

R 77  
ex. 1

IVAN CONRADO FONTES

PRODUÇÃO DE PÓS-LARVAS DE CAMARÕES DE ÁGUA DOCE

Macrobrachium rosenbergii (DE MAN)



0.282.719-1

UFSC-BU

Florianópolis - SC

1988

IVAN CONRADO FONTES

PRODUÇÃO DE PÓS-LARVAS DE CAMARÕES DE ÁGUA DOCE

Macrobrachium Rosenbergi (DE MAN)

Monografia apresentada à Disciplina  
de Estágio Supervisionado em Agrono  
mia - EXR 1120 - Do Curso de Gradua  
ção em Agronomia da Universidade Fe  
deral de Santa Catarina.

Florianópolis - SC  
1988

PRODUÇÃO DE PÓS - LARVAS DE CAMARÕES DE ÁGUA DOCE

Macrobrachium Rosenbergii (DE MAN)

IVAN CONRADO FONTES

Orientador:

---

João Bosco Rozas Rodrigues

Supervisor:

---

Javier Alfonso Ganoza Macchiavello

Florianópolis - SC

1988

A meus pais Angelina e Conrado,  
pelo esforço e apoio empenhado  
na minha formação acadêmica.

#### AGRADECIMENTOS

Ao Coordenador do Projeto "Cultivo de Camarão de Água Doce",  
MSc João Bosco Rozas Rodrigues, pela orientação, apoio e amizade.

Ao Engenheiro de Pesca Javier A.G. Macchiavello pela supervisão, incentivo e amizade na realização deste trabalho.

À técnica do Laboratório Sirlei Moschem pela colaboração e amizade a mim dispensados na realização do presente trabalho.

A todos da Estação Experimental de Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina que contribuíram direta ou indiretamente na realização deste estágio.

## SUMÁRIO

	Pag.
INTRODUÇÃO	05
REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	07
3. DESENVOLVIMENTO	09
3.1 CULTIVO DE LARVAS	09
3.1.1 BASE FÍSICA DO LABORATÓRIO	09
3.1.1.1. LABORATÓRIO DE LARVICULTURA	09
3.1.2 MATERIAL E EQUIPAMENTOS UTILIZADOS	10
3.1.2.1 MOTOBOMBAS	10
3.1.2.2 FILTRO DE PISCINA	10
3.1.2.3 CALDEIRA	10
3.1.2.4 APARELHO ULTRA VIOLETA	11
3.1.2.5 SOPRADOR	11
3.1.2.6 ESTUFA	11
3.1.2.7 GRUPO GERADOR	11
3.1.2.8 MICROSCÓPIO E LUPA	11
3.1.2.9 PRODUTOS QUÍMICOS	11
3.1.2.10 GELADEIRA E FREEZER	11
3.1.2.11 CONDICIONADOR DE AR	12
3.1.2.12 OUTROS MATERIAIS	12
3.2 METODOLOGIA DO CULTIVO	13
3.2.1 PREPARAÇÃO DO FILTRO BIOLÓGICO	13
3.2.2 SELEÇÃO DAS FÊMEAS OVADAS	14
3.2.3 PREPARAÇÃO PARA ECLOSÃO DOS OVOS	15
3.3.1 CONDIÇÕES DE CULTIVO	16
3.3.1.1 SALINIDADE	16
3.3.1.2 TEMPERATURA	16
3.3.1.3 pH	16
3.3.1.4 CONDIÇÕES FÍSICO- QUÍMICAS E BIOLÓGICAS DA ÁGUA	17

	Pag.
3.3.1.4.1 OXIGÊNIO DISSOLVIDO	18
3.3.1.4.2 AMÔNIA E NITRITO	18
3.3.1.4.3 LUMINOSIDADE	18
3.3.1.4.4 HIGIÊNE	18
3.3.2 MANEJO DO CULTIVO	19
3.3.2.1 CONTAGEM E ESTOCAGEM DE LARVAS	19
3.3.3 ALIMENTAÇÃO	19
3.3.4 DESENVOLVIMENTO LARVAL	21
3.3.5 MANUTENÇÃO DO CULTIVO	24
3.3.6 MANUTENÇÃO DE PÓS-LARVAS	25
3.3.7 COLETA DE PÓS LARVAS	26
3.3.8 EMBALAGEM E TRANSPORTE DE PÓS-LARVAS	26
3.3.9 DOENÇAS	27
4. CONCLUSÃO	28
ANEXO I	29
ANEXO II	30
BIBLIOGRAFIA	31

## 1. - INTRODUÇÃO

Tendo em vista o preocupante crescimento da população do mundo, e a dificuldade de produção de alimentos, principalmente no que tange à mudanças de clima transcorridas nas regiões agrícolas do globo, vê-se na aquicultura a tentativa de suprir parte da demanda mundial de alimentos, que a cada dia se faz mais eminente.

A carcinocultura merece destaque na classe dos produtos de origem aquática, não somente pelo seu valor nutritivo, mas também por gerar alimentos de consumo em crescente expansão, tanto entre a população dos países desenvolvidos, como dos em desenvolvimento.

Porém, o mercado de crustáceos tem enfrentado cada vez maiores dificuldades de ser atendido, devido a limitação das reservas naturais, que não suportam mais aumentos na atividade extrativa. Desta forma, a produção de camarões tem recebido especial atenção dos pesquisadores, pela grande possibilidade que oferecem de incrementar a produção através da atividade de cultivo fora do ambiente natural das espécies.

Uma das espécies que tem adquirido crescente destaque nos últimos anos, como possuidora de grande potencial para a aquicultura, ou seja, rápido crescimento, comportamento dócil em cativeiro, e grande fecundidade, entre outras características, é o camarão de água doce Macrobrachium rosenbergii, conhecido como Gigante da Malásia, o qual vem se expandindo em vários países do mundo.

No Brasil a sua introdução ocorreu em 1977, pelo Departamento de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco, começando-se os primeiros trabalhos (Macchiavello, 1985).

Apesar do Brasil possuir excelentes condições de cultivo em termos de clima, manancial hídrico e topografia, alguns itens tem restringido o desenvolvimento desta atividade, e assim hoje em dia uma fazenda dedicada ao cultivo destes organismos (M. rosenbergii) que não possui um Laboratório de Produção de Pós-Larvas, encontra sérios obstáculos na obtenção das mesmas devido a grande demanda existente e a limitada produção oferecida por parte daquelas empre-



sas que, contam com este tipo de tecnologia (Luglio, 1987).

Com vista aos problemas acima mencionados, o Departamento de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina mantém um Laboratório de Produção e Fomento de Pós-Larvas de M. rosenbergii.

Essas Pós-Larvas são fornecidas à produtores que possuem viveiros de engorda, e a experimentos desenvolvidos pela UFSC no Colégio Agrícola de Camboriú e Propriedades particulares.

O presente trabalho, trata basicamente da descrição e acompanhamento do processo de produção de Pós-Larvas, com base nas atividades desenvolvidas na Estação de Produção de Pós-Larvas de Camarão de Água Doce M. rosenbergii da UFSC, abrangendo todo o cultivo de Larvas, desde a seleção de fêmeas ovadas até a comercialização e transporte de Pós-Larvas. Simultaneamente foi feita uma revisão bibliográfica sobre o cultivo da espécie.

## 2. - REVISÃO BIBLIOGRAFICA

O camarão Macrobrachium rosenbergii é uma espécie de grande distribuição na região Indo-Pacífica, estendendo-se desde o Paquistão (LING, 1969) até Nova Guiné (JOHNSON, 1960), foi levado ao Havá e desenvolvida a técnica da larvicultura em laboratório por T. FUJIMURA em 1965; A partir daí, o cultivo do camarão se estendeu rapidamente em muitos países como USA, China e Austrália adaptando a tecnologia de água clara desenvolvida posteriormente pelos franceses, e adaptando-a as condições regionais.

Foi introduzido no Brasil em 1977 e cultivado com sucesso em Pernambuco, Rio de Janeiro, São Paulo e por empresas estatais e privadas (CAVALCANTI et alii, 1986).

As fêmeas adultas desovam de 6 - 20 horas após o acasalamento, os ovos fecundados (LING, 1969), ao passar perto do espermatóforo deixado pelo macho e que contém o esperma (SANDIFER et alii, 1979), são alojados na região abdominal e mantidos 19 dias, tempo que dura o desenvolvimento embriológico (LING 1969). As larvas eclodem em estágio de zoea, em água salobra; no laboratório são concentradas com ajuda de uma lâmpada, pelo fototaxismo das larvas; sifonadas, executada a contagem e depois procede-se a estocagem (MACHIARELLO 1985). A densidade inicial nos tanques de larvicultura pode ser de 250 - 300 larvas/litro durante os primeiros 8 - 10 dias, depois reduz-se para 80 - 100 larvas/litro (CAVALCANTI et alii, 1986).

Os tanques de larvicultura são muito variados, sendo circulares de fundo plano, circulares de fundo cônico tanques de madeira revestidos de plástico, etc.; porém são considerados os mais práticos aqueles retangulares porque pode-se adaptar à larvicultura de pequena ou de grande escala facilmente (NEW & SINGHOLKA, 1984). Os volumes dos tanques de larvicultura variam segundo as condições de cultivo podendo passar por volumes, no Brasil, de 500 litros como na larvicultura da Universidade Federal de Santa Catarina em Florianópolis, até 10.000 litros como no caso da Empresa Pernambucana de Pesquisas Agropecuárias (IPA) em Porto de Galinhas -

Recife - Pernambuco.

O ciclo larval é realizado em água salobra de 12 a 16‰ de salinidade, pH de 7,0 - 8,5, dureza de até 120 ppm de  $\text{CaCO}_3$  e uma temperatura que varia de 28 - 31° C; Completando-se a metamorfose de 28 dias aproximadamente (NEW & SINGHOLKA, 1984), as larvas em essas condições passam por 11 estágios de zoea morfologicamente diferentes antes de chegar a pós-larvas (UNO & SOO, 1969). O sistema de cultivo implantado basicamente na América do Sul é o de águas claras, desenvolvido na França (SANDIFER, 1986) que consiste na renovação total da área de cultivo (MACHIABELLO, 1985).

A larvicultura desenvolvida com caracter comercial vem sendo feita, até agora por firmas associadas à órgãos de investigação que usam o náuplio de Artemia sp. como alimento básico das larvas (SEIXAS, J.T. et alii, 1985), usando também macerado de peixe, preferentemente tunidos (FUJIMURA, 1974; MALECHA, 1986) ou ração inerte como complemento.

O principal alimento das larvas de M. rosenbergii são os náuplios de Artemia sp. os quais são comercializados a altos custos na forma de cistos, os preços variam de 90 - 100 dólares/kg (TACON, 1986); outra alternativa na alimentação é o uso de rotífero Brachionus plicatilis o qual vem sendo usado na produção de pós-larvas de M. rosenbergii pela PESAGRO-RIO (Seixas, J.T. et alii, 1985).

Ao aproximar-se a transformação em Pós-Larvas, se colocam no fundo diferentes substratos (pedras, telas, etc.), que assim evitam canibalismo e mutilações (Morales, 1986). Neste estágio, ela passa a rastejar em vez de nadar. Quando nada, o faz normalmente com a parte dorsal para cima numa direção pré-determinada (MACHIABELLO, 1985). Para aclimatar as Pós-Larvas à água doce, faz-se a substituição gradativa da água salgada por doce.

Já adaptadas à água doce as pós-larvas são levadas aos viveiros de cultivo. Quando o viveiro apresenta boas condições, pode receber 15.000 Pós-Larvas por hectare (NOMURA, 1985), atingindo o tamanho comercial em cinco ou seis meses à temperaturas médias de 26°C (SANDIFER E SMITH, 1976).

A tecnologia de seu cultivo tem se aperfeiçoado nos últimos dez anos e o M. rosenbergii parece ser uma espécie de grande futuro em aquicultura (LING, 1962; FUJIMURA E OKAMOTO, 1970; FUJIMURA, 1974; SANDIFER E SMITH, 1976, 1978).

### 3. - DESENVOLVIMENTO

#### 3.1 - CULTIVO DE LARVAS

##### 3.1.1 - BASE FÍSICA DO LABORATÓRIO

O Laboratório de Produção de Pós-Larvas de Camarão de Água Doce, encontra-se no Departamento de Aqüicultura do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, no Bairro de Itacorubi, em Florianópolis.

Encontra-se ainda, anexo ao Laboratório de Larvicultura, um Laboratório de Análises químicas totalmente equipado, bem como uma sala de microscopia.

##### 3.1.1.1 - LABORATÓRIO DE LARVICULTURA

Ocupando uma área de aproximadamente 90 m<sup>2</sup>, o Laboratório compreende:

- A) seis tanques retangulares em alvenaria, com capacidade de 1500 litros cada, destinados ao cultivo de Larvas. Cada tanque ainda é equipado com sistema de aeração, abastecimento e drenagem;
- B) sete tanques de cimento amianto com capacidade de 500 litros cada, destinado a cultivos experimentais e eclosão;
- C) três tanques de mistura em concreto armado com capacidade de 18.000 litros cada, destinados ao armazenamento e mistura de água salgada, para ser utilizada no cultivo;
- D) dois tanques circulares em alvenaria, com capacidade de 5.000 litros cada, usados para armazenagem de reprodutores;
- E) quatro recipientes do tipo "CARBOY", com capacidade de 20 litros cada, destinado a eclosão de cistos Artemia salina;

F) dois tanques circulares do tipo "CARBOY", em fibra de vidro, com capacidade de 300 litros cada. Acompanham ainda os dois tanques duas caixas de cimento amianto, com capacidade de 300 litros cada. Este conjunto é utilizado para desenvolver experimentos de Larvicultura em circuito fechado, funcionando os "CARBOYS" como tanque de cultivo e as caixas como filtros biológicos;

G) três tanques de cimento amianto, com capacidade de 300 litros cada, sendo um usado para maturação de bactérias para os filtros biológicos, outro é o filtro biológico e o restante é para armazenamento de água doce.

### 3.1.2 - MATERIAL E EQUIPAMENTOS UTILIZADOS

#### 3.1.2.1 - MOTOBOMBAS

Responsáveis pela mistura da água oceânica e a água doce, e elevação da água salobra até filtro biológico, para posterior distribuição aos tanques de cultivo.

As Motobombas são em número de 2, sendo a utilizada para a mistura da marca SCHNEIDER com potência de 0,5 CV, e a de elevação da água da marca DANCOR com potência de 1,0 CV.

#### 3.1.2.2 - FILTRO DE PISCINA

Usado para filtragem da água que vai para o filtro biológico, eliminando possíveis sujidades e microorganismos.

#### 3.1.2.3 - CALDEIRA

Responsável pelo aquecimento da água mantendo desta forma a temperatura estável.

Trata-se de uma caldeira de passagem vertical, POMEL TEMAL, com aquecimento à gás.

3.1.2.4 - APARELHO ULTRA VIOLETA

Com a finalidade de esterelizar a água que chega ao cultivo, evitando desta maneira possíveis contágios por microorganismos. O aparelho é da marca GERMEPEC, modelo GP - 1 U.V.

3.1.2.5 - SOPRADOR

Responsável pelo fornecimento de aeração aos tanques de cultivo, sendo o mesmo com potência de 2,0 CV, da marca EBERLE.

3.1.2.6 - ESTUFA

Usada para secagem de rações.

3.1.2.7 - GRUPO GERADOR

A energia elétrica é proveniente da rede comercial, porém mantém-se no departamento, um grupo gerador MONTEGOMERY com capacidade de 2,5 Kw, usado em faltas eventuais de energia.

3.1.2.8 - MICROSCÓPIO E LUPA

Utilizados para identificação de estádios larvais, bem como possíveis infestações por microorganismos.

3.1.2.9 - PRODUTOS QUÍMICOS

Usados para descapsulação de cistos de A.salina desinfecção de tanques e outros materiais, bem como controle de doenças.

3.1.2.10 - GELADEIRA E FREEZER

Tanto a geladeira como o freezer são da marca CLIMAX, sendo de 290 e 200 litros respectivamente. São usados para guardar rações frescas e os produtos usados na formulação dos mesmos.

3.1.2.11 - CONDICIONADORES DE AR

São 2 condicionadores de ar CONSUL 4500, e tem a função de manter a temperatura constante no Laboratório de Cultivo. Regula-se para que a temperatura fique em torno dos 30°C.

3.1.2.12 - OUTROS MATERIAIS

Além dos materiais acima enumerados ainda são usados outros menores como: Bequeres, Pipetas, Mangueiras, Termostatos, Aquecedores, Holofote, Baldes, Balanças, Liquidificador, Refratometro, Tubos de PVC (Diferentes bitolas), etc.

### 3.2 - METODOLOGIA DO CULTIVO

O processo da Larvicultura à ser descrita, trata-se do Sistema de Água Clara em circuito fechado, que consiste na reutilização total da água do cultivo. Porém existe outros dois sistemas de cultivo de Larvas, um de água verde, que consiste na produção de algas Chlorella, que tem a função de fixar os compostos Nitrogenados oriundos de decomposição da matéria orgânica. Outro é o sistema de água clara, que consiste apenas na renovação total de água da área de cultivo.

Entretanto o método por nós utilizado (água clara em circuito fechado), vem encontrando grande aceitação, principalmente no que se refere ao desenvolvimento de Larviculturas em regiões mais afastadas do litoral. Esse método é dividido em várias etapas.

#### 3.2.1 - PREPARAÇÃO DO FILTRO BIOLÓGICO

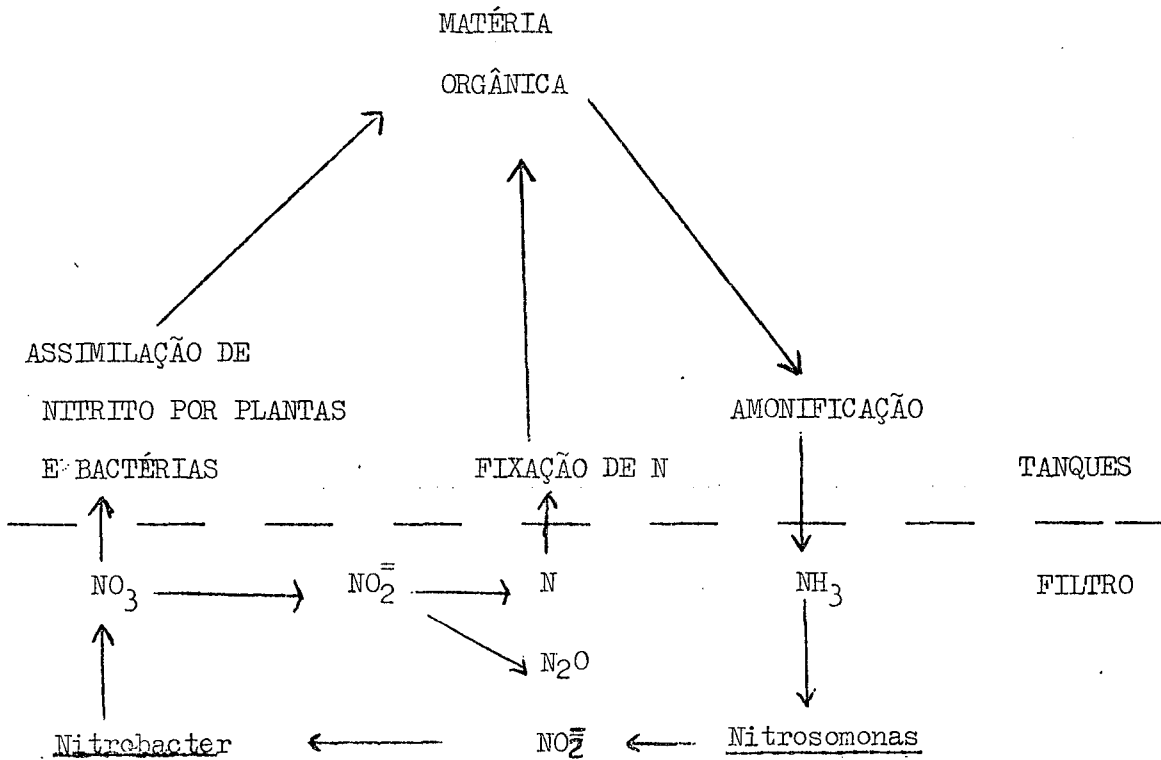
Para preparação do substrato para o filtro biológico, adota-se o seguinte procedimento:

- Usa-se caixas de fibro cimento, destinadas à maturação do substrato a ser usado no filtro biológico. Nas caixas coloca-se conchas de ostras em sacos de tela formando pequenos pacotes de 2 kg. Daí são arrumados dentro da caixa em forma de bloco. Sendo que o topo do bloco fica abaixo da superfície da água, que por sua vez recebe forte aeração. Coloca-se então, na água, amônio na forma de sulfato, numa concentração de 3ppm. Todo o tanque é coberto com um plástico preto.

Duas vezes ao dia a água é analisada para se determinar o nível de amônia. Quando esse chegar a zero, o substrato estará pronto para ser colocado no filtro biológico. Sua transferência deve ser feita em recipiente contendo água para que as bactérias nitrificadas não sejam prejudicadas.

Com o filtro biológico já em funcionamento, o ciclo do nitrogênio pode ser representado no esquema a seguir que em síntese consta da transformação do  $\text{NH}_3$  Tóxico em  $\text{NO}_3$  prontamente assimilável.





FONTE: SPOTTE (1970) Citado por Luglio (1987)

### 3.2.2 - SELEÇÃO DAS FÊMEAS OVADAS

As fêmeas devem ser selecionadas no que se refere à atividade, desenvolvimento embrionário, tamanho e estado de saúde.

Geralmente as fêmeas selecionadas são de bom tamanho, visto que existe uma relação entre o peso e o número de ovos, e apresentam ovos de coloração escura, o que garante a eclosão no máximo dentro de 2 a 3 dias.

O transporte das fêmeas ovadas para o laboratório podem ser feitos de várias maneiras, porém as mais utilizadas são os seguintes:

A) em baldes plásticos com água, quando a coleta é feita no viveiro de reprodutores;

B) em sacos plásticos com 1/3 de água e 2/3 de oxigênio para transportes distantes. Coloca-se uma fêmea para cada 2 litros de água. Usa-se ainda abrigos com tubos de PVC perfurados com as extremidades teladas, para evitar perfurações no saco. Para longas distâncias é conveniente reduzir a temperatura da água doce para 20°C e acomodar os sacos em caixas de isopor.

### 3.2.3 - PREPARAÇÃO PARA ECLOSÃO DOS OVOS

Ao chegarem ao Laboratório, as fêmeas são submetidas a um banho de 250 ppm de formalina, durante 1 hora, como medida de segurança do cultivo. Após este tratamento são levadas para o tanque de eclosão, onde a água encontra-se numa salinidade de 4‰ para evitar uma grande diferença entre a salinidade de cultivo e a de eclosão.

O tanque de eclosão é observado diariamente ao amanhecer, a fim de identificar a ocorrência da eclosão, que é verificada suspendendo-se a aeração. Coloca-se uma lâmpada em um extremo e cobre-se o tanque, deixando-se apenas uma pequena parte descoberta, por onde penetrará a luz e assim, as larvas virão para o lado mais claro do tanque, através do efeito de fototaxismo positivo. A densidade varia em torno de 50 fêmeas/m<sup>2</sup>.

Observada a eclosão, procede-se a coleta das larvas, através de sifonamento. Para um balde coletor de 20 litros e posteriormente efetua-se a contagem.

### 3.3.1 - CONDIÇÕES DE CULTIVO

#### 3.3.1.1 - SALINIDADE

A água salobra para cultivo deve ter a salinidade entre 12 e 16‰. Para obtê-la, mistura-se a água salgada e doce, cujos volumes são calculados de acordo com a seguinte fórmula:

$$\text{Vas} = \frac{\text{Sas} \times 12}{\text{Vtm}}$$

Onde: Vas= Volume de água salgada

Vtm= Volume do tanque de mistura

Sas= Salinidade de água salgada

Encontrando-se o Vas, completa-se com água doce (MACCHIAVELLO, 1985), procedendo-se uma calibração com um refratômetro para observar se a salinidade foi a esperada.

#### 3.3.1.2 - TEMPERATURA

A melhor faixa de temperatura da água para esta espécie é de 25 a 31°C, sendo imprescindível que se evite variações superiores a dois graus. Temperaturas acima de 35°C são letais, e abaixo de 25°C, reduzem o metabolismo, consequentemente aumentam a duração do período larval (MACCHIAVELLO, 1985). Por isso, principalmente no período invernal, utilizam-se aparelhos de ar condicionado para manter a temperatura do ambiente em torno de 30°C. Nos tanques, para que a temperatura fique no ideal e constante, faz-se necessário o uso da caldeira, bem como aquecedores acoplados a termostatos. Mudanças bruscas na temperatura da água devem ser evitadas.

#### 3.3.1.3 - pH

Segundo Malecha (1983), citado por Wolf (1987) a água doce deve ter seu pH situado entre 7,4 e 8,4 e a água salgada 7,8 a 8,4.

Nesta larvicultura o pH ficou entre 8,0 e 8,2 (água salobra). O pH é medido através de "Kits", existentes no mercado.

#### 3.3.1.4 - CONDIÇÕES FÍSICO-QUÍMICAS E BIOLÓGICAS DA ÁGUA

A água utilizada para o cultivo das larvas passa por 4 etapas diferentes e sucessivas:

##### A) OBTENÇÃO:

A água salgada é obtida na estação experimental da Barra da Lagoa, captada de mar aberto através de motobombas e transportada para o Laboratório num reservatório de fibra de vidro com capacidade de 5.000 litros.

A água doce é obtida da rede comercial que fornece a cidade.

##### B) DECANTAÇÃO:

Ao chegar ao Laboratório a água salgada é transferida para um dos tanques de 18.000 litros para decantação.

##### C) DILUIÇÃO OU MISTURA:

A água salgada que geralmente se encontra numa salinidade de 35‰, é diluída a 12‰, com água potável.

##### D) TRATAMENTO:

A primeira etapa de tratamento da água salobra é a cloração, que é feita com hipoclorito de sódio numa concentração de 10 ppm de cloro ativo; A mistura do produto químico com a água é feita através de forte aeração por 24 horas.

Caso se necessite da água imediatamente procede-se a descloração que é feita quimicamente adicionando-se tiosulfato de sódio ( $\text{Na}_2 \text{S}_2 \text{O}_3$ ), Na razão de 7g/ 1 ppm de cloro.

O controle do nível de cloro é feito pelo uso de "Kits" existentes no mercado. A cada 7 dias a água é rechlorada com 3 ppm de cloro ativo.

#### 3.3.1.4.1 - OXIGÊNIO DISSOLVIDO

A água do cultivo é mantido com forte e constante aeração, tanto para manter o nível de oxigênio próximo a saturação, como também as partículas alimentares em suspensão. O sistema de aeração é ininterrupto, para isto torna-se necessário equipamentos sobressalentes para emergência.

#### 3.3.1.4.2 - AMÔNIA E NITRITO

Durante o cultivo larval, normalmente ocorrem mudanças na qualidade da água, provocadas principalmente pelos excrementos das larvas e pela decomposição do excesso de alimentos. Estas alterações podem prejudicar o cultivo e são detectadas pelo aumento dos teores de Nitrito ( $\text{NO}_2$ ), e Amônia ( $\text{NH}_4$ ), que encontram seus níveis suportáveis de 0,1 a 0,5 ppm, respectivamente (CAVALCANTI, 1986).

É importante que se mantenha a água dentro dos níveis adequados, tornando-se recomendável que se ministre quantidades de alimento compatíveis com o consumo das larvas, que se aere corretamente os tanques de cultivo, e que se proceda limpeza e recirculação constante de água.

#### 3.3.1.4.3 - LUMINOSIDADE

A quantidade de luz que atua sobre os tanques, é um parâmetro que também merece controle na operação do Laboratório, pois as larvas necessitam dela para o seu desenvolvimento, devendo ser evitada a incidência direta dos raios solares nos cultivos (CAVALCANTI, 1986)

O nosso Laboratório adota o seguinte regime de luz: 10 horas de escuro e 14 horas de claridade, sendo a iluminação artificial e natural.

#### 3.3.1.4.4 - HIGIENE

A higiene é mantida através da desinfecção permanente dos utensílios utilizados no tanque de cultivo. A desinfecção é feita pela imersão dos utensílios numa solução de hipoclorito de sódio 10%, logo após a utilização.

3.3.2. - MANEJO DO CULTIVO

3.3.2.1. - CONTAGEM E ESTOCAGEM DE LARVAS

Após coletadas as larvas são concentradas num balde de 10 litros, onde são contadas pelo método de amostragem: uma forte aeração é colocada dentro do balde para que as larvas se distribuam homogeneamente, então retira-se 3 ou 4 amostras com Beckeres plásticos de 250 ml. Essas amostras são contadas, e sua média extrapolada para o volume total do balde.

Feita a contagem, as larvas são submetidas à uma desinfecção com formalina numa concentração de 25 ppm, por um período de 30 minutos e, em seguida, são transferidas para os tanques de cultivo, os quais contêm água salobra à 12‰, e estocadas numa densidade de 100 larvas por litro.

Antes da estocagem devem ser equilibrados os parâmetros de pH e temperatura da água, dos baldes e dos tanques, para que as larvas não sofram nenhum estresse causado pelo choque das diferenças desses fatores.

3.3.3. - ALIMENTAÇÃO

As larvas recebem dois tipos de alimentos: Náuplios de Artemia salina, e alimentos artificiais (MICR PELLETS), que podem ser servidos na forma fresca ou seca.

Os Náuplios de A. salina são obtidos na forma de cistos, que são submetidos à descapsulação (Ver anexo I), que consiste numa mistura descapsuladora, composta, de Hipoclorito de sódio, Hidróxido de sódio e água, a qual dissolve as cascas externas do cisto deixando o embrião praticamente exposto, que é levado à incubação em Carboys preparados para este fim, em água salobra (12‰), e com forte aeração numa densidade de 2 a 3 gr (280 a 300 mil Náuplios/gr) por litro, num período de 24 a 30 horas. Quando eclodem no estágio Náuplio, são fornecidos às larvas de acordo com o volume de água do tanque na seguinte relação:

- 3 Náuplios/ml até o 6º estágio; 4 Náuplios/ml até o 8º estágio; 5 Náuplios/ml do 8º estágio em diante, até o início do aparecimento de Pós-Larvas, e depois diminui.

Já os alimentos inertes tanto o fresco como o seco, são preparados à partir de receitas (ver anexo II) previamente estabelecidas. Nas quais os ingredientes são batidos em liquidificador, e em seguida cozinhados em Banho Maria durante 30 minutos, ficando com uma consistência de creme, que quando fornecida na forma fresca é simplesmente peneirada e mantida na geladeira, quando fornecida na forma seca, após o cozimento, coloca-se o alimento na estufa à 60°C até a secagem do produto, o que ocorre cerca de 12 horas após, quando então se faz uma leve trituração e posterior peneiragem, para obtenção dos Micropelletes.

Deste modo, na prática, as partículas alimentares são fornecidas com tamanho correspondente aos estágios de desenvolvimento Larval (MACHIAVELLO, 1985):

<u>ESTÁGIO LARVAL</u>	<u>PENEIRA</u>	<u>TAMANHO DE PARTÍCULA</u>
2º - 5º	0,250 mm	0,3 mm
6º - 8º	0,50 mm	0,6 mm
9º - PL	1,00 mm	1,0 mm

As Larvas de camarão de água doce não se alimentam no primeiro dia, no entanto, costuma-se fornecer no início do cultivo apenas o Náuplio de A. salina sendo o alimento inerte fornecido em quantidades crescentes à partir do 2º estágio de desenvolvimento Larval (MACHIAVELLO, 1985).

O fornecimento de alimento é feito através de um programa previamente estabelecido: alimento inerte fornecido às 8:00 hs e às 13:00 hs, e o alimento vivo (Náuplio) fornecido às 17:00 hs. Entretanto, faz-se necessário que se faça observações através de tentativas do consumo adequado por parte das larvas, tanto do alimento inerte, como do vivo: pois a superalimentação, principalmente de alimento inerte causa poluição na água, e a sub-alimentação causa a desnutrição, canibalismo e, conseqüentemente crescimento lento (CAVALCANTI, 1986).

3.3.4 - DESENVOLVIMENTO LARVAL

As Larvas de M. rosenbergii passam por 11 estádios de desenvolvimento Larval, terminando num 12º que é a Pós-Larva. A cada estágio corresponde uma muda (ECDISE), e possui características de identificação peculiares (MACHIARELLO, 1985).

Assim cada estágio de ZOEIA possui as seguintes características:

- 1º Estádio: comprimento médio (1,92 mm); idade de 1 a 2 dias.  
características: olhos grandes e sésseis; (rosto horizontal, ligeiramente para baixo na ponta; antenas birramosas, pedúnculo não segmentado, pereiópodo 1 e 2 rudimentares e birramosos), telson triangular de forma espatular.
- 2º Estádio: comprimento médio (1,99 mm); idade varia de 2 a 3 dias.  
Características: olhos pedunculados, espinhos supra-orbital e branquios-tergal na carapaça; (pedúnculo antenular com segmentos; pereiópodos 1, 2 e 3 birramosos e o 5º unirramoso rudimentar), articulação rudimentar de urópodo.
- 3º Estádio: comprimento médio (2,14 mm); idade varia de 3 a 5 dias.  
características: um espinho epigástrico atrás da base do rostro; (3 segmentos no pedúnculo antenular; 4º pereiópodo rudimentar e birramoso), articulação entre o 6º somito abdominal; urópodos presentes.
- 4º Estádio: comprimento médio (2,50 mm); idade varia de 5 a 9 dias.  
Características: 2 espinhos epigástricos atrás da base do rostro, ambos com 2 a 3 dentes na margem frontal (escama antenal não segmentadas; pereiópo



do 5 unirramoso; penta-segmentado), telson oblongo e quase retangular, com 5 pares de espinhos posteriores e 2 pares laterais.

- 5º Estádio: comprimento médio (2,84 mm); idade varia de 9 a 12 dias.

Características: cada espinho epigástrico do rosto com 4 - 5 dentes (flagelo antenular com 2 - 3 segmentos) cromatóforo proeminente na porção médio ventral do abdomen, telson mais alongado e mais estreito na parte posterior.

- 6º Estádio: comprimento médio (3,75 mm); idade varia de 12 a 18 dias.

Características: corpo transparente, rosa salmon pálido, mais acentuado em direção ao telson; flagelo com 4 segmentos, ligeiramente mais longo que largo), pleópodos começando a brotar com 2º, 3º, e 4º em estágio mais avançado e birramoso, telson mais estreito e alongado na parte terminal.

- 7º Estádio: comprimento médio (4,05 mm); idade varia 15 a 20 dias.

Características: (flagelo antenal com 5 segmentos; flagelo interno da antênula trisegmentado), pereiópodo 1 e 2 quelados; pleópodos birramosos e nus.

- 8º Estádio: comprimento médio (4,68 mm); idade varia 18 a 22 dias.

Características: (flagelo antenal com 7 segmentos), pleópodos mais desenvolvidos com cerdas nos ramos externos; desaparece o par de espinhos menores do telson.

- 9º Estádio: comprimento médio(6,07 mm); idade varia 21 a 24 dias.

Características: 4 cerdas sob espinhos espigástricos do rostro; (Flagelo antenal com 9 segmentos); pleópodo com endópodo rudimentar, pleópodos 2,3,4 e 5 birramosos; telson mais alongado, mais estreito, com espinhos laterais anterior movendo-se para a parte dorsal.

-10º Estádio: comprimento médio (7,05 mm); idade varia 25 a 34 dias.

Características: rostro com 3 - 4 dentes dorsais; quelas dos pareiópodos 1 e 2 completamente desenvolvidos, com pereiópodos 2, espinhos laterais do telson desaparecem, endópodos dos pleópodos com cerdas.

- 11º Estádio: comprimento médio (7,73 mm); idade varia 28 a 37 dias.

Características: rostro com dentes em toda sua margem dorsal (flagelo antenal com aproximadamente 15 segmentos), urpopodos mais desenvolvidos que o telson.

- Pós-larva : comprimento médio (7,69 mm); idade varia 33 a 43 dias; morfologia, comportamento de nado e locomoção com adulto.

Geralmente as larvas passam em média 3 dias em cada estágio, no entanto, esse período depende do manejo e das condições de cada cultivo. Num mesmo cultivo podem aparecer pós-larvas a partir do 20º dia, no entanto o pico se dá entre o 30º e 40º dia. É importante que o técnico faça uma apurada observação diária de cada tanque de cultivo, observando principalmente o estado - geral, o crescimento e o comportamento das larvas, bem como o consumo da alimentação.

As larvas saudáveis alimentam-se ativamente, possuem pigmentação marrom e sem aeração permanecem acima do meio da coluna d'água. Já as larvas em más condições não se alimentam bem, praticam o canibalismo, possuem pigmentação azul e permanecem abaixo do meio da coluna d'água, observando-se geralmente larvas mortas no fundo do tanque, juntamente com o alimento consumido.

A sobrevivência larval depende do método do cultivo e da escala de produção. Há larviculturas que em pequena escala e, com um rígido controle conseguem 80% de sobrevivência. A maioria delas, em escala comercial operam com uma sobrevivência de 40 a 60%. (MACCHIAVELLO, 1986)

### 3.3.5. - MANUTENÇÃO DO CULTIVO

Como atividades importantes para manter o cultivo larval em boas condições, merecem destaque, o sifonamento dos tanques e a troca de água (CAVALCANTI, 1986).

O sifonamento é praticado por volta das 15:00 horas diariamente, e tem a finalidade de eliminar sobras de alimento e outros materiais (escrementos, larvas mortas, etc.) que possam vir a entrar em decomposição, prejudicando a qualidade da água. Cerca de 5 minutos antes de proceder o sifonamento faz-se o fechamento da aeração e para-se a recirculação, para que o material em suspensão precipite, seguindo-se assim o sifonamento o qual é feito com uma mangueira e um tubo de PVC com janelas teladas, à fim de evitar perda de larvas que porventura seja succionada pelo sifão. A operação se processa no fundo do tanque, principalmente onde se observa o acúmulo de sólidos. Concluído o sifonamento, a aeração é refeita, bem como reiniciada a recirculação da água.

Já a circulação d'água, é feita com aeração constante e o controle é feito através da regulagem da entrada e da saída de água pelo registro e pelo tubo de drenagem respectivamente. A água retorna para o tanque de decantação, e antes de retornar ao sistema passa por um filtro de piscina para eliminação de partículas que tenham passado pelo tubo de drenagem, e

posteriormente pelo filtro biológico. Durante a operação de recirculação, é indispensável que se observe a temperatura da água de reposição para evitar choques térmicos nas larvas, portanto antes de voltar para os tanques de larvicultura, a água passa por um aquecedor de passagem à gás.

Faz-se necessário lembrar que a preparação do filtro biológico deve ser realizada só a partir do 3º dia de cultivo, pois até esse período as larvas não recebem alimentação, sendo inexpressiva a amônia produzida.

Assim, quando da colocação das bactérias deve-se fazer de maneira gradativa, para manter estável a relação amônia produzida e bactérias denitrificadoras, desta forma o filtro só atingirá sua capacidade total por volta do 6º estágio larval. Ainda, é muito importante que se mantenha a caixa do filtro coberta com uma lona preta, para evitar a incidência dos raios solares bem como mudanças de temperatura, o que é desfavorável as bactérias.

### 3.3.6 - MANUTENÇÃO DE PÓS-LARVAS

Observado o aparecimento de Pós-Larvas, faz-se a introdução de substrato no tanque para aumentar a superfície de fixação, reduzindo o canibalismo (CAVALCANTI, 1986).

No momento em que aproximadamente, 90% da população já tenha sofrido metamorfose, dá-se um choque de salinidade, baixando de 12‰ para 8‰, imediatamente. Isto é feito para que os 10% restantes sofram imediata metamorfose, porém, segue-se baixando a salinidade de maneira que só chegue a 0‰ em no mínimo 2 dias, período este em que toda a população já será Pós-Larva.

O alimento fornecido à Pós-Larva é na forma de ração seca, pois a Pós-Larva ao contrário das Larvas fixam-se no fundo do tanque, sendo necessário desta maneira, que o alimento fique no fundo do tanque.

É importante também haver um controle da quantidade de alimento, pois quando da mudança para água doce, a Pós-Larva fica muito voraz. Levando-se em consideração o aumento da Biomassa e, não havendo espaço e alimento suficiente, pode haver muitas perdas por canibalismo.

Caso ocorra acúmulo de sólidos no fundo, deve-se proceder o sifonamento, e nesta fase a troca de água pode ser reduzida, dependendo da qualidade da água do cultivo.

Geralmente procede-se uma transferência dos tanques de cultivo de larvas, para tanques menores, onde as Pós-Larvas são estocadas em baixa densidade, no máximo 5000/m<sup>2</sup>, por uma semana.

### 3.3.7 - COLETA DE PÓS-LARVAS

A coleta é realizada imediatamente anterior a embalagem, e consiste em baixar um pouco o nível do tanque a reduzir a aeração.

Assim a Pós-Larvas caminharão pelas laterais do tanque, e com o uso de puças, faz-se a coleta, até quando a quantidade estiver reduzida, baixa totalmente o volume do tanque e coleta-se as Pós-Larvas restantes pelo tubo de drenagem, e concentra-se em baldes.

Em seguida procede-se a contagem, que é feita pelo método "STANDARD" visual, que consiste em colocar vários baldes com a mesma quantidade de água. Pega-se um dos baldes e conta-se as Larvas uma a uma, este será o padrão. A partir do padrão, vai-se jogando nos outros baldes, uma porção de Pós-Larvas (Coletadas sem água com ajuda de um puça), de maneira que, comparando com o padrão apareça visualmente a mesma quantidade. Não se trata de um método muito preciso, porém bastante rápido.

### 3.3.8 - EMBALAGEM E TRANSPORTE DE PÓS-LARVAS

As Pós-Larvas são embaladas em sacos plásticos, utilizando-se 1/3 de água, e injetando 2/3 de oxigênio até a saturação.

O processo de embalagem em sacos plásticos inicia-se com a preparação do saco, que inicialmente deve ser testado, a fim de evitar a presença de furos. Em seguida, faz-se a amarração nas extremidades dos sacos, pois elas são locais onde ocorrem grandes concentrações de Pós-Larvas, ativando assim o

canibalismo. Depois, reveste-se o saco com um outro, para dar maior proteção.

O próximo passo é a embalagem propriamente dita, que consiste em colocar 1.000 Pós-Larvas (comprimento  $\approx$  10 mm), para cada 4 litros de água.

O número de Pós-Larvas por volume d'água, depende da Biomassa. É aconselhável utilizar 5 gramas de Biomassa/Litro d'água.

Após a colocação das Pós-Larvas, passa-se a efetuar a oxigenação e posterior amarração de cada um dos sacos separadamente.

Quanto ao transporte, deve-se levar em consideração a duração do mesmo. Sendo recomendável para período superior a 5 horas, deve-se reduzir a temperatura da água para 20-22°C (colocando os sacos numa água de baixa temperatura), a fim de reduzir o metabolismo das Pós-Larvas.

Após é aconselhável colocar os sacos em caixas isotérmicas. Sendo que uma caixa de isopor Jumbo 80, tem capacidade para transportar 6.000 Pós-Larvas durante 15 horas.

### 3.3.9 - DOENÇAS

Foram observadas doenças provocadas por protozoários:

I) PROTOZOÁRIOS CILIADOS - foram observadas infestações dos gêneros Epistylus e Zoothamnium nos corpos e apêndices das Larvas, acompanhadas de alta mortalidade.

II) HIDROZOÁRIOS - foram constatadas infestações por estes animais, tanto sobre as Larvas como sobre os cistos e náuplios de Artemia.

Para o controle destas doenças foram feitos tratamentos com solução de formalina 25 ppm/ 30 minutos ou Merthiolato 15 ppm/ 30 minutos.

4 - CONCLUSÃO

Analisando os resultados obtidos no decorrer do estágio, que desenvolveu-se conforme programado, constatou-se que a larvicultura de Camarão de Água Doce na UFSC apresenta alguns problemas apesar da tecnologia de produção ali aplicada ser das mais modernas, porém configurando-se pouco eficaz, devido a falhas humanas e doenças ocorridas no cultivo.

Outra observação importante, é de que embora o Brasil disponha de grandes áreas apropriadas para o cultivo do M. rosenbergii, ainda não dispomos de condições de implantar, a curto e médio prazo, fazendas de engorda em escala. Pois, é necessário que sejam criadas fazendas especializadas em reprodução, que vendam as Pós-Larvas para a engorda.

Deve receber ainda especial atenção a falta de técnicos especializados na área de criação extensiva do M. rosenbergii para orientação e acompanhamento sistemático dos produtores, para realizar levantamentos de dados para estudos nas condições de Brasil, principalmente de natureza econômica.

ANEXO I

DESCAPSULAÇÃO DE CISTOS DE ARTEMIA

Procedimento:

A) Hidratar os cistos com água doce ou salgada com intensa aeração, por um período de 15 minutos.

B) Lavar os cistos utilizando uma <sup>peneira</sup> de 150-200  $\mu$ m.

C) Adicionar aos cistos a solução descapsuladora (25% de hipoclorito de sódio (14,5% de Cl) + 72,6% de água + 2,4% de hidróxido de sódio 40% : na proporção de 13,33 ml/g de cisto seco).

D) Agitar continuamente por um período de 7 a 9 minutos, até os cistos tomarem uma cor alaranjada. Filtrar então, através de uma peneira com malha de 150 - 200  $\mu$ m, e lavar bem com água doce ou salgada, até desaparecer o odor de cloro.

E) Levar os cistos ao tanque de eclosão, em água salgada, por um período de 24 a 36 horas.



ANEXO II

RECEITAS DE RAÇÕES PARA LARVAS

Receita nº 1:

50 g de Marisco  
100 g de Fígado  
2 colheres de sopa de Emulsão de Scott  
4 ovos  
20 g de Farinha de Camarão

Receita nº 2:

3 g de Farinha de Camarão  
7 g de Farinha de Peixe  
2 g de Artemia Liofilizada  
1 e 1/2 colher de Leite Ninho  
50 g de Marisco  
1 colher de Emulsão de Scott.  
3 ovos

Receita nº 3:

100 g de Marisco  
20 g de Farinha de Camarão  
300 g de ovos (6 ovos aproximadamente)  
26 g de Leite Ninho (2 colheres de sopa)  
2 g de Neston

Receita nº 4:

100 g de Marisco  
8 ovos  
2 colheres de Leite Ninho  
0,7 g de Premix  
1 g de Alfafa

5 - BIBLIOGRAFIA

1. CAVALCANTI, L.B.; CORREIA, E.S.; CORDEIRO, E.A. Camarão - Manual de Cultivo do Macrobrachium rosenbergii (pitu-havaiano - gigante da Malásia). Aquaconsult. Recife - PE. Brasil, 1986.
2. CORDEIRO, E.A. Técnicas de Cultivo de Camarão de Água Doce Macrobrachium rosenbergii (De Man): Comparação entre sistemas de larvicultura. Anais do II Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca, Recife: 143 - 48. Jul. 1981.
3. CORREIA, E.S. & CAVALCANTI, L.B. Aspectos Técnicos de Cultivo de Camarões de Água Doce. Anais do II Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca, Recife: 109 - 22, Jul. 1981.
4. CORDEIRO, E.A. & CORREIA, E.S. Produção em escala piloto de pós-larvas de camarões Macrobrachium rosenbergii (De Man) no estado de Pernambuco. Anais do II Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca, Recife: 133 - 38, Jul. 1981.
5. FUGIMURA, T. Notes on the development of a practical mass culture technique of the giant prawn Macrobrachium rosenbergii. Indo-Pacific Fisheries Council Proc. 12 th Session. 1-4 p. 1966.
6. MACCHIAVELLO, J.A.G. Produção de pós-larvas de camarões de água doce Macrobrachium rosenbergii (De Man) no estado de Pernambuco, Recife, 1986.

7. MACCHIAVELLO, J.A.G. Informação pessoal, 1987.
8. MORALES, J.C. Acuicultura - Marina Animal. 2ª ed. Madrid, Mundi-Prensa, 1986, 670 p.
9. NOMURA, Hitoshi Criação de Camarões. 2ª ed. Campinas, SP, Papirus, 1986, 62 p.
10. NEW, M.B. & SINGHOLKA, S. Cultivo del camarón de água dulce. Manual para el cultivo de Macrobrachium rosenbergii. FAO, Doc. Tec. Pesca., (225): 118 p. 1984.
11. ROCHA, E. d'O. Camarões - Criação em cativeiro. A Granja, 40(44):42-44, 1984.