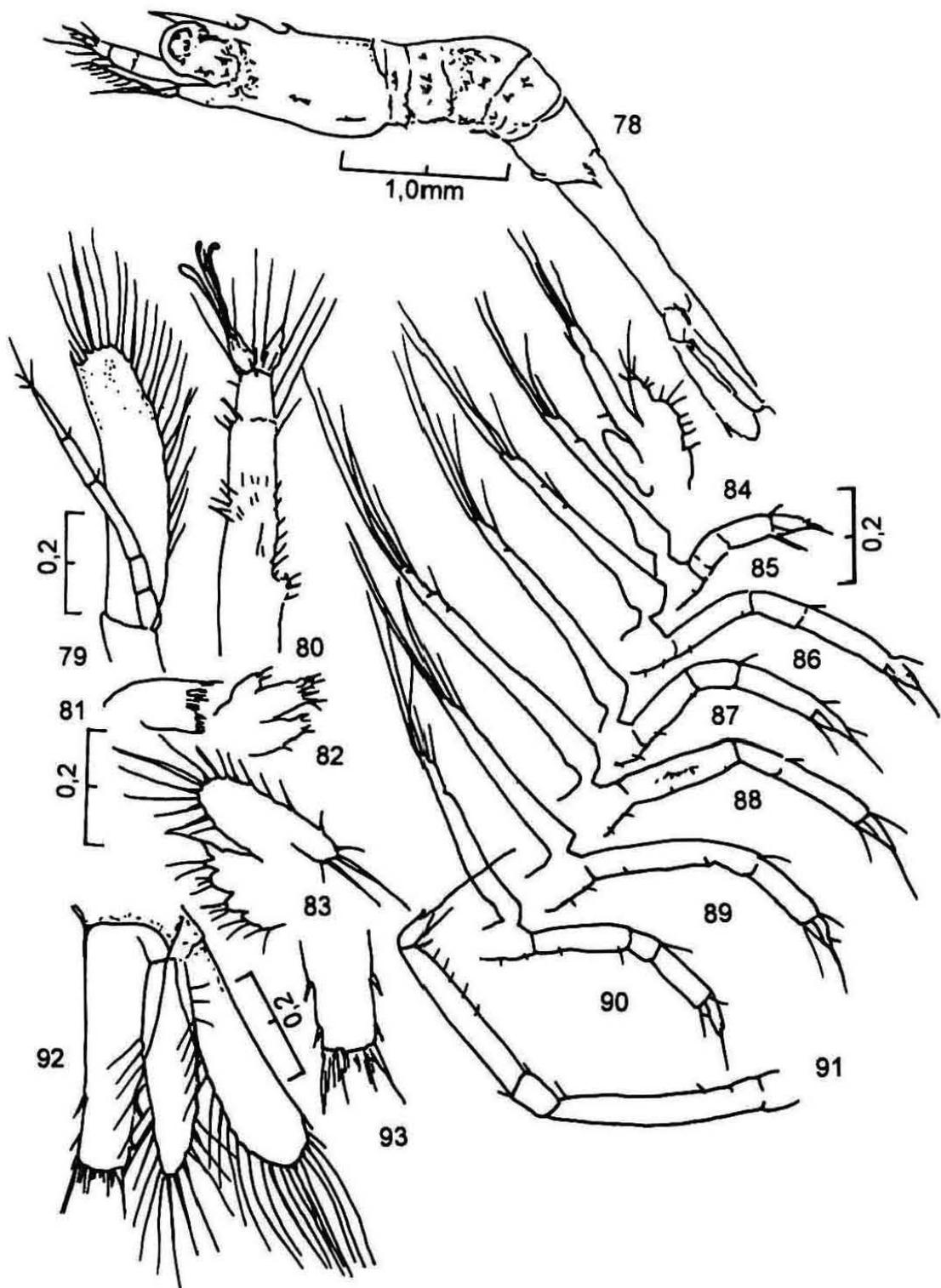


**FIG. 22D.** *Macrobrachium rosenbergii* - 4<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (4<sup>a</sup> zoea). 45. vista lateral; 46A, B. rostrum (A) e espinho do branquiostergito (B); 47. antena; 48. antênula; 49. mandíbula; 50-51. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 52-54. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup> e 3<sup>o</sup> maxillípedos; 55-59. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup>, 4<sup>o</sup> e 5<sup>o</sup> pereiópodos; 60. telson e urópodo; 61. telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.

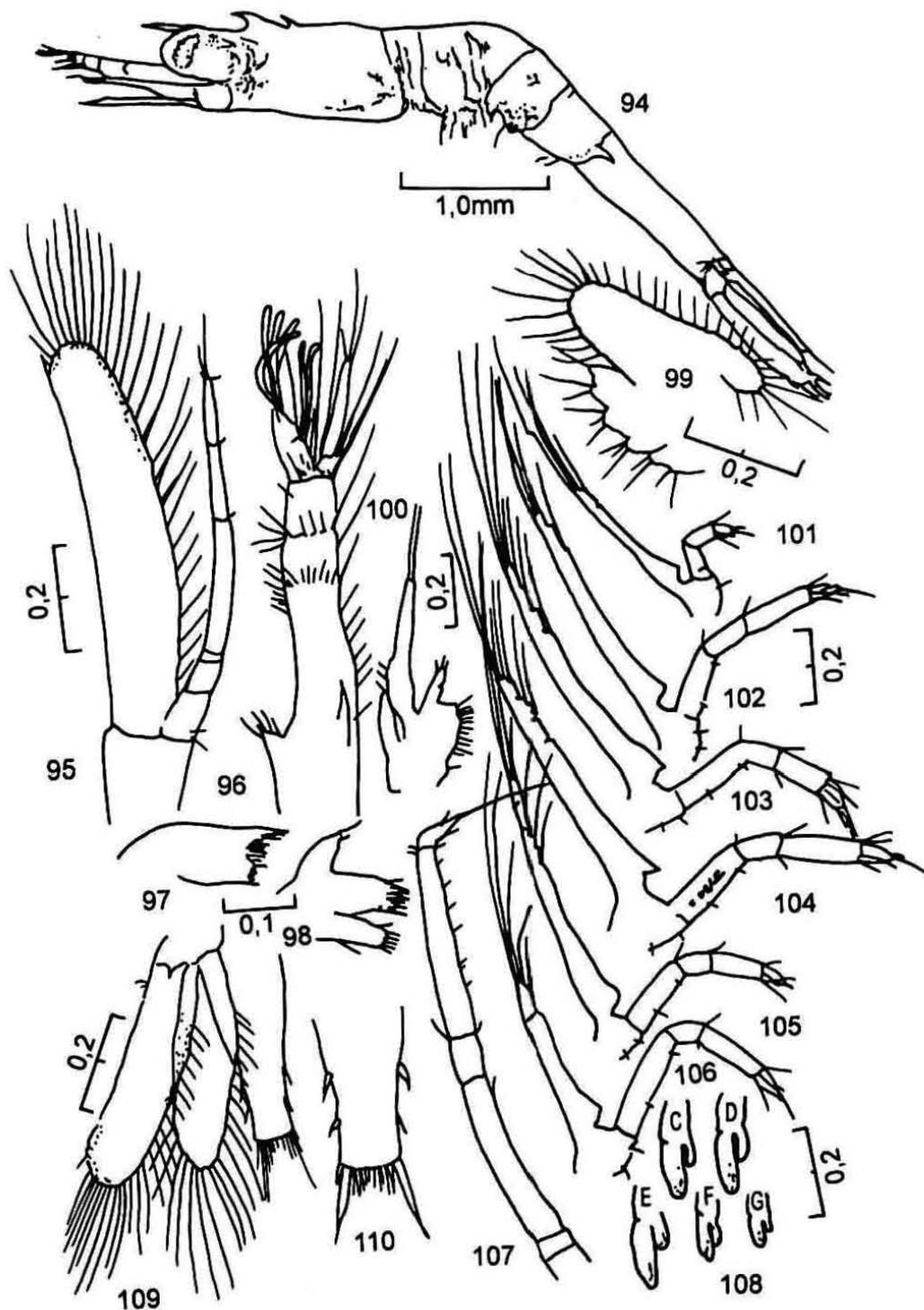


**FIG. 22E. *Macrobrachium rosenbergii* - 5º estágio de desenvolvimento larval (5ª zoea). 62. vista lateral; 63. antena; 64. antênula; 65. mandíbula; 66-67. 1ª e 2ª maxilas; 68-70. 1º, 2º e 3º maxilípedes; 71-75. 1º, 2º, 3º, 4º e 5º pereiópodos; 76. telson e urópodo esquerdo; 77. parte distal do telson. Escala em mm.**

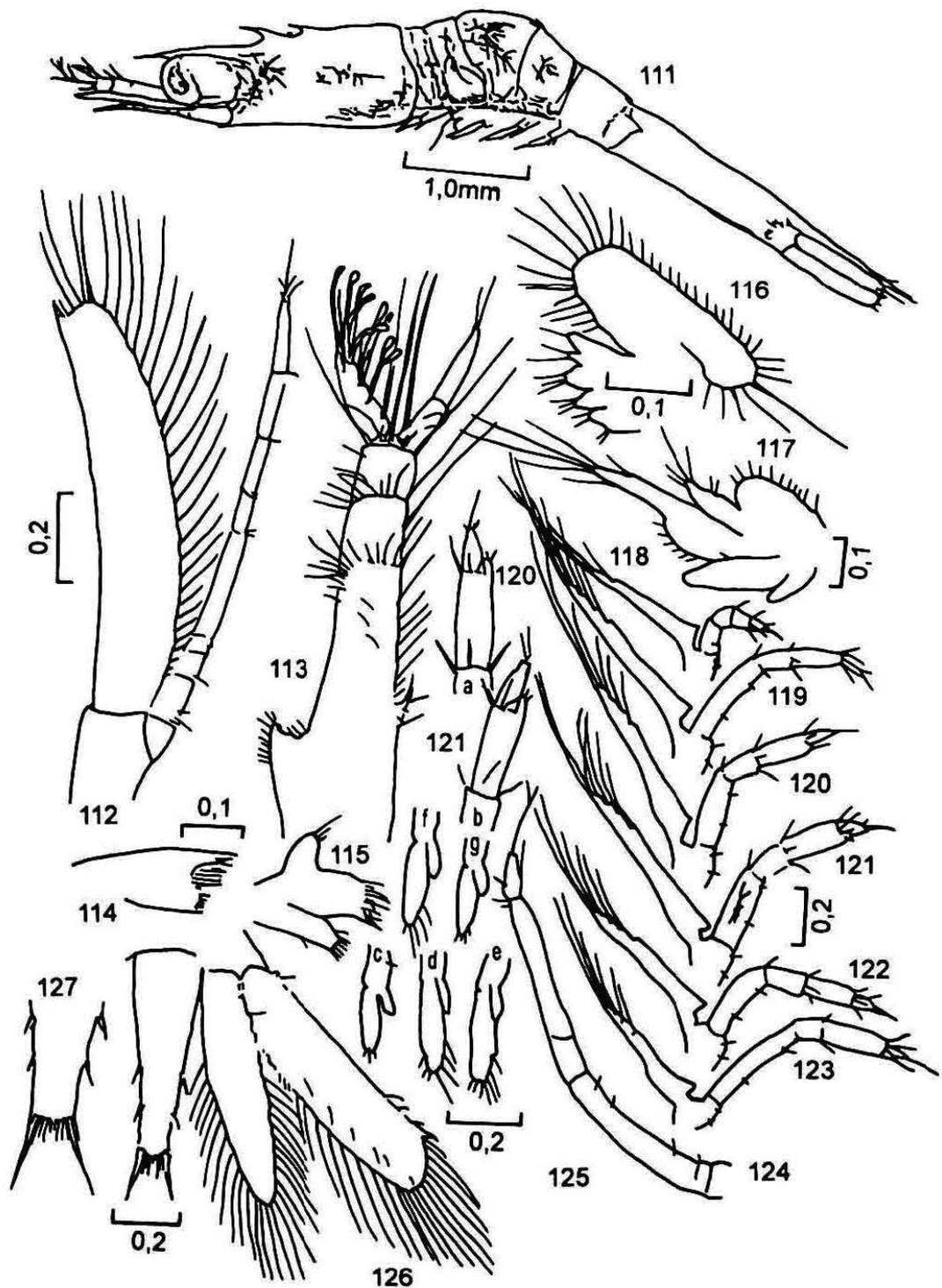
**Fonte: Uno & Soo, 1969.**



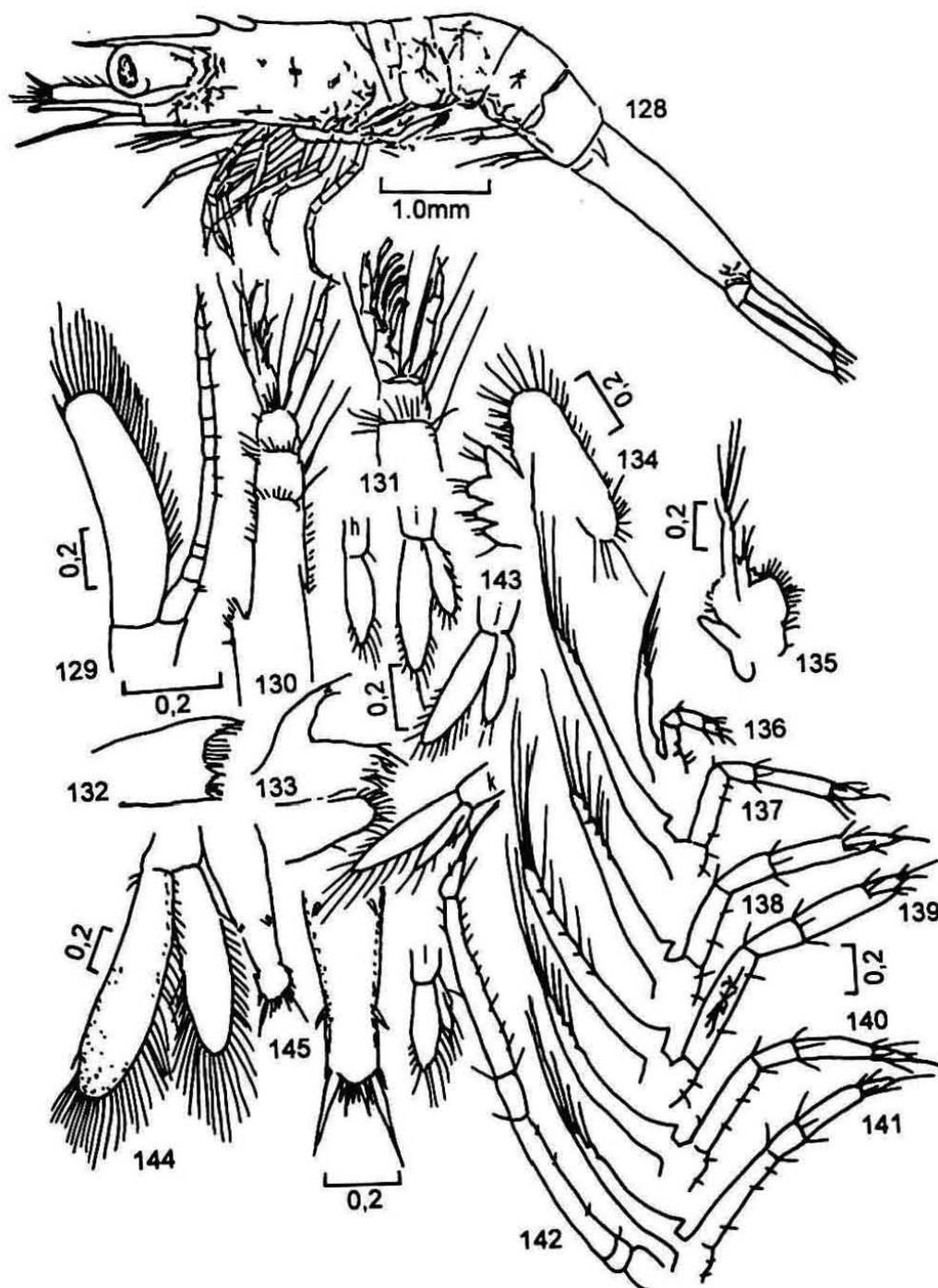
**FIG. 22F.** *Macrobrachium rosenbergii* - 6º estágio de desenvolvimento larval (6ª zoea). 78. vista lateral; 79. antena; 80. antênula; 81. mandíbula; 82-83. 1ª e 2ª maxilas; 84-86. 1º, 2º e 3º maxilípedes; 87-91. 1º, 2º, 3º, 4º e 5º pereiópodos; 92. telson e urópodo direito; 93. parte distal do telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.



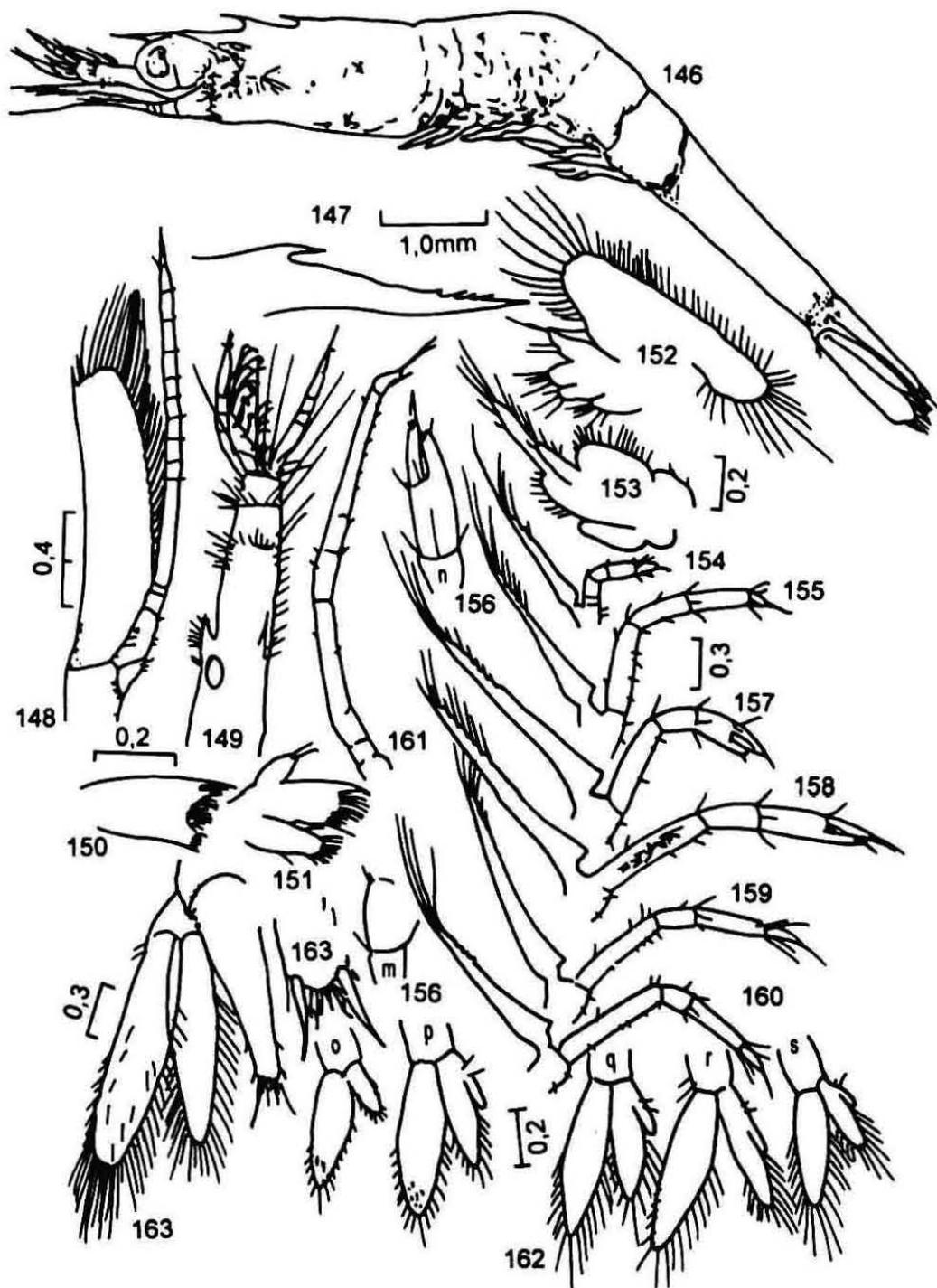
**FIG. 22G. *Macrobrachium rosenbergii* - 7<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (7<sup>a</sup> zoea). 94. vista lateral; 95. antena; 96. antênula; 97. mandíbula; 98-99. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 100-102. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup> e 3<sup>o</sup> maxilípedes; 103-107. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup>, 4<sup>o</sup> e 5<sup>o</sup> pereiópodos; 108 C-G. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup>, 4<sup>o</sup> e 5<sup>o</sup> pleópodos; 109. telson e urópodo esquerdo; 110. parte distal do telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.**



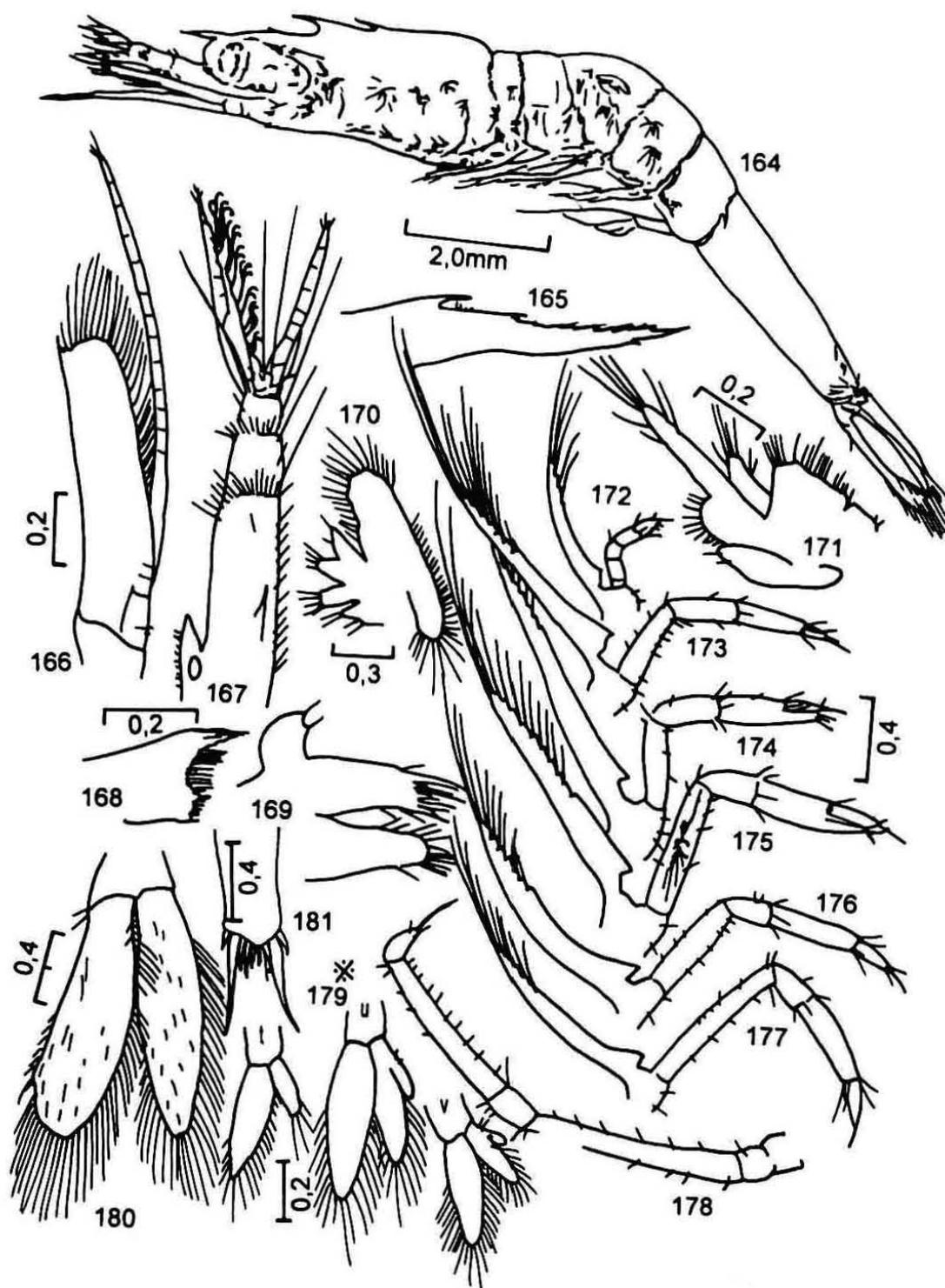
**FIG. 22H. *Macrobrachium rosenbergii* - 8º estágio de desenvolvimento larval (8ª zoea). 111. vista lateral; 112. antena; 113. antênula; 114. mandíbula; 115-116. 1ª e 2ª maxilas; 117-119. 1ª, 2ª e 3ª maxilípedes; 120-124. 1ª, 2ª, 3ª, 4ª e 5ª pereiópodos; 120a. quela do 1ª pereiópodo; 121b. quela do 2ª pereiópodo; 125c-g. 1ª, 2ª, 3ª, 4ª e 5ª pleópodos; 126. telson e urópodo direito; 127. parte distal do telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.**



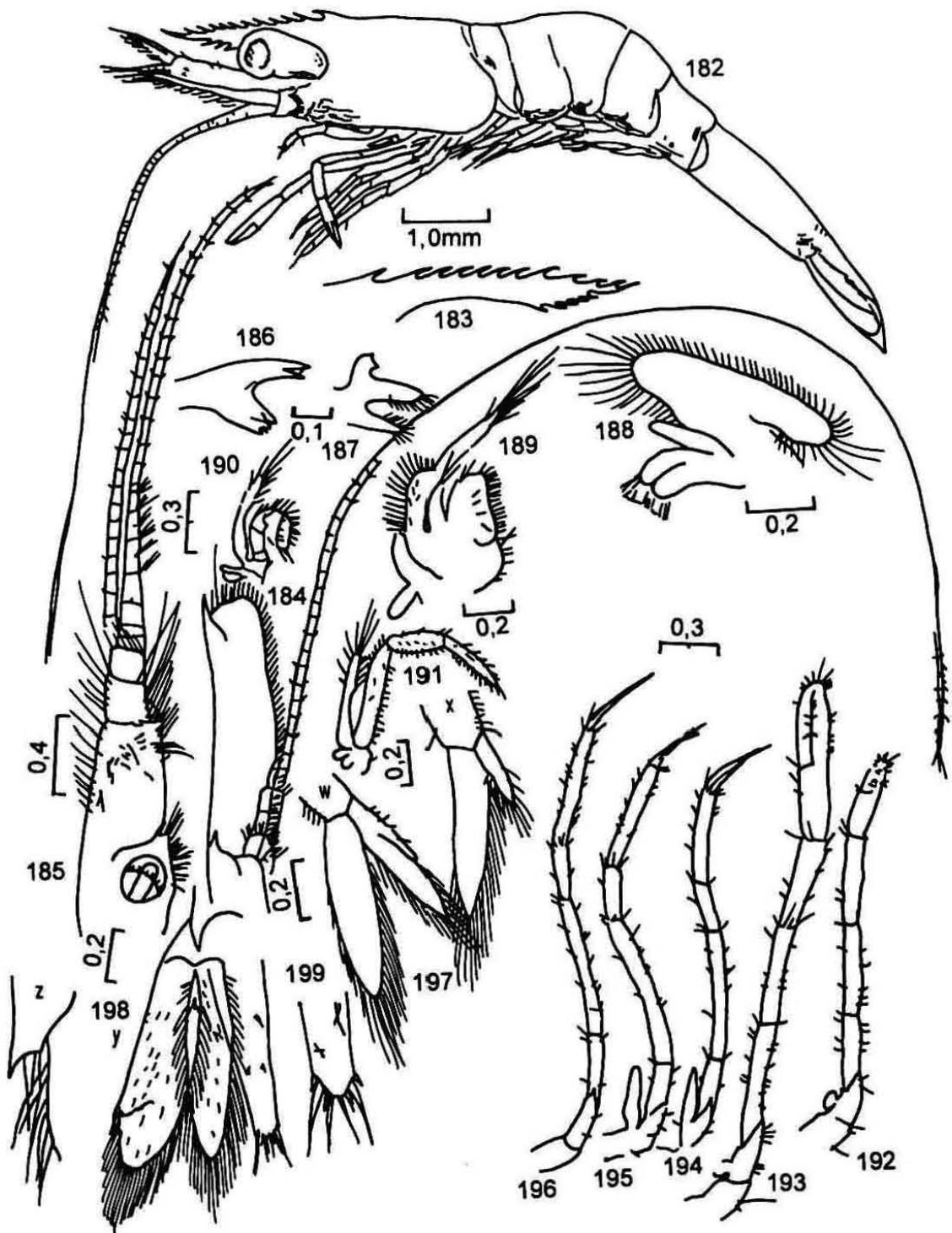
**FIG. 22I. *Macrobrachium rosenbergii* - 9º estágio de desenvolvimento larval (9ª zoea). 128. vista lateral; 129. antena; 130-131. antênula; 131. parte distal; 132. mandíbula; 133-134. 1ª e 2ª maxilas; 135-137. 1ª, 2ª e 3ª maxilípedes; 138-142. 1ª, 2ª, 3ª, 4ª e 5ª pereiópodos; 143h-l. 1ª, 2ª, 3ª, 4ª e 5ª pleópodos; 144. telson e urópodo esquerdo; 145. parte distal do telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.**



**FIG. 22J.** *Macrobrachium rosenbergii* - 10<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (10<sup>a</sup> zoea). 146. vista lateral; 147. rostrum; 148. antena; 149. antênula; 150. mandíbula; 151-152. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 153-155. 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup> e 3<sup>a</sup> maxillípedes; 156-161. pereiópodos; 156m,n. quelas do 1<sup>o</sup> e 2<sup>o</sup> pereiópodos; 157. 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup>, 3<sup>a</sup>, 4<sup>a</sup> e 5<sup>a</sup> pereiópodos; 162o-s. 1<sup>a</sup>, 2<sup>a</sup>, 3<sup>a</sup>, 4<sup>a</sup> e 5<sup>a</sup> pleópodos; 163. telson e urópodo esquerdo; 163'. parte distal do telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.



**FIG. 22K. *Macrobrachium rosenbergii* - 11<sup>o</sup> estágio de desenvolvimento larval (11<sup>a</sup> zoea). 164. vista lateral; 165. rostrum; 166. antena; 167. antênula; 168. mandíbula; 169-170. 1<sup>a</sup> e 2<sup>a</sup> maxilas; 171-173. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup> e 3<sup>o</sup> maxilípedes; 174-178. 1<sup>o</sup>, 2<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup>, 4<sup>o</sup> e 5<sup>o</sup> pereiópodos; 179t-v. 1<sup>o</sup>, 3<sup>o</sup> e 5<sup>o</sup> pleópodos; 180. urópodo; 181. parte distal do telson. Escala em mm. Fonte: Uno & Soo, 1969.**



**FIG. 22L.** *Macrobrachium rosenbergii* - Pós-larva: 182. vista lateral; 183. rostrum; 184. antena; 185. antênula; 186. mandíbula; 187-188. 1ª e 2ª maxilas; 189-191. 1ª, 2ª e 3ª maxilípedes; 192-196. 1ª, 2ª, 3ª, 4ª e 5ª pereiópodos; 197w-x. 1ª e 3ª pleópodos; 198y,z. telson e urópodo esquerdo (y) e exopodito (z) do urópodo; 199. parte distal do telson. Escala em mm.  
**Fonte: Uno & Soo, 1969.**

saturação de oxigênio da água é determinada por uma série de fatores, particularmente a temperatura. Quando saturada com O<sub>2</sub>, a água salobra dos tanques de larvicultura deve conter os seguintes valores de oxigênio dissolvido (em mg/l):

A água do cultivo deve ser mantida com forte e constante aeração para proporcionar boas condições de vida para as larvas e permitir que as partículas de alimento permaneçam em suspensão. O sistema de aeração tem que funcionar perfeita e ininterruptamente. Sendo assim, é imprescindível que o mesmo esteja acoplado a um gerador de energia e que existam equipamentos sobressalentes. Durante a limpeza dos tanques por sifonamento é importante que a aeração não seja interrompida por mais de trinta minutos para não haver estresse ou mesmo mortalidade das larvas.

**Relação entre temperatura (°C), salinidade (‰S) e oxigênio dissolvido (mg/l)\*.**

Temperatura (°C)	Salinidade (‰S)				
	0	7,5	11,1	14,7	36,4
20	9,1	8,7	8,5	8,3	7,4
22	8,8	8,4	8,2	8,0	7,1
24	8,4	8,1	7,9	7,7	6,9
26	8,1	7,8	7,6	7,5	6,6
27	8,0	7,6	7,5	7,3	6,5
28	7,8	7,5	7,4	7,2	6,4
29	7,7	7,4	7,2	7,1	6,3
30	7,6	7,3	7,1	7,0	6,2

(\*) Esta tabela foi adotada por Spotte (1970) usando a fórmula de Knudsen.

Para a aeração, deve-se preferir sopradores de ar que funcionem como deslocadores de ar, evitando-se os compressores de ar pois, com frequência, contaminam a água dos tanques com óleo. Pode-se usar, também, sopradores individuais, sendo importante, porém, que em ambos os casos, as tubulações sejam resistentes à pressão do ar.

Para que o soprador possa atender a todos os tanques operando simultaneamente é necessário que forneça  $1\text{m}^3/\text{hora}$  de ar, no mínimo, para cada metro cúbico de água.

Os teores de oxigênio dissolvido na água podem ser aferidos através do método de Winckler (Strickland & Parson, 1960) ou por leitura direta em aparelho de eletrodo chamado oxímetro.

## **Controle do pH do sistema**

Os valores na faixa de 8,0 a 8,3 são recomendados para o cultivo e manutenção de organismos aquáticos em sistemas fechados de recirculação de água (Paccaud, 1962; Spotte, 1979).

A tendência do pH, em sistemas fechados de recirculação, é diminuir aquém dos limites toleráveis para um desenvolvimento favorável dos animais em cultivo. A redução dos valores do pH ocorre devido ao processo oxidativo, como a mineralização e a nitrificação, bem como pela respiração dos animais e da microbiota bacteriana do filtro biológico. Para prevenir tais reduções bruscas do pH nos sistemas de cultivo com águas salobras, podem-se utilizar dois métodos: 1) adição direta, na água, de agentes tamponadores, como o carbonato de cálcio ( $\text{CaCO}_3$ ), o carbonato de sódio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) ou o bicarbonato de sódio ( $\text{NaHCO}_2$ ); 2) uso de substâncias calcáreas no leito filtrante do filtro biológico como cascalho de conchas de moluscos (Atz, 1964).

Eventuais quedas de pH ocasionadas pelo processo de respiração dos animais em cultivo, através da liberação de dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) que reage com a água formando o ácido carbônico ( $\text{H}_2\text{CO}_3$ ), são imediatamente corrigidas com a adição de bicarbonato de sódio ( $\text{NaHCO}_3$ ) que, além de corretivo, mantém um eficiente sistema de tampão da água, evitando, assim, qualquer variação brusca nos valores do pH. O pH da água de todo o sistema deve ser mantido na faixa de 7,5 a 8,3.

O pH da água é aferido através de medidor de pH ou potenciômetro de leitura direta.

## **Amônio e nitrito**

O amônio e o nitrito são fatores limitantes no cultivo de larvas de *M. rosenbergii* em sistemas fechados de recirculação de água.

O acúmulo dessas substâncias é, geralmente, prevenido pela nitrificação ou conversão do amônio em nitrato, pelo processo bioquímico oxidativo executado por dois tipos de bactérias. A eficiência da nitrificação está diretamente relacionada com o tipo de substrato no qual as bactérias *Nitrossomonas* e *Nitrobacter* estão fixadas.

Durante a larvicultura, as mudanças na qualidade da água são provocadas, principalmente, pelos excrementos das larvas e pela decomposição dos restos de alimento. Tais alterações podem prejudicar o cultivo e são detectadas pelo aumento dos teores de amônio e nitrito. Os níveis suportáveis de amônio ( $\text{NH}_3$  e  $\text{NH}_4^+$ ) e nitrito ( $\text{NO}_2^-$ ) são de 0,5 e 0,1 mg/l, respectivamente.

A fim de manter a água do cultivo dentro de níveis adequados, é importante que se ministre quantidades de

alimento compatíveis com o consumo das larvas, que se aere corretamente a água dos tanques e que se proceda à limpeza e troca periódicas da água.

A taxa de amônio pode ser determinada pelo método do indofenol, baseado na reação do amônio ao fenol (reação de Berthelot) que foi adaptado para águas marinhas, ou através de leitura, em espectrofotômetro, no comprimento de onda de 440 $\mu\text{m}$ , ou aferida através de leitura direta em medidor de íons com eletrodos de membrana (potenciômetro) para amônio, ou com *kit* específico para amônio.

O nitrito pode ser determinado pelo método colorimétrico de Griss, através de leitura em espectrofotômetro, no comprimento de onda de 520 $\mu\text{m}$ , ou através de leitura direta em medidor de íons com eletrodos de membrana (potenciômetro) para nitrito, ou com *kit* específico para nitrito.

## **Metais pesados**

Como medida profilática para metais pesados, utiliza-se, após montagem do filtro, o composto químico etileno-diamino-tetra-acético de sódio (EDTA) na concentração de 10mg/l, por apresentar propriedades quelantes, isto é, com capacidade de sequestrar íons de metais pesados formando quelatos.

## **Metamorfose**

É o processo pelo qual as larvas se transformam em pós-larvas. O tempo de desenvolvimento larval, sob condições ideais de cultivo, é de trinta a quarenta e cinco dias para *M. rosenbergii*, de quinze a trinta e quatro dias para

*M. amazonicum*, de trinta e dois a quarenta dias para *M. acanthurus* e de quarenta e sete a sessenta e cinco dias para *M. carcinus*.

Como se pode observar na Tabela 1, a soma da duração de cada estágio larval fornece um mínimo de 150 e um máximo de 187 dias, números muito diferentes do citado acima, devido ao fato de que as mudas não são simultâneas. Por exemplo, nem todas as larvas que estão no 4º estágio vão mudar para o 5º, ao mesmo tempo, ou seja, têm-se larvas em vários estágios diferentes no mesmo dia. É comum ter-se chegado à metamorfose de larvas em pós-larvas e ainda observarem-se larvas no 5º, 6º e até 11º estágio. O que se deve fazer, em termos práticos, é encerrar a larvicultura quando 80% das larvas virarem pós-larva, por ser antieconômico esperar que a última larva se transforme em pós-larva.

Assim, após a metamorfose de 80% da população das larvas, que ocorre de trinta a quarenta dias depois da eclosão, deve-se fazer, por meio de sifonagem, a transferência das pós-larvas para tanques de fibrocimento com 500 litros de capacidade, contendo água a 7‰ de salinidade, onde são mantidas durante 6 horas para adaptação à água doce. Após esse rápido período de adaptação, são recolhidas, contadas e transferidas para tanques de fibrocimento contendo abrigos ou substratos artificiais para estocagem de pós-larvas em altas densidades (5.000 pós-larvas/caixa/uma semana) (Fig. 23), ou para berçários primários (Figs. 24A e 24B).

## **Contagem das pós-larvas**

As pós-larvas podem ser contadas através de três métodos:



*FIG. 23. Substratos artificiais para estocagem de pós-larvas em altas densidades.*

1) método de padrão visual – consiste na contagem de determinada quantidade de pós-larvas (1.000 a 2.000), que são transferidas para um balde, de cor clara, contendo 5 litros de água; em seguida preparam-se outros baldes com o mesmo volume de água, sem contar as pós-larvas, mas somente colocando-se um número aproximado ao do primeiro que, por sua vez, serve de padrão. Este método, mesmo não sendo muito preciso, é o mais utilizado por sua rapidez e praticidade (Figs. 25A e 25B);

2) método volumétrico I – colocam-se 1.600ml de água doce num béquer de 2.000ml, preenchendo-se com pós-larvas o espaço restante. As pós-larvas são contadas apenas na primeira vez, nas demais medidas seu número já é conhecido;

3) método volumétrico II – enche-se um coador de chá, até a boca, com pós-larvas que são contadas, como no método anterior, apenas na primeira vez.



(A)



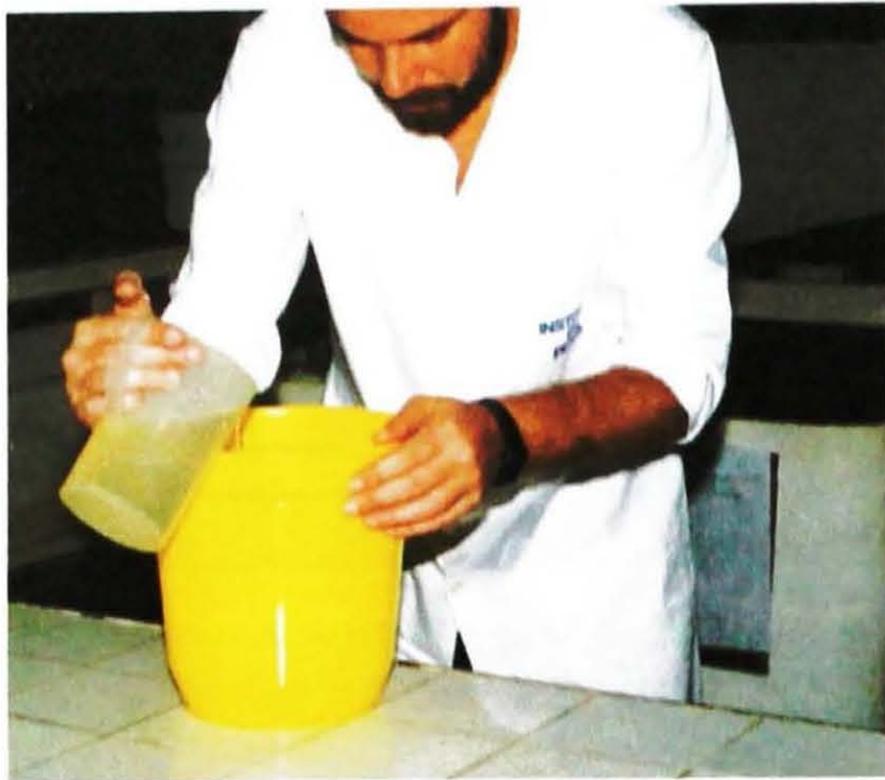
(B)

*FIGS. 24A e 24B. Berçários primários da Fazenda Capiatã.*

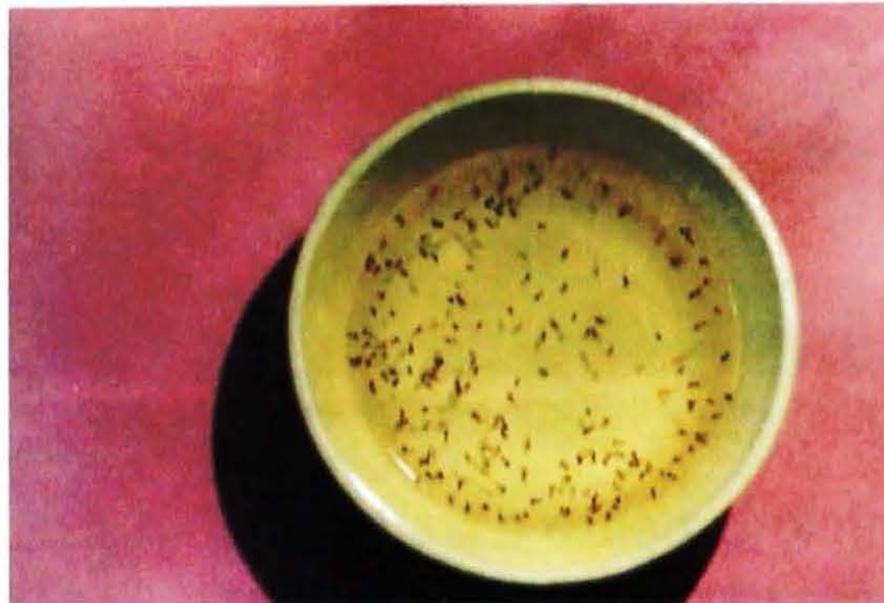
## **Acondicionamento e transporte**

Nos laboratórios comerciais de larvicultura vêm sendo empregados dois tipos de embalagens no acondicionamento para transporte das pós-larvas.

O primeiro consiste em sacos de plástico de 60 litros, nos quais acondicionam-se 5.000 pós-larvas em vinte litros de água doce e oxigênio insuflado por mangueira de plástico acoplada a torpedos ou botijões próprios. Os sacos



(A)



(B)

**FIGS. 25A e 25B. Contagem de pós-larvas pelo método de padrão visual.**

são, então, fechados com tiras de borracha (de câmaras de pneus) e colocados em caixas térmicas de isopor (dois por caixa) contendo gelo para abaixamento da temperatura e conseqüente redução da respiração.

O segundo tipo é constituído por dois sacos de plástico de 40 litros, colocados um dentro do outro, onde se acondicionam de 3.000 a 5.000 pós-larvas em 10 litros de água doce, dependendo da distância do local de engorda. Entre os dois sacos, colocam-se pedras de gelo para rebaixamento da temperatura da água. Insufla-se oxigênio, fecha-se o saco da mesma forma que na embalagem anterior, depositando-o (um por caixa) em caixas de papelão de 27x27x40cm e 5mm de espessura. Este tipo de embalagem tem a vantagem de reduzir a carga e, conseqüentemente, o custo do transporte aéreo. Permite, também, o uso de caminhonete em vez de caminhão, oferecendo maior agilidade ao transporte, muito importante para a sobrevivência e a redução do estresse das pós-larvas. É preciso, porém, cobrir as caixas com placas de isopor ou com papelão aluminizado a fim de evitar o aquecimento.

A densidade de estocagem ou número de pós-larvas/litro não é sempre a mesma; para propriedades muito distantes do laboratório de larvicultura (como por exemplo São Paulo-Recife, Fortaleza-Florianópolis), o número de pós-larvas por embalagem deve ser reduzido. Os laboratórios comerciais de larvicultura usam de bom senso e de suas experiências, uma vez que inexistem, na literatura, informações que levem ao estabelecimento de uma regra que fixe uma densidade ideal de estocagem. Essa proporção citada fornece bons resultados de sobrevivência em distâncias como Rio-São Paulo, Rio-Florianópolis. Para locais mais distantes, pode-se reduzir a densidade em um terço ou até pela metade, dependendo sempre do tempo de vôo (ocorrência de escalas etc). O que mais importa não é a distância, mas o tempo de acondicionamento, isto é, o tempo em que os animais ficam privados de oxigênio. Por isso recomenda-se, para viagens com mais de oito horas, dispor de um compressor de ar, a pilha, para renovar o oxigênio dos sacos.

## **Higiene do laboratório**

A produção de pós-larvas em laboratório de larvicultura está na razão direta da higiene nele aplicada. Vetores de contaminação estão sempre presentes, por isso é indispensável que se tente evitar sua disseminação desinfetando, diariamente, todos os utensílios utilizados no laboratório, por imersão em solução de 50mg/l de hipoclorito de sódio. Uma boa prática tem sido manter uma caixa de fibrocimento com essa solução para lavagem do material após cada operação. É importante, igualmente, que os operadores mantenham as mãos bem lavadas.

## **Principais fatores de risco na larvicultura**

Os problemas mais freqüentes na larvicultura são causados, sobretudo, pelo manejo incorreto do cultivo. Excesso de alimento, principalmente ração, falhas cometidas na renovação da água dos tanques, no sifonamento dos dejetos e restos de alimentos e no controle da qualidade da água têm influência direta na taxa de sobrevivência das larvas. Assim, deve-se observar, constantemente, os estágios de desenvolvimento larval e a saúde das larvas durante todo o ciclo. É necessário que a equipe técnica seja bem treinada, tenha grande capacidade de observação e alto senso de responsabilidade.

## **Doenças dos reprodutores, pós-larvas e jovens**

As formas juvenis e adultas dos camarões de água doce são, de maneira geral, mais resistentes a doenças e a outras condições adversas à sobrevivência, se comparadas às formas larvais e pós-larvais. Em reprodutores de *M. rosenbergii* não se tem notado problemas que levem à mortalidade massal.

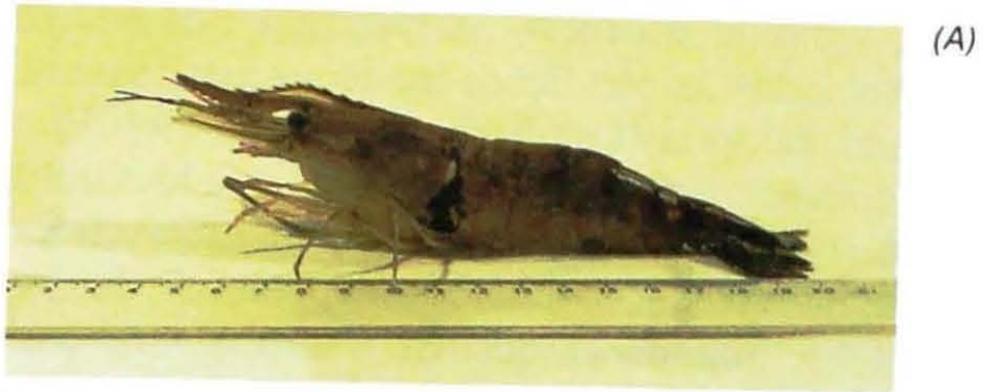
Quando ocorrem, as mortalidades estão normalmente associadas às condições inadequadas de manejo e/ou à qualidade da água (Lombardi & Lobão, 1990b). Embora algumas doenças tenham sido detectadas e identificadas em plantéis de *M. rosenbergii*, não têm constituído fatores limitantes de manutenção. Em contraposição, determinadas enfermidades, quando associadas a outras condições inadequadas de manutenção, podem tornar-se verdadeiros obstáculos ao sucesso do plantel.

## **Bactérias**

A infecção denominada *black-spot*, caracterizada por manchas escuras no exoesqueleto, ocorre com muita freqüência em animais do gênero *Macrobrachium*, sendo a doença mais comum entre os adultos, e constitui um dos problemas mais sérios em atividades de manutenção de reprodutores (Figuras 26A, 26B, 26C e 26D).

Esta infecção se instala no exoesqueleto a partir de lesões causadas, muitas vezes, por agressões interespecíficas, seguindo-se de um ataque oportunista, não letal, de bactérias quitinolíticas. A incidência do *black-spot*, na maioria das vezes, se dá nas regiões marginais e extremidades do exoesqueleto dos camarões, locais que, normalmente, são mais susceptíveis a lesões. Ocasionalmente, as bactérias quitinolíticas podem entrar na corrente sangüínea prejudicando a função coagulante do sangue.

A letalidade do *black-spot* ocorre em casos extremos de infecções onde há a sucessão de um patógeno secundário causado por fungos. Altos índices de infecção podem ter efeitos letais ao prejudicar a locomoção e alimentação dos camarões, uma vez que há grande perda dos apêndices cefalotorácicos.





**FIGS. 26A, 26B, 26C e 26D. Infecção por bactérias quitinolíticas (black spot) em *M. rosenbergii*. A - na carapaça do cefalotórax; B - nas pleuras dos somitos abdominais; C - nos urópodos; D - na exúvia da carapaça do cefalotórax.**

Foram isoladas de manchas escuras na carapaça de *M. rosenbergii* bactérias quitinolíticas pertencentes aos gêneros *Beneckea*, *Pseudomonas* e *Aeromonas*. Em experiências vividas por um laboratório de larvicultura em Cananéia (SP), foram identificadas bactérias das espécies *Vibrio angillarum*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Plesiomonas shigelloides* em sistemas de estocagem de reprodutores de *M. rosenbergii* que

possuíam manchas negras em diversas regiões do exoesqueleto. Em estudos efetuados por nossa equipe com *M. carcinus*, no Rio Ribeira de Iguape, observou-se que a incidência de *black-spot* foi mais intensa nos meses de primavera e verão, períodos em que 37,7% dos animais coletados possuíam infecções causadas por *Pseudomonas dalles*.

O Nifurpirinol, comercialmente conhecido como furanace, mostrou ser eficaz no combate a *Beneckea*, *Cytophaga* e *Vibrio* isoladas de *M. rosenbergii*. Esta espécie tolera concentrações de nifurpirinol de 1,33 a 2,50mg/l, por um período de sete dias. A ação de *Aeromonas hydrophila* associada ao *black-spot*, em *M. rosenbergii*, pode ser combatida pelo ácido oxolínico a 10mg/l, em banho por uma hora.

As infecções de natureza bacteriana, quando localizadas no exoesqueleto dos camarões, podem ser facilmente eliminadas no momento da muda, quando a carapaça infeccionada é totalmente liberada. Este aspecto é mais acentuado em camarões jovens nos quais as mudas são mais frequentes.

As melhores profilaxias consistem na utilização de métodos que possam reduzir a incidência dessas doenças; merecem destaque o manejo mais cuidadoso e o controle da agressão entre os indivíduos via redução da densidade populacional.

Outra doença de origem bacteriana tem como agente as bactérias filamentosas do gênero *Leucothrix*, que infeccionam brânquias, pleópodos e urópodos, sobretudo de indivíduos jovens. Alguns autores observaram este tipo de infecção em muitos indivíduos, mas não estão certos se ela contribuiu diretamente para a mortalidade.

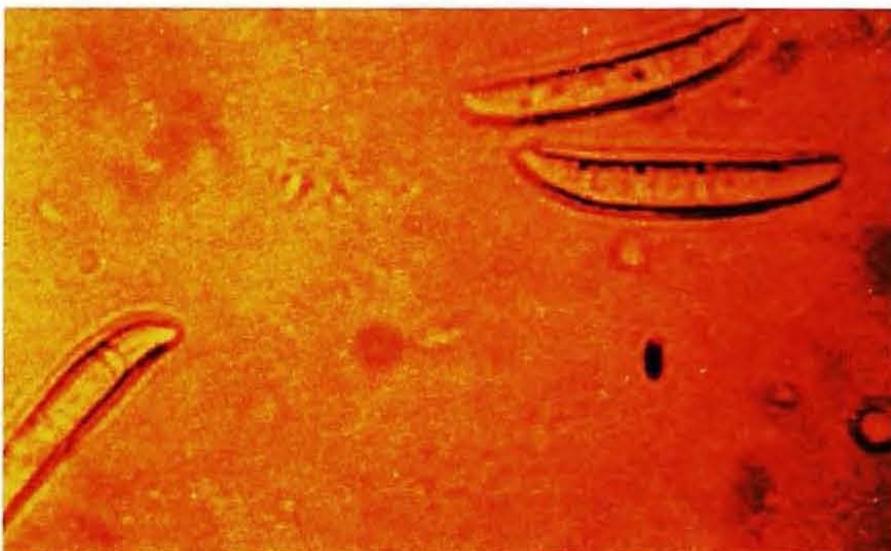
O aparecimento de *Leucothrix* está relacionado a altas concentrações de matéria orgânica dissolvida na água.

A aplicação de furanace a 1mg/l, durante uma hora, foi selecionada como o tratamento mais eficaz. Como medida profilática, recomenda-se a redução da densidade populacional e maiores cuidados na limpeza dos tanques.

## Fungos

Após a destruição da quitina do exoesqueleto, por ataques bacterianos do tipo *black-spot*, podem ocorrer infecções secundárias e letais causadas pela penetração de fungos nos tecidos do corpo dos camarões. Foram identificados os seguintes fungos associados ao *black-spot* *Fusarium* (Fig. 27) em *M. rosenbergii*, *Saprolegna* em *M. acanthurus* e em *M. carcinus*.

No tratamento destas infecções recomenda-se banho de salmora a 20% durante vinte minutos ou esfregaço de sal refinado diretamente sobre as lesões. Como medidas profiláticas, adotam-se as mesmas técnicas descritas anteriormente para bactérias quitinolíticas.



**FIG. 27.** Infecção secundária letal em jovens e adultos de *M. rosenbergii* por fungo do gênero *Fusarium*.

A ocorrência de fungos dos gêneros *Aphanomyces* e *Achlya* em ovos de fêmeas de *M. rosenbergii* foi reportada por Bland & Smoth, citado por Sindermann (1977), mas nenhuma patogenia foi descrita neste caso, uma vez que estes fungos são normalmente encontrados em água doce.

## Protozoários

Infestações causadas por protozoários podem afetar camarões jovens e adultos, conferindo-lhes um aspecto esbranquiçado.

Nakamura, citado por Hanson & Goodwin (1977) verificou esta doença em 10% da safra de *Macrobrachium rosenbergii*, no Havaí, cujo agente patogênico foi identificado como *Epistylis*.

Em viveiros no Havaí, valores de dureza da água, da ordem de 300mg/l, proporcionaram um aumento da infestação por *Epistylis* (Fujimura citado por Goodwin & Hanson, 1975). A água com alto teor de matéria orgânica também constitui um meio de cultura para *Epistylis*.

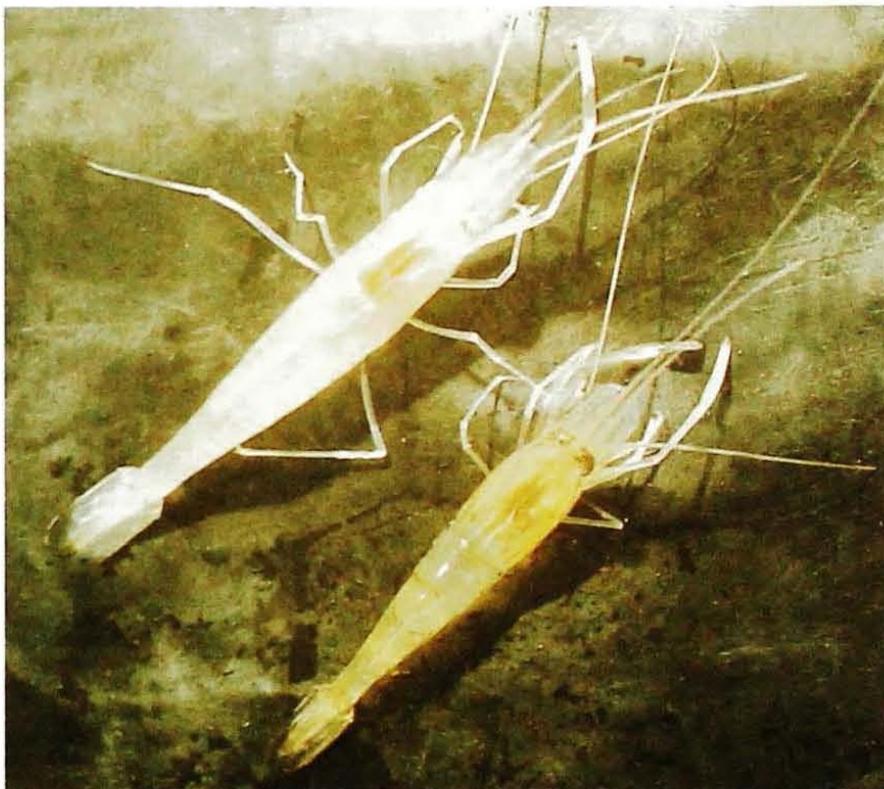
O uso de ácido acético a 2% durante um minuto foi recomendado por Sindermann (1977) no tratamento desse ciliado.

Condições adequadas de abastecimento hídrico assim como a manutenção de fluxos constantes nos tanques constituem excelentes medidas profiláticas, nestes casos.

No Setor de Carcinicultura do Instituto de Pesca-SP, verificou-se a ocorrência de uma massa esbranquiçada na superfície do corpo de alguns indivíduos, cujo exame revelou a presença de protozoários do gênero *Vorticella*, que foram removidos através de limpeza manual de cada indivíduo afetado.

## Opacidade e necrose muscular

Esta enfermidade é freqüentemente notada em pós-larvas e indivíduos jovens submetidos a variações traumatizantes do meio, tais como salinidade, temperatura, oxigênio e condições fisiológicas estressantes. É caracterizada pela perda da transparência natural dos tecidos, que tendem a ficar esbranquiçados, inicialmente nas regiões próximas do urópodo, progredindo para as regiões anteriores do corpo. Em casos de exposições prolongadas ao estresse, os tecidos entram em processo de degeneração levando o indivíduo à morte em um ou dois dias, por necrose generalizada. Entretanto, animais submetidos a estas condições por curto período podem recuperar a normalidade caso sejam restabelecidas as condições ótimas (Fig. 28).



**FIG. 28.** Opacidade muscular causada por estresse em jovens de *M. rosenbergii*.

## **Doença da dureza da água**

Em água com teores de carbonato de cálcio superiores a 200mg/l, são observadas formações de placas calcáreas sobre o exoesqueleto causando mortalidade elevada devido à dificuldade na natação e no processo de muda.

A utilização de água do abastecimento urbano com altos teores de flúor levaram à morte, pela impossibilidade de muda, os reprodutores de um laboratório de larvicultura em Cananéia (SP), pois o flúor fixa o cálcio contido na ração. Em meados de 1985, ocorreu grande mortalidade de *M. rosenbergii* na fazenda Intermar, em Ananindeua (PA), provocada pela dureza da água.

Os métodos de redução da dureza da água baseados na utilização de ácido clorídrico são economicamente inviáveis em viveiros de reprodução. No mercado, porém, existem filtros especiais para redução do carbonato de cálcio na água.

## **Crescimento terminal**

Segundo Cavalcanti et al. (1986), esta doença é pouco conhecida e afeta camarões machos de grande porte, conferindo flacidez à musculatura e acentuada separação entre a carapaça do cefalotórax e do abdômen, deixando-os pouco reativos e com aparência de mortos. Segundo os mesmos autores, a ocorrência deste aspecto varia de 0 a 6% em cada despesca efetuada em intervalos de trinta dias. Recomendam o descarte desses indivíduos devido a sua total incapacidade reprodutiva.

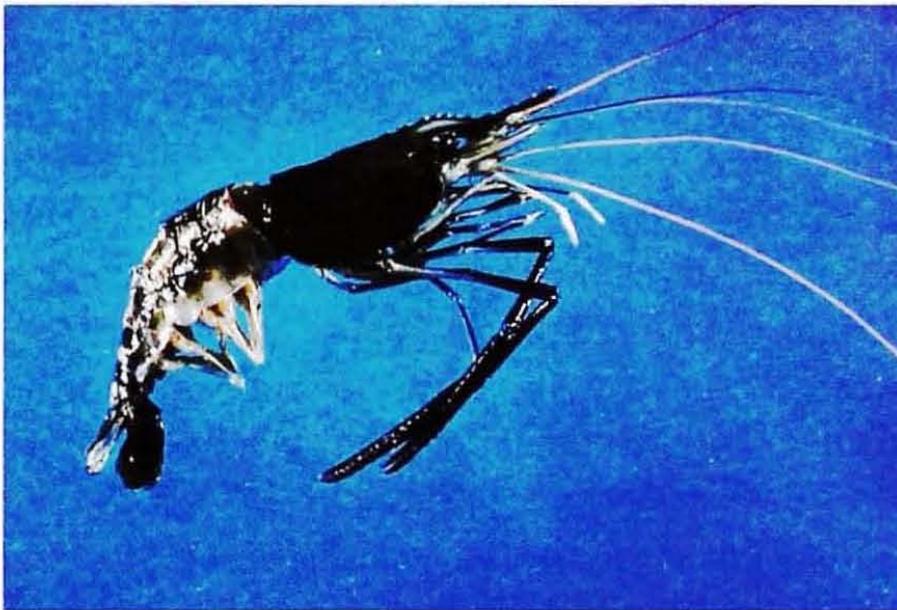
Coelho et al. (1981) observaram aspecto semelhante na doença da “velhice” acrescentando que, por serem indivíduos muito grandes e apresentarem menor frequência de

muda, tornam-se susceptíveis ao ataque de vários organismos patogênicos.

### **“Doenças miscelâneas”**

O termo miscelânea foi utilizado por alguns autores para descrever diversas condições anormais, com ou sem definição dos agentes causadores. No âmbito deste tema, Johnson (1980) classificou as condições relacionadas com disfunções nos cromatóforos e outros problemas como o escurecimento das brânquias causado pela exposição às águas poluídas. Hanson & Goodwin (1977) atribuem esta denominação às doenças de etiologias incertas. Provenzano (1983), porém, classifica como miscelânea as condições de parasitismo nas quais há participação de um ou mais hospedeiros definitivos, sendo o crustáceo o hospedeiro intermediário.

Barros et al. (1986) (Fig. 29) relataram a incidência de agentes patogênicos, especificamente de origem bacteriana,



**FIG. 29.** Doença miscelânea de origem bacteriana em plantéis de reprodutores de *M. rosenbergii*.  
Fonte: Barros et al. (1986).

em plantéis de reprodutores de *M. rosenbergii*, associando insetos que se alimentam de resíduos de atividades agropecuárias como organismos introdutores de focos infecciosos. Os animais infectados foram submetidos a dois tratamentos distintos: luz ultravioleta em exposições diárias, a uma distância de 30cm, durante dez minutos, e cloranfenicol a 3g/l, continuamente, durante sete dias. A eficiência da luz ultravioleta foi gradativa, não se verificando melhora no tratamento com cloranfenicol. Em ambos os casos, porém, houve recuperação total dos animais após a muda.

### **Controle assumido para evitar enfermidades em plantéis de reprodutores**

Apesar da maior resistência a enfermidades verificada em camarões adultos, convém insistir que métodos de controle são essenciais quando se quer alcançar bons resultados em viveiros de reprodutores. Os itens fundamentais são: manutenção da boa qualidade da água, manejo adequado, medidas que evitem a introdução de focos infecciosos nos sistemas, aplicação da quarentena para reprodutores recém-adquiridos de outras propriedades, e qualidade e armazenamento adequado das rações. A observância correta dessas medidas é indispensável para evitar a instalação de agentes patogênicos. Outro fator importante é a observação do comportamento climático da região onde são implantados os viveiros de reprodução, a fim de elaborar cronogramas de povoamento que proporcionem melhor adequação às condições climáticas sem prejudicar a taxa de reprodução. Povoamentos em densidades menores (até 5 pós-larvas/m<sup>2</sup>) também constituem profilaxias eficazes. Por mais que as medidas profiláticas signifiquem custos adicionais às operações de manutenção de reprodutores, o larvicultor não deve

poupar nesses itens. A negligência nos itens profiláticos poderá implicar em tratamentos muito mais onerosos e, às vezes, impraticáveis, dependendo da droga a ser empregada e do volume de água, acarretando prejuízos vultosos.

## **Doenças das larvas**

A mortalidade das larvas pode ser causada por enfermidades ou pelas más condições da água. No primeiro caso, a morte é mais lenta e limitada que no segundo, embora esta separação não possa ser absoluta, uma vez que águas em condições inadequadas facilitam a propagação de patógenos (Lombardi & Lobão, 1990a). Entre as doenças pesquisadas destacam-se:

### ***Ricketíase***

Foi observada em sistemas de cultivo de larvas de *M. rosenbergii* causando grande mortalidade, apresentando as larvas o hepatopâncreas degenerado. Para eliminar a infecção é preciso paralisar a atividade, descartar todas as larvas e fazer a assepsia de todos os tanques e equipamentos.

As principais medidas profiláticas consistem em fazer o controle da qualidade da *Artemia* (principal vetor dessa enfermidade), realizar a filtração efetiva da água e manter os reprodutores em quarentena e bem desinfetados.

### **Bactérias**

Os agentes etiológicos da necrose bacteriana são bactérias dos gêneros *Vibrio*, *Beneckea* e *Pseudomonas*. Esta enfermidade provoca grande mortalidade entre as larvas de *M. rosenbergii* e caracteriza-se por lesões nos apêndices e no exoesqueleto semelhantes ao *black-spot* dos reprodutores. Sua

ação pode ser atenuada com o uso de solução de tetraciclina (2 a 10mg/l), de eritromicina (0,65mg/l), de furanace (7mg/l) e de penicilina-estreptomicina a 2MUI (2g/m<sup>3</sup>).

Bactérias filamentosas do gênero *Leucotrix* (Fig. 30) foram relatadas por vários autores como comprometendo, normalmente, filamentos branquiais, pleópodos, urópodos e superfícies do exoesqueleto. Quando nas brânquias, dificultam a respiração levando à asfixia, nos apêndices, impedem a movimentação normal das larvas, podendo impedir a muda, caso a superfície do corpo apresente grande carga infecciosa.

Tratamentos à base de antibióticos como eritromicina mostrou-se eficiente na proporção de 2mg/l durante



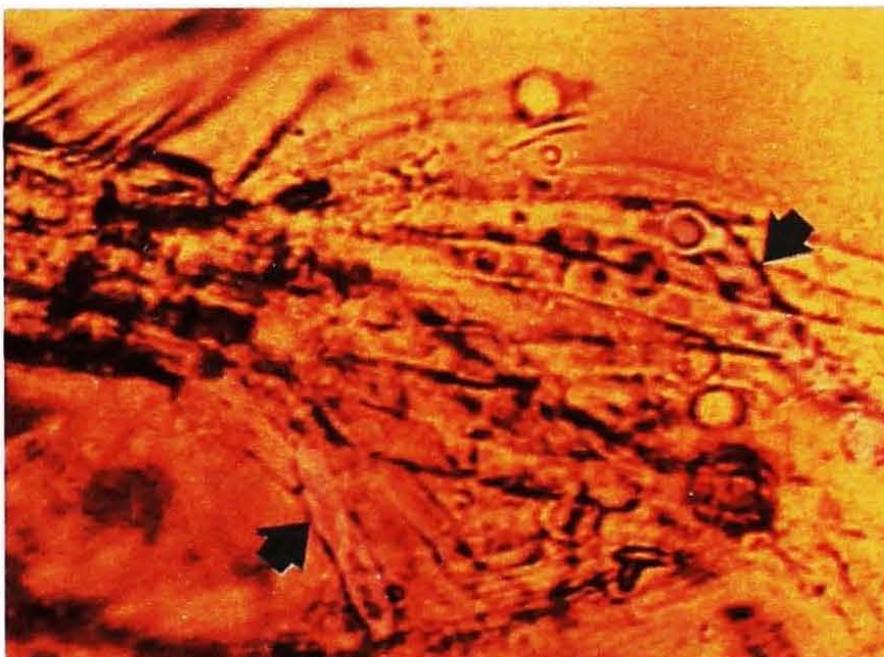
**FIG. 30.** Infecção por bactéria filamentosa do gênero *Leucotrix* em larvas de *M. rosenbergii*.

uma hora. Com mertiolate a 2%, durante vinte minutos, verifica-se total extermínio das bactérias sem afetar a taxa de sobrevivência larval.

Medidas profiláticas devem ser tomadas no sentido de manter total assepsia dos tanques e materiais utilizados na larvicultura, como: controlar a qualidade da água através de métodos de filtragem que incluam sistemas de luz ultravioleta; evitar acúmulo de restos alimentares e exúvias (exoesqueleto proveniente da muda) no fundo dos tanques e estocar as larvas em densidades adequadas.

## Fungos

O cultivo de camarão marinho tem apresentado maiores problemas de infecção micótica do que o cultivo de *M. rosenbergii*. Quando ocorrem, porém, causam grande mortalidade. Foram observadas larvas de *M. rosenbergii* com pequenas manchas brancas e opacas, começando na base dos apêndices (Fig. 31) e progredindo pelo restante do corpo.



**FIG. 31.** Infecção micótica em larvas de *M. rosenbergii* na base das antenas.

Tratamentos com tintura de mertiolate na concentração de 2% (20mg/l) inibem o crescimento dos fungos do gênero *Lagenidium*. Essa doença pode ser controlada pela redução da densidade larval e remoção do excesso de alimento.

As mesmas recomendações de técnicas profiláticas descritas anteriormente para bactérias aplicam-se aos fungos.

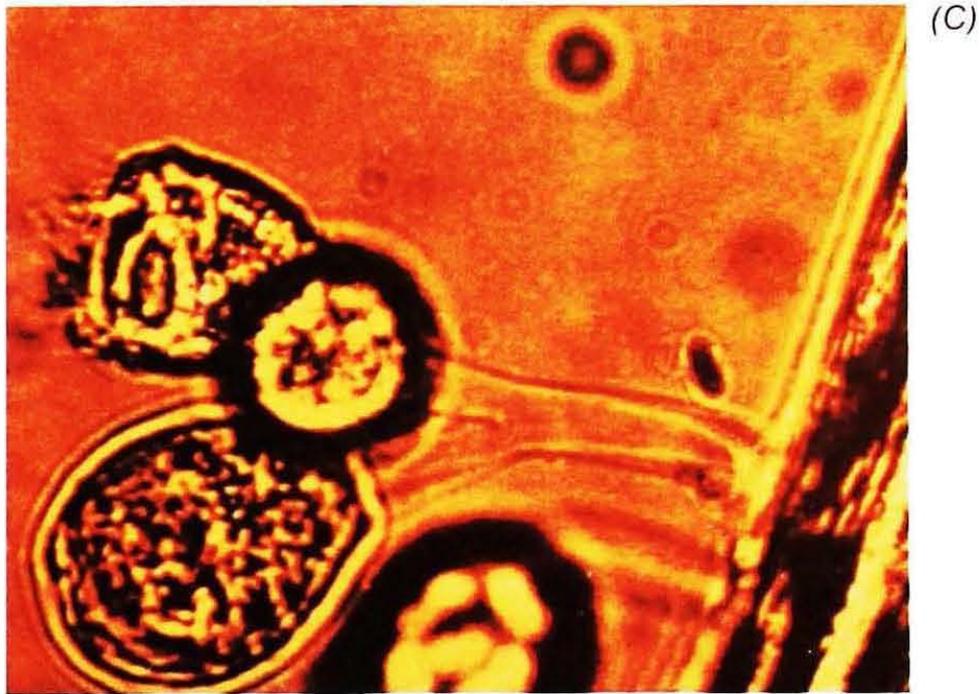
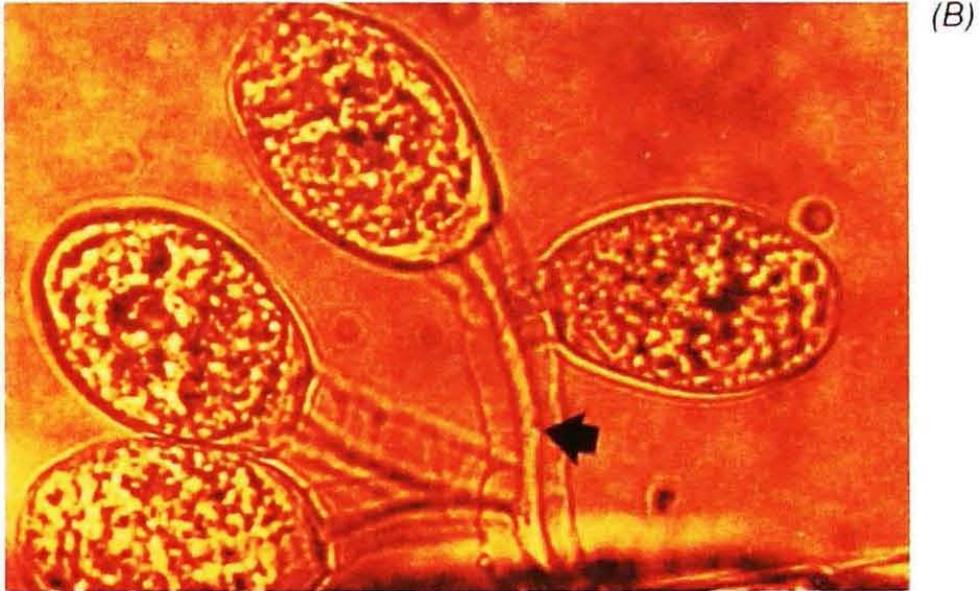
## Protozoários

As larvas podem ser infestadas por protozoários ciliados dos gêneros *Epistylis*, *Zoothamnium* (Figs. 32A, 32B e 32C), *Ephelota* e *Acineta* (Fig. 33), e por outros suctórios cujos principais sintomas são a redução na alimentação, asfixia e dificuldades na muda.

No combate aos protozoários ciliados foram apontados como melhores tratamentos a tintura de mertiolate a 2% (20mg/l), o ácido acético a 2% em banho por um



(A)



**FIGS. 32A, 32B e 32C. Infestação por protozoários ciliados do gênero *Zoothamnium* em larvas de *M. rosenbergii*.**

minuto, a formalina a 20mg/l e o formol a 50-100mg/l por um minuto. Já para os succórios pode-se aplicar verde de malaquita a 0,2mg/l, por trinta minutos diariamente, formalina a 200mg/l, por trinta minutos diariamente e sulfato de cobre a 0,4mg/l, durante seis horas.



FIG. 33. Infestação por protozoários ciliados do gênero *Acineta* em larvas de *M. rosenbergii*.

Os métodos de controle dessas infestações consistem na filtragem por meio de filtros tipo Cuno de 25,5 e 1 $\mu$ m, instalados nos sistemas de abastecimento, além das técnicas já descritas para bactérias e fungos.

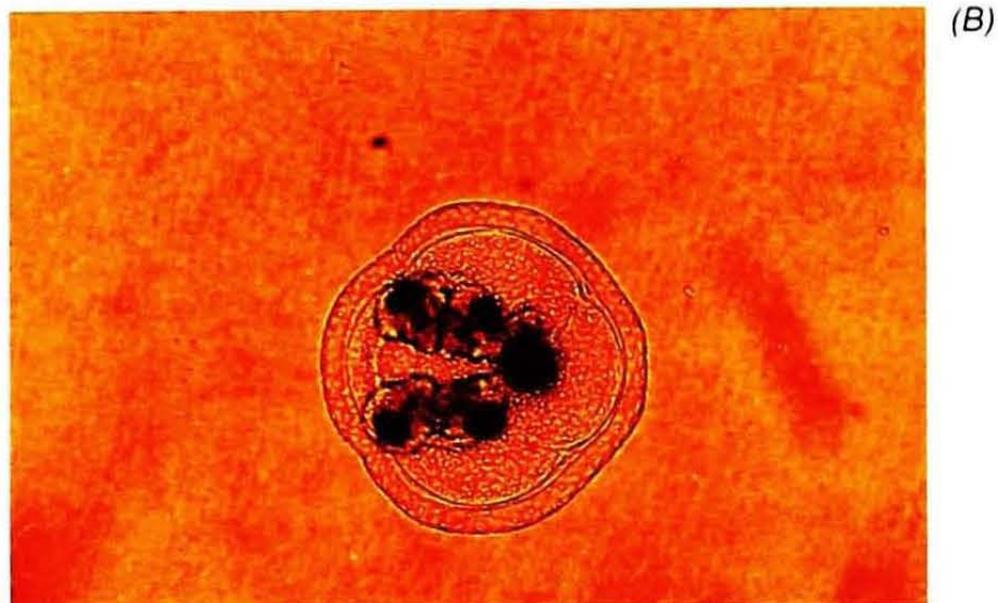
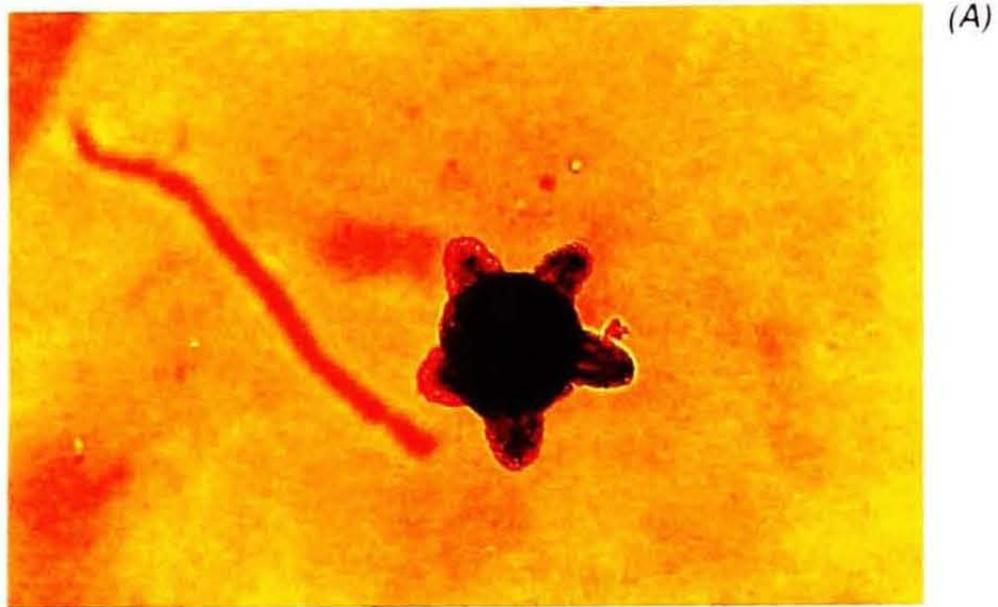
## Hidrozoários

Pólipos (Figs. 34A e 34B) ou medusas (Figs. 35A e 35B) de determinados hidrozoários; quando infestam a larvicultura, podem comportar-se tanto como predadores quanto como competidores, pois também se alimentam dos náuplios de *Artemia* fornecidos às larvas.

Não é muito difícil exterminar hidróides e medusas em larvicultura dotada de filtro de recirculação. A forma encistada desses organismos, porém, só pode ser eliminada pelo resfriamento total do sistema obtido por meio de tratamentos quimioterápicos rigorosos. Pode-se combater



**FIGS. 34A e 34B. Infestação da larvicultura por pólipos.**



**FIGS. 35A e 35B. Predação de larvas de *M. rosenbergii* por medusas.**

essas infestações utilizando-se 100mg/l de nigrosina ou com salmora concentrada. Medusas da espécie *Moerisia lyonsi*, que atuam como predadoras diretas de larvas, são controladas de maneira eficaz com formalina na concentração de 250mg/l. Os melhores resultados, porém, são obtidos com a paralisação imediata da atividade seguida de total assepsia do sistema.

O rigoroso controle da qualidade da água inclui, como medida profilática, o cuidado na coleta da água do mar, evitando-se captá-la nas camadas superficiais.

## **Doenças de etiologias desconhecidas:**

### **Disfunções dos cromatóforos**

Disfunções dos cromatóforos foram notadas, com freqüência, em larvas doentes caracterizadas por coloração vermelho-dourada. O hepatopâncreas apresentava coloração peculiar como resultado da desintegração de tecidos em alguns lugares do corpo. As causas básicas desses sintomas permanecem desconhecidas.

### **“Doença do meio-ciclo”**

Denomina-se como doença do meio-ciclo (MCD) a patologia caracterizada por larvas fracas, com mudança no comportamento natatório, redução no consumo de *Artemia*, atrofia e degeneração do hepatopâncreas. Esta enfermidade apresenta um padrão típico de mortalidade, ocorrendo, geralmente, do décimo segundo ao vigésimo quarto dia de cultivo, acentuando-se entre o décimo quarto e o décimo oitavo dia, não tendo sido determinado o seu agente etiológico.

A eliminação total do estoque contaminado e a assepsia de todas as dependências são medidas sugeridas para debelar tal problema.

## **Outros fatores condicionantes de mortalidade:**

### **Doença da dureza da água**

Teores de carbonato de cálcio acima de 200mg/l causam a doença da dureza da água, favorecendo a formação

de placas calcáreas no exoesqueleto das larvas, o que dificulta a natação e o processo das mudas, provocando elevada mortalidade.

Os tratamentos recomendados consistem na adição de ácido clorídrico à água ou na utilização de filtros especiais para a redução de carbonato de cálcio.

### **Doenças nutricionais**

Estão associadas à alimentação inadequada efetuada exclusivamente com peixe e/ou *Artemia*. Os efeitos de semelhante alimentação manifestam-se na redução do hepatopâncreas, em contrações da musculatura abdominal, em índices de sobrevivência baixos ou nulos e no aumento do período de desenvolvimento larval.

### **Opacidade muscular**

Condições inadequadas de cultivo, tais como salinidade, temperatura, teor de oxigênio dissolvido, pH e luz, entre outras, podem acarretar mortalidade larval, principalmente a partir do sétimo estágio de desenvolvimento, ocasião em que as larvas apresentam opacidade dos músculos, começando nos segmentos caudais e progredindo para as porções proximais (mais próximas da cabeça).

### **Cuidados profiláticos assumidos no laboratório de larvicultura**

Os cuidados profiláticos devem começar no próprio projeto da estrutura do laboratório de larvicultura; deve-se prever facilidades de limpeza constante das instalações com revestimentos lisos, evitar pontos cegos nos sistemas de canalização que podem transformar-se em verdadeiros focos infecciosos e fornecer adequadas condições de luminosidade.

Das várias profilaxias enunciadas anteriormente, convém salientar a necessidade de rigorosos controles da qualidade da água, seja doce ou do mar; os cuidados na manutenção de condições ótimas de temperatura e salinidade; proporcionar às larvas alimentação adequada em termos quantitativos, em intervalos regulares; e, principalmente, respeitar os valores ideais de densidade larval. A maioria dos tratamentos das enfermidades utiliza quimioterapia à base de antibióticos. Estes, quando eficazes, podem ser ministrados em sistemas abertos de larvicultura. Por outro lado, os sistemas fechados que utilizam filtração biológica terão seu funcionamento comprometido, uma vez que os antibióticos afetam as bactérias integrantes do substrato filtrante. Assim, recomenda-se, quando do seu emprego, abrir-se o sistema durante o período de tratamento. De modo geral, deve-se admitir os problemas de doença na larvicultura, não só como um inconveniente limitante da sobrevivência larval mas sobretudo como um possível foco disseminador de infecções nos sistemas de engorda.

## **Aspectos econômicos**

### **Custos de implantação do laboratório**

Os laboratórios comerciais de larvicultura têm custos bastante elevados quando implantados em instalações e sistemas tecnicamente mais seguros. O investimento necessário varia de R\$10,00 a R\$15,00 para cada litro de água ocupado na larvicultura, incluindo a edificação, as instalações, os equipamentos e o capital de giro (Veil, comunicação pessoal).

Se tomarmos como exemplo os dados expostos nos capítulos anteriores, um laboratório com capacidade de produção de 350 mil pós-larvas/mês, com produtividade de 50 pós-larvas/litro, implica em investimento aproximado de R\$ 100.000,00.

### **Custos de produção do laboratório**

Os custos de produção dos laboratórios comerciais em funcionamento, com produtividade variável de 50 a 80 pós-larvas/litro, ficam entre R\$7,00 e R\$10,00 por mil pós-larvas. A taxa de risco nesta etapa, porém, é muito grande, exigindo cuidados especiais na fixação dos preços de venda.

### **Preço das pós-larvas**

Os preços de venda das pós-larvas praticados pelos laboratórios comerciais em funcionamento estão girando em torno de R\$ 12,00 a R\$ 19,00 por mil pós-larvas, FOB laboratório, dependendo da região, da quantidade e da época do ano.

## **Principais laboratórios de larvicultura do país**

- 1 - Capiatã Aqüicultura Com.Exp.Ltda - C.Capiatã - Alto do Cruzeiro - 57230-000 Coruripe, AL, Fone: (082) 221-4730 / 241-7932.
- 2 - Centro de Pesquisa em Aqüicultura da UNESP - Campus de Jaboticabal - 14870-000 Jaboticabal, SP, Fone: (0163) 23-2500.
- 3 - Departamento de Aqüicultura da UFSC - Caixa Postal 476, Campus Universitário, 88040 Florianópolis, SC, Fone: (0482) 31-9653.
- 4 - Empresa de Pesquisa Agropecuária do Rio de Janeiro-PESAGRO - Al. São Boa Ventura, 770, Fonseca, 20120-191 Niterói, RJ, Fone: (021) 627-1588.
- 5 - Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária - Estação Experimental de Ipojuca - Av. Gal. San Martin, 1371, Bonji, 50761-000 Recife, PE, Fone: (081) 527-1146.
- 6 - Vale Indústria e Comércio Ltda - Juazeiro, BA, Fone: (075) 811-5093.
- 7 - Fazenda São Paulo - Brejinho do Nazaré, TO, Fone: (063) 521-1135.
- 8 - Fazenda Santa Helena - Capitão Felix, 110, Galeria 4, Loja 14 - 20920-310 Rio de Janeiro, RJ, Fone: (021) 248-8782.
- 9 - Agril Agropecuária Riacho Ltda - Rua Aurélio Gatti, 22, Colatina, ES, Fone: (027) 374-0011.
- 10 - EMATER - Aracruz, ES, Fone: (027) 250-1660.

- 11 - IPA - Rua Visconde Barbacena, 82/302, 50741-460 Recife, PE, Fone: (081)441-4577.
- 12 - Alvorada Aqüicultura Ltda - Pariqüera-Açu, SP, Fones: (0138) 56-1833 e (011) 864-0755.
- 13 - PL Brasil – Piedade, SP, Fone: (015) 979-9881.
- 14 - Setor Carcinicultura - Instituto de Pesca - CPA - SAA - Av. Francisco Matarazzo, 455, Perdizes, 05031-900 São Paulo, SP, Fone: (011) 262-3300 e 864-6300.
- 15 - Fabiano Müller Silva – Florianópolis, SC, Fones: (0482) 22-2009/66-0715.
- 16 - SAGRI - Av. Presidente Vargas, 1819, Castanhal, PA, Fone/Fax: (091) 721-3718 / 226-4170 / 226- 4742.

## **Agenda do larvicultor**

Fornecedores de cistos de *Artemia* spp.

- Arcobaleno Com.Imp.Exp.Ltda - Fone/Fax: (011)535-5496/542-6694.

Fornecedores de ração para reprodutores

- AGROCERES rações para camarões - Fazenda Agrocerees - Patos de Minas, MG, Fone: (034) 821-8000.
- SIBRA Aqüicultura S.A. – Propriá, SE, Fone: (079) 322-2177.
- COPANOR – Londrina, PA, Fone/Fax: (043) 321-4224 / 321-2200.

Fornecedores de redes, telas e outros acessórios

- Distribuidora Paulista de Redes - São Paulo, SP, Fone: (011) 229-7499.
- ENGEPECA – Itajaí, SC, Fone/Fax: (0473) 44-6929.
- EQUIPECA – Campinas, SP, Fone: (0192) 41-1899.
- SAMPA Comercial Ltda. (Telas Nortene) - São Paulo, SP, Fone: (011) 572-2555.

Fornecedores de materiais e equipamentos para controle da água.

- ALFA Tecnoquímica Ltda – Florianópolis, SC, Fone/Fax: (048) 233-2338 / 233-2598.
- Aquarius Apollo - São Paulo, SP, Fone/Fax: (011) 258-6411 / 258-3514.
- Bernauer Aquacultura Ltda. – Blumenau, SC, Fone/Fax: (047) 334-0089 / 334-0090.
- MERCK Indústrias Químicas - São Paulo, SP, Fone: (011) 279-7422 e Rio de Janeiro, RJ, Fone: (021) 342-4646.

### **Laboratórios e departamentos de análises geoclimáticas.**

- Aquacultura TCA - São Paulo, SP, Fone: (011) 268-3818.
- CETESB - São Paulo, SP, (011) 210-1100 R. 384
- Departamento de Meteorologia - SAA - São Paulo, SP, Fone: (011) 223-3176.
- Hidroquímica - São Paulo, SP, Fone: (011) 65-4838.
- Instituto de Pesca - Seção de Limnologia - São Paulo, SP, Fone: (011) 864-6300/262-3300 R. 206.

### **Projetos e assessoria**

- FUNDEPAG - Fundação para o Desenvolvimento da Pesquisa Agropecuária - Instituto de Pesca - Setor de Carcinicultura - São Paulo, SP, Fone: (011) 864-3300/262-3300.
- MCR Aqüicultura - João Pessoa, PB, Fone: (083) 222-4538/226-5993.

## Referências bibliográficas

- AQUACOP. *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) culture in Polynesia: observations on the water chemodynamism in intensive larval rearing. In: *WORLD MARICULTURE SOCIETY*, 8., 1977. *Proceedings...* [S.l.: s.n.], 1977. p.203-309.
- AQUACOP. *Intensive larval rearing in clear water of Macrobrachium rosenbergii* (de Man, Anuenue Stock) at the Centre Océanologique du Pacifique, Tahiti: Handbook of Mariculture. Boca Raton: McVey J., 1983. p.179-187.
- ARMSTRONG, D. A.; STEPHENSON, M.J.; KNIGHT, M.J. Acute toxicity of nitrite to larvae of *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*, Amsterdam, v.9, n.1, p.39-46, 1976.
- ATZ, J.W., Some principles and practices of water management of marine aquarins. In: CLARK, J.R.; CLARK, R.L., ed. *Sea water systems for experimental aquarins*. Washington: Depart. of the Interior Bureau of Sport Fisheries and Wildlife, 1964. 63p.
- BARRIT, N.W. The nitrification process in soils and biological filters. *Annals of Applied Biology*, v.20, p.165-184, 1933.
- BARROS, H.P.; LACE, M.; MOULIN, A.A.P.; QUARENTEI, G. Aplicações terapêuticas utilizadas no tratamento de reprodutores de *Macrobrachium rosenbergii* infectados por microorganismos patogênicos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 13., 1986, Cuiabá. *Resumos...* Cuiabá: Universidade Federal de Mato Grosso, 1986. p.42.
- BOHL, M. Some initial aquaculture experiments in recirculating water systems. *Aquaculture*, Amsterdam, v.11, p.323-328, 1977.
- BRAUN, F. Kreislaufhaltung mit biologischer reinigung. *Münchener Beitrage. Abwasser Fishereiwerb Flussbiol.*, v.23, p.163-170, 1972.
- CANGE, S.W.; AVAULT, J.W.; PERRY, W.G. *Macrobrachium rosenbergii* culture in southwest Louisiana in brackish water ponds. In: INTERNATIONAL CONFERENCE WARMWATER AQUACULTURE, 1., 1983, Brigham. *Proceedings...* Brigham: Yong University, 1983. p.148-156.
- CANGE, S.W.; PAVEL, D.L.; LAMON, M.S.; AVAULT Jr., J.W. Development of larval rearing systems for the Malaysian prawn *Macrobrachium rosenbergii* in Southern Louisiana. In: SINDERMANN, C.J., ed. *Reproduction, maturation and seed production of cultured species*. Washington: U.S. Dep. Commer., 1987. (NOAA Tech. Rep. NMES, 47).

- CARMIGNANI, G.M.; BENNETT, J.P. Rapid start-up of a biological filter in a closed aquaculture system. *Aquaculture*, Amsterdam, v.11, n.1, p.85-88, 1977.
- CAVALCANTI, L.B.; CORREIA, E.S.; CORDEIRO, E.A. *Camarão-Manual de cultivo do Macrobrachium rosenbergii (pitu havaiano - gigante da Malásia)*. Recife: AQUACONSULT, 1986. 143p.
- CAVALCANTI, M.A.A.V.; CORREIA, E.S. O *Macrobrachium rosenbergii* na aquicultura brasileira. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 8., 1994, Piracicaba. *Resumo...* [S.l.:s.n.], 1994. p.109.
- CHASE, F.E. A preliminary report on the use of the less and quastel soil erfusion technique in determining the nitrifying capacity of field soils. *Science in Agriculture*, v.28, p.314-320, 1948.
- COELHO, P.A.; RAMOS-PORTO, M.; SOARES, C.M.A. *Cultivo de camarões de gênero Macrobrachium Bate (Decapoda, Palaemonidae) no Brasil*. Natal: Emparn, 1981. p.1-66. (Emparn. Boletim Técnico, 8).
- COHEN, D.; RA'ANAN, Z.; BRODY, T. Population profile development and morphotypic differentiation in the giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *Journal of World Mariculture Society*, v.12. p.231-243, 1981.
- COLLINS, M.T. Nitrification in an aquatic recirculation systems. *Journal Fisheries Research Board Canada*, v.32, p.2025-2031, 1975.
- FORSTER, J.R.M. Studies on nitrification in marine biological filters. *Aquaculture*, Amsterdam, v.4, p.387-397, 1974.
- FORSTER, R.P.; GOLDSTEIN, L. Formation of excretory products. In: HOAR, W.S.; RANDALL, D.J., ed. *Fish Physiology*. New York: Academic Press, 1969.
- GIGGER, R.P.; SPEECE, R.E. *Treatment of fish hatchery effluent for recycle: Final Report*. Las Cruces: New Mexico State University, 1970. (WRRJ Project n. A-018-N).
- GOODWIN, H.L.; HANSON, J.A. *The aquaculture of freshwater prawns (Macrobrachium species)*. Waimanalo, Hawaii: The Oceanic Institute, 1975.
- HANSON, J.A.; GOODWIN, H. L. *Shrimp and Prawn Farming in the Western Hemisphere*. Stroudsbury: Dowden, Hutchinson and Rosse, 1977. 439p.
- HAUG, R.T.; MCCARTHY, P.L. Nitrification with submerged filter. *Journal Water Pollution Control Federation*, v.44, p.2086-2102, 1972.

- HIRAYAMA, H. Studies on water control by filtration through sand bed in a marine aquarium with closed circulating system. Oxygen consumption during filtration as an index in evaluating the degree of purification of breeding water. *Bulletin of Japanese Society Science Fisheries*, v.31, p.977-982, 1965.
- HIRAYAMA, K. Circulatory system for rearing aquatic animals and related water quality control. *Baioteku*, v.3, p.605-609, 1972.
- HIRAYAMA, K. Water control by filtration in closed culture systems. *Aquaculture*, Amsterdam, v.4, n.4, p.369-385, 1974.
- HONN, K.V.; CHAVIN, W. Utility of ozone treatment in the maintenance of water quality in a closed marine system. *Marine Biology*, v.34, p.201-209, 1976.
- HSIEH, C.H.; CHAO, N.H.; GOMES, L.A. de O.; LIAO, I.C. Culture practices and status of the giant freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii*, in Taiwan. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE CULTIVO DE CAMARÃO, 3., 1989, João Pessoa. *Anais...* João Pessoa: MCR-Aquacultura, 1989. p.25.
- JOHNSON, S.K. Diseases of *Macrobrachium*. Giant Prawn 80. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON MACROBRACHIUM FARMING, 1980, Bangkok. *Proceedings...* [S.l.]: International Foundation for Science, 1980. p.508-518. (Provisional Report, 9).
- JORDAN, E.D. *Investigations upon nitrification and the nitrifying organism*: State Board of Health. Massachusetts: [s.n.], 1980. 865p.
- KAUSCH, H. Nitrifikation und denitrifikation in kreislaulanlagen. *Arb. Deutschem Fishereiwerb*, v.19, p.130-141, 1976.
- KEPENYES, J. Recirculating systems and reuse of water in aquaculture. In: INLAND Aquaculture Engineering. [S.l.]: FAO/Unesco, 1984. p.373-399.
- KINNE, O. *Marine Ecology: a comprehensive integrated treatise on life in oceans and Coastal waters*. Cultivation. Nova York: Willey, J. and Sons, 1976. v.3, 565p.
- KRAWER, C.; MAYO, R.D. *Evaluation of baker sand filter and clinoptilolite bed for hatchery water reconditioning*. Seattle: KCM, 1973. 20p.
- LIAO, P.B.; MAYO, R.D. Intensified fish culture combining water reconditioning with pollution abatement. *Aquaculture*, Amsterdam, v.3, p.61-85, 1974.
- LIAO, P.B.; MAYO, R.D. Salmonid hatchery water reuse systems. *Aquaculture*, Amsterdam, v.1, p.317-335, 1972.

- LING, S.W. The general biology and development of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *FAO Fisheries Report*, v.3, n.37. p.589-606, 1969.
- LOBÃO, V.L. *Camarão-da-malásia: cultivo*. Brasília: Embrapa-SPI, 1996b. 102p. (Coleção Criar, 3).
- LOBÃO, V.L. *Camarão-da-malásia: mercado*. Brasília: Embrapa-SPI, 1996a. 100p. (Coleção Saber, 3).
- LOBÃO, V.L.; LUZIA, L.A.; SAMPAIO, G.R. HORTENCIO, E.; SOUZA, A.M. Estudo comparativo em sistema fechado de larvicultura de *Macrobrachium rosenbergii*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 10., 1997, Guarapari. *Anais...* [S.l.:s.n.], 1997.
- LOBÃO, V.L.; ROJAS, N.E.T. *Camarões de água doce: da coleta, ao cultivo à comercialização*. 4. ed. São Paulo: Icone, 1991. 100p.
- LOBÃO, V.L.; ROJAS, N.E.T.; BARROS, H.P.; LACE, M.; HORIKAWA, M.T.; LULA, L.A.B.M. Determinação de densidades adequadas para a larvicultura de *Macrobrachium Amazonicum*. Heller, 1862 (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). *Boletim do Instituto da Pesca*, São Paulo, v.14, p.45-49, 1987.
- LOMBARDI, J.V.; LOBÃO, V.L. Enfermidades e fatores condicionantes de mortalidade a larvicultura de camarões do gênero *Macrobrachium*. In: II SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE O CULTIVO DE CAMARÃO, 3., 1990, João Pessoa. *Anais...* João Pessoa: MCR-Aquacultura, 1990a. p.401-408.
- LOMBARDI, J.V.; LOBÃO, V.L. Doenças e demais fatores causadores de mortalidade em camarões jovens e adultos pertencentes ao gênero *Macrobrachium*. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE CULTIVO DE CAMARÃO, 3., 1990, João Pessoa. *Anais...* João Pessoa: MCR-Aquacultura, 1990b. p.409-419.
- MEADE, T.L. Salmonid culture in close systems. In: ANNUAL WORK WORLD MARICULTURE SOCIETY, 4., 1973. *Proceedings*. [S.l.:s.n.], 1973. p.115-122.
- MEADE, T.L.; KENWORTHY, B.R. Denitrification in water reuse systems. In: ANNUAL WORK WORLD MARICULTURE SOCIETY, 5., 1974. *Proceedings*. [S.l.:s.n.], 1974. p.333-342.
- MEIKLEJOHN, J. The isolation of *Nitrosomona europaea* in a pure culture. *Journal General Microbiology*, v.4, p.185-191, 1950.
- MORALES, J.C. *Acuicultura marine animal*. Madri: Mundi Prensa, 1983. 670p.

- NEVES, F.S. das; OLIVEIRA, J.M.; GASTELÚ, J.C.; MONTE, V.F.M. Produção de pós-larva de camarão de água doce *Macrobrachium rosenbergii* em sistema fechado descontínuo. *Boletim do Departamento de Oceanografia Limnologia do Centro de Biociência. UFRN, Natal, v.8, p.115-124, jun. 1991.*
- NEW, M.B. Freshwater prawn culture: a review. *Aquaculture, Amsterdam, v.88, p.99-143, 1990.*
- NEW, M.B.; SINGHOLKA, S. Freshwater prawn farming: a manual for the culture of *Macrobrachium rosenbergii*. *FAO Fisheries Technical Paper, v.225, p.1-116, 1984.*
- OLIVER, J.H. The chemical composition of the seawater in the aquarium. *Proceedings of the Zoological Society London, v.129, p.137-145, 1957.*
- OTTE, G.; ROSENTHAL, H. Management of a closed brackish water systems for high density fish culture by biological and chemical water treatment. *Aquaculture, Amsterdam, v.18, n.2, p.169-181, 1979.*
- PACCAUD, A. Considerations generales sur la tenue des animaux marins specialement des poissons dits "descoraux" en eau de mer artificielle. *Bulletin Institute Oceanographique, Monaco, Spec. Ib, p.39-48, 1962.*
- PAVEL, D.L.; AVAULT Jr., J.W.; CANGE, S.W. Polyculture of channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque), with post-larval and juvenile prawns, *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). In: ANNUAL MEETING WORLD MARICULTURE SOCIETY, 16., 1985, Orlando. *Proceedings...* [S.l.:s.n.], 1985.
- PERRY, W.G.; TARVER, J.W. Malaysian prawn culture in brackish water ponds in Louisiana. *Journal World Mariculture Society, v.12, n.2, p.214-222, 1981.*
- PROVENZANO, A.J. Pathobiology. In: BLISS, D.E. *The Biology of Crustacea*. New York: Academic Press, 1983. v.6, 289p.
- RA'ANAN, Z. *The ontogeny of social structure in the freshwater prawn Macrobrachium rosenbergii*. Jerusalém: Universidade Hebraica de Jerusalém, 1982. 101p. Tese Doutorado.
- RA'ANAN, Z.; COHEN, D. Production of freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* in Israel. II Selective stocking of size subpopulations. *Aquaculture, Amsterdam, v.31, p.369-379, 1983.*
- RA'ANAN, Z.; COHEN, D. The ontogeny of social structure and population dynamics in the freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* (de Man).

- In: SCHRAM, F.M.; WENNER, A., ed. *Crustaceans issues II: crustacean growth*. Rotterdam: A.A. Balkema, 1985. p.277-311.
- RA'ANAN, Z.; COHEN, D. Application of basic research results to commercial *Macrobrachium rosenbergii* production. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE O CULTIVO DE CAMARÃO, 3., 1989, João Pessoa. *Anais ...* João Pessoa: MCR Aqüicultura, 1989. p.141-172.
- RA'ANAN, Z.; SAGI, A. Alternative mating strategies in male morphotypes of the freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* (de Man). *Biology Bulletin Marine Biology Laboratory, Woods Hole*, v.169, n.3, p.592-601, 1985.
- RODRIGUES, J.B.R.; RODRIGUES, C.C.B.; MACCHIAVELLO, J.G.; GOMES, S.Z.; BEIRÃO, L.H. *Manual de cultivo do camarão de água doce Macrobrachium rosenbergii na região sul do Brasil*. Florianópolis: ACARESC, 1991. 76p.
- ROJAS, N.E.T.; LOBÃO, V.L.; BARROS, H.P. Métodos de manutenção de larvas de *Macrobrachium amazonicum* Heller, 1982 (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). *Boletim do Instituto da Pesca*, São Paulo, v.17, p.15-26, 1990.
- ROSENTHAL, H. et al. *Maintaining water quality in laboratory scale seawater recycling systems*. ICES, C.M., 1978. 10p.
- SAGI, A. *Alternative reproduction strategies in male populations of the freshwater prawn Macrobrachium rosenbergii*. Jerusalém: Universidade Hebraica de Jerusalém, 1984. 50p. Dissertação Mestrado.
- SAGI, A.; MILNER, Y.; COHEN, D. Spermatogenesis and sperm storage in the testes of the behaviorally distinctive male morphotypes of *Macrobrachium rosenbergii* (Decapoda, Palaemonidae). *Biological Bulletin*, v.174, p.330-336, 1988.
- SCOTT, K.R.; GILLESPIE, D.C. A compact recirculation unit for the rearing and maintenance of fish. *Journal of the Fisheries Research Board of Canadá*, v.29, p.1-3, 1972.
- SHARMA, B.; AHLERT, R.C. Nitrification and nitrogen removal. *Water Research*, v.11, p.879-925, 1977.
- SIDDALL, S.E. Studies of closed marine culture systems. *Progressive Fishand Culturist*, v.36, p.8-15, 1974.
- SILVA, C.A. *Utilização de água do mar artificial em larvicultura de Macrobrachium rosenbergii (De Man, 1879) (Crustacea, Palaemonidae)*.

- Jaboticabal, SP: Centro de Aquicultura da UNESP, 1995. 131p. Tese Mestrado.
- SINDERMANN, C.J. *Disease diagnosis and control in North American marine aquaculture*. New York: Elsevier North - Holland, 1977. 97p.
- SINGHOLKA, S.;SUKAPUNT, C. Use of a simple recirculating system for larval culture of *Macrobrachium rosenbergii*. In: NEW, N.B. *Giant Prawn Farming*. Amsterdam: [s.n.], 1982. v.10, p.291-293.
- SOUZA, A.M.; LOBÃO, V.L. Influência da salinidade na eclosão e no desenvolvimento larval de *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) (Decapoda, Palaemonidae). In: SIMPOSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 9., 1996, Sete Lagoas. *Resumos...* [S.l.:s.n.], 1996.
- SPEECE, R.C. Trout metabolism characteristics and the rational design of nitrification facilities for water reuse in hatcheries. *Transactions American Fisheries Society*, v.102, n.2, p.323-334, 1973.
- SPOTTE, S. *Fish and invertebrate culture: culture management in closed systems*. New York: Willey Interscience, 1970. 145p.
- SPOTTE, S.H. *Seawater aquariums: the captive environment*. New York: Willey Interscience, 1979. p.413-499.
- STERN, S.; BORUT, A.; COHEN, D. The effect and ion composition on oxygen consumption and nitrogen excretion of *Macrobrachium rosenbergii* (De Man). *Comparative Biochemistry and Physiology, A*, v.79A, n.2, p.271-274, 1984.
- STERN, S.; COHEN, D. *System analysis and design of biofilters for three components of Macrobrachium rosenbergii production line*. Washington: US Israel Binational Agricultural Research Fundation, 1983. (Second year report project, 60-80).
- STRICKLAND, J.D.H.; PARSON, T.R. A manual of sea water analysis. *Bulletin Fisheries Research Board of Canada*, v.125, p.23-28, 1960.
- TELECKY, M.T. Alternate male reproductive strategies in the giant Malaysian prawn, *Macrobrachium rosenbergii*. *Pacific Science*, v.38, p.372-373, 1984.
- TRAMA, F.B. The acute toxicity of some common salts of sodium, potassium and calcium to the common bluegill *Lepomis macrochirus*. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, v.106, p.185-205, 1954.
- UNO, Y.; SOO, K.C. Larval development of *Macrobrachium rosenbergii* (de Man) reares in laboratory. *Journal of the Tokyo University Fisheries*, v.55, n.2, p.179-190, 1969.

VALENTI, W.C. *Criação do camarão da Malásia*. Jaboticabal: FUNEP, 1991.  
53p.

WHEATON, F.W. *Aquacultura, Siseno y construccion de s istemas*. México:  
AGT, 1982. 704p.

**Vera Lucia Lobão**

**Centro de Pesquisa em Aqüicultura do Instituto de Pesca da  
Secretaria da Agricultura e Abastecimento de São Paulo**

**Telefone para contato: (011) 262-3300**

A expansão das fazendas de engorda do camarão-da-malásia tem sido e vem sendo freada pela baixa oferta de larvas e pós-larvas. A expansão dos laboratórios de produção de larvas e pós-larvas, por seu turno, vem sendo freada pelos altos custos das tecnologias atualmente empregadas em sua implantação e manejo. Num país de dimensões continentais como o Brasil, o sistema aberto de cultivo acarreta custos elevados com o transporte de água salgada, altas taxas de mortalidade e baixa produtividade. Nesse sistema, são necessários de 200 a 250m<sup>3</sup> de água salgada para a produção de um milhão de pós-larvas.

A autora da presente publicação apresenta uma solução bastante simples e bem menos custosa para o impasse: o sistema fechado de cultivo, em que a água circula continuamente entre os tanques de produção e o reservatório de recuperação da água, passando por filtros biológicos. Nesse sistema, de 6 a 8m<sup>3</sup> de água salgada são suficientes para a produção de um milhão de pós-larvas.

A presente obra representa, sem dúvida alguma, enorme contribuição ao desenvolvimento do negócio da carcinicultura, ao trazer soluções de baixo custo, eficazes e validadas para o problema da oferta de larvas e pós-larvas, contribuindo, a um só tempo, para a multiplicação das fazendas de engorda do *M. rosenbergii* e para a expansão da oferta dessa nova alternativa alimentar.