

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA

TÉCNICAS DE CULTIVO DE LARVAS DA ESPÉCIE *MACROBRACHIUM ROSENBERGII* (DE MAN, 1879) NO ESTADO DO CEARÁ - RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO LABORATÓRIO DO DNOCS.

MARCIA SALES FORTE

Trabalho apresentado ao Departamento de Engenharia de Pesca do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará, como parte das exigências para obtenção do título de Engenheiro de Pesca.

FORTALEZA - CEARÁ

1999/2

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

- F842t Forte, Marcia Sales.
Técnicas de cultivo de larvas da espécie *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879) no estado do Ceará : relatório de estágio supervisionado realizado no laboratório do DNOCS / Marcia Sales Forte. – 1999.
27 f. : il. color.
- Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 1999.
Orientação: Prof. Dr. Marco Antônio Igarashi.
Coorientação: Profa. Simone Cardoso Façanha.
1. Camarões. I. Título.

CDD 639.2

Prof. Dr. Marco Antônio Igarashi
Orientador

Engenheira de Pesca Simone Cardoso Façanha
Orientadora Técnica (DNOCS)

Comissão Examinadora:

Prof. Dr. Marco Antônio Igarashi
Presidente

Prof. Aldeney Andrade Soares Filho
MSc. em Engenharia de Pesca

Sandra Maria Xavier
Engenheira de Pesca

Visto:

Prof. Luís Pessoa Aragão
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca da UFC

Prof^ª. Maria Selma Ribeiro Viana
Coordenadora do Curso de Engenharia de Pesca da UFC

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente à Deus e à Maria Santíssima pelas Bênçãos de conceder-me em todos os momentos, a força, a coragem, a serenidade e a paciência para continuar na longa caminhada da vida, e não deixando que os obstáculos venham a desanimar-me algum dia.

Um obrigada mais que especial ao meu Anjo da Guarda.

Aos meus pais e família que têm sempre estado ao meu lado encorajando-me e torcendo por mim, para que eu não desista na busca de meus ideais.

Quero agradecer ao professor Igarashi que tanto tem ajudado-me, e à minha orientadora técnica no DNOCS, Simone Cardoso Façanha.

O meu muito obrigada ao Jefferson Murici Penafort pela sua colaboração e paciência, aos funcionários do laboratório de larvicultura do DNOCS, e a todos meus colegas, amigos e professores que me apoiaram de alguma forma durante minha vida acadêmica.

SUMÁRIO

	páginas
1 - INTRODUÇÃO	1
2 - MATERIAL E MÉTODOS	4
2.1 - Tanques de eclosão	5
2.2 - Tanques de pré-cultivo	7
2.3 - Tanques de cultivo	7
2.4 - Alimentação das larvas	8
2.5 - Análises físico-química	10
2.6 - Desenvolvimento larval	11
2.7 - Cálculo da taxa de sobrevivência das pós-larvas	13
3 - RESULTADOS E DISCUSSÃO	14
3.1 - Tabelas dos resultados	16
4 - CONCLUSÕES	19
5 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	21

RESUMO

O cultivo de organismos aquáticos, em destaque a Carcinicultura, surge como uma grande alternativa para a produção de crustáceos bem como a preservação de suas populações naturais. O Brasil ocupa o 6º lugar dentre os maiores produtores mundiais da espécie *Macrobrachium rosenbergii*, um camarão de água doce conhecido como gigante da Malásia. O laboratório de larvicultura do DNOCS é composto de algumas estruturas para a produção de pós-larvas da referida espécie, tais como: um sistema de mistura e tratamento de água, tanques de manutenção das matrizes, tanques de eclosão (maternidade), tanques de pré-cultivo, tanques de cultivo, incubadoras para eclosão de *Artemia*, sala de expedição de pós-larvas, setor de preparo de alimentos, laboratório de análises físico-química, e setor administrativo. O trabalho desenvolvido no laboratório para o devido acompanhamento da produção de pós-larvas consiste em diariamente observar os parâmetros físico-químicos da água do cultivo (temperatura, salinidade, pH, amônia, nitrito e nitrato), coleta de amostras de larvas para observação dos estágios larvais no microscópio, contagem de larvas, administração de alimentos, esterilização, sifonamento e troca de água. Os resultados obtidos nos tanques acompanhados durante o estágio (outubro a dezembro de 1998), foram considerados satisfatórios comparando-os à publicações de outros autores. A sobrevivência ficou em torno de 49,00%, a salinidade em 13,6‰, a temperatura em média de 28,0°C e o valor para pH foi de 8,2, os valores de amônia variaram de 0,02 à 0,06 mg/l e os de nitrito de 0,02 à 0,09 mg/l. No tocante à alimentação, gastou-se 20,40 g de *Artemia* para produzir um milheiro de pós-larvas e em torno de 190 g de alimento suplementar para produzir a mesma quantidade de pós-larvas. A produção final foi de aproximadamente 424.805,48 pós-larvas.

TÉCNICAS DE CULTIVO DE LARVAS DA ESPÉCIE *MACROBRACHIUM ROSENBERGII* (DE MAN, 1879) NO ESTADO DO CEARÁ.

Marcia Sales Forte

1. INTRODUÇÃO

Devido a um grande desenvolvimento nos últimos anos da aquicultura no mundo e uma procura cada vez maior por alimentos alternativos, vem crescendo as técnicas de cultivo de produtos aquáticos de elevado teor nutritivo, protéico e de considerável valor econômico, onde encontramos o camarão, cuja exploração vem despertando grande interesse (FAÇANHA, 1997).

Uma das espécies que vem sendo largamente cultivada nos últimos anos, é o camarão de água doce mais comumente conhecido no Brasil como gigante da Malásia ou pitu havaiano, *Macrobrachium rosenbergii*, cuja denominação "gigante" relaciona-se ao seu porte e à velocidade de crescimento desse crustáceo, que é do seu gênero a maior das espécies (MATIAS, 1986)

O *M. rosenbergii* é natural do Sul e Sudeste asiático, ocorrendo ainda na Oceania e em algumas ilhas do Pacífico Oeste, e é considerado o organismo de água doce mais utilizado para cultivo em todo o mundo (VALENTI, 1987).

Segundo MALECHA (1985) *apud* RODRIGUES *et al.* (1991) existem três raças ou grupos infra-específicos principais dessa espécie:

a) **Grupo Oeste** - De cor azulada, principalmente nos quelípodos, são cultivados comercialmente em todo o mundo e possuem rápido crescimento e boa conversão alimentar.

b) **Grupo da Austrália** - Apresentam listras amarelas ao redor do corpo, tem crescimento lento e baixa conversão alimentar.

c) **Grupo Palau ou das Filipinas** - São coloridos e usados para decoração, apresentam características zootécnicas semelhantes às do grupo anterior.

Os primeiros estudos sobre o *M. rosenbergii* foram realizados em 1959 pelas Organizações das Nações Unidas para Alimentação e Aquicultura (FAO) em convênio com o Instituto de Pesquisas Pesqueiras da Malásia (MENDES, 1986).

Em 1961 foram realizados os estudos técnicos e biológicos do *M. rosenbergii* no que diz respeito à sua reprodução em cativeiro (LING, 1967; LING & COSTELLO, 1976), conseguindo deste modo pela primeira vez, a criação desses camarões desde a fase larval até a fase adulta.

Sua introdução no Brasil ocorreu em 1978, quando cerca de 800 matrizes oriundas do Hawaii foram trazidas pelo Departamento de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco, onde aí se desenvolveram estudos sobre a espécie (VIEIRA, 1991).

A referida espécie possui ainda as seguintes qualidades como um organismo cultivável: crescimento rápido, fácil reprodução em cativeiro, comportamento dócil e carne com boa textura e sabor (LOBÃO & ROJAS, 1986).

As fêmeas do *M. rosenbergii* carregam seus ovos externamente e desenvolvem seu ciclo vital até a eclosão na água doce, sendo a água salobra requerida apenas para o desenvolvimento das larvas, que se realiza num período médio de 35 a 45 dias (CAVALCANTI, 1985).

A maioria das técnicas de criação de larvas utilizadas para o *Macrobrachium* no mundo são derivadas de estudos de Ling e Fujimura (AQUACOP, 1983).

VINATEA (1982) referindo-se ao *M. rosenbergii*, apresenta-o como onívoro e voraz, podendo praticar canibalismo quando não for bem alimentado.

Salienta ainda o mesmo autor, que para crescer, o camarão realiza mudas e a frequência destas depende da qualidade e quantidade de alimentos ingeridos.

Apesar de ser uma espécie exótica das regiões Indo - Pacíficas, teve uma boa adaptação à região Nordeste do Brasil, pois esta oferece boas condições para um cultivo e, dentre as vantagens em cultivar a referida espécie, podemos citar o baixo custo das terras, água em abundância em determinados locais e, temperatura adequada durante o ano todo (IGARASHI, 1995), apresentando assim uma excelente alternativa para pequenos criadores, pois não exige grandes áreas ou mesmo grandes investimentos (MATIAS, 1986).

Neste relatório, são descritas técnicas de cultivo de larvas do gigante da Malásia, desenvolvidas no laboratório de larvicultura de camarão de água doce pertencente ao Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), localizado na rua dos Tabajaras, número 11, praia de Iracema, Fortaleza-Ceará.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho foi desenvolvido no laboratório de larvicultura de camarão de água doce do DNOCS, entre os meses de outubro e dezembro de 1998. O laboratório produz, em sistema aberto ou de “águas claras”, pós-larvas do *Macrobrachium rosenbergii*, gigante da Malásia ou pitu havaiano como é conhecido vulgarmente.

Através das seguintes etapas pode ser resumido o processo de trabalho utilizado desde o início:

- a) Captura de fêmeas ovadas (critério de seleção: cor dos ovos e peso);
- b) Transporte das fêmeas ao laboratório;
- c) Desinfecção (solução de timerosol a 0,02 ppm por 10 min.);
- d) Aclimação;
- e) Transferência para o tanque de eclosão ou maternidade;
- f) Eclosão das larvas;
- g) Estocagem das larvas em tanques de pré-cultivo (até o 3º estágio larval);
- h) Remoção das larvas para tanques de cultivo; (do 4º ao 11º estágio larval);
- i) Pós-larvas.

As fêmeas ovadas do gigante da Malásia foram capturadas nos viveiros de reprodutores do Centro de Pesquisas Ictiológicas “Rodolph von Ihering” DNOCS - Pentecoste - CE, por meio de rede arrasto. Na seleção dessas a coloração dos ovos foi observada, dando a prioridade àquelas que apresentam ovos de coloração marrom escuro, garantindo um avançado desenvolvimento embrionário, conseqüentemente a eclosão dos ovos ocorre num período de 2 a 3 dias.

O peso das fêmeas também foi um outro critério considerado, sendo escolhidas as mais pesadas, ou seja, as que possuíam maior número de ovos aderidos aos seus pleópodos (Figura 1).

As fêmeas foram transportadas ao laboratório por um veículo equipado com um tanque de fibra de vidro e um sistema de aeradores

garantindo assim uma aeração constante. Chegando lá, a desinfecção dos espécimes foi feita mediante a inclusão dos mesmos numa solução de timerosol a 0,02 ppm por 10 minutos. Passado esse tempo, as fêmeas foram transferidas para os tanques de manutenção das matrizes destinados à aclimatação e ao amadurecimento destas. À medida que foram amadurecendo, foram transferidas aos tanques de eclosão ou maternidade (Figura 2).

* Fotos de Jefferson Murici Penafort.



Fig.1: Fêmeas ovadas.



Fig.2: Tanques de eclosão (maternidade).

2.1- Tanques de eclosão

Construídos em alvenaria, formato retangular, área de 1,5 m², profundidade de 1 m, lâmina d'água de 0,80 m. O mesmo é dividido em dois compartimentos (um escuro e outro claro), por tela de abertura de 1 cm. A parte onde as fêmeas ficam deve ser escura, portanto é pintado com tinta epoxi preta, ao contrário da outra parte que é pintada de epoxi branca e abrigará as larvas que migrarão espontaneamente atraídas pela luminosidade (fototaxismo positivo). Essa separação é necessária, pois dessa forma evita-se uma possível predação das larvas pela fêmea. A densidade populacional adequada para os tanques é de no máximo 100 fêmeas ovadas (com uma média de 30 g cada fêmea) por m². Nestas condições, elas devem ficar sem alimento até a completa eclosão dos ovos.

O laboratório possui quatro tanques de eclosão os quais são abastecidos com água variando de 12 a 16 ‰ a salinidade, proveniente da caixa de mistura. Esta consegue acumular cerca de 40.000 litros d'água, sendo um volume quase duas vezes superior à necessidade de água dos tanques de cultivo. Sua água é amplamente oxigenada sendo ainda controlados os parâmetros de salinidade (‰), temperatura (°C) e pH, antes de ser transferida para os tanques de criação de larvas. A água que chega à caixa de mistura é proveniente de duas caixas auxiliares, sendo uma com água doce e outra com água salgada, juntas possuem o mesmo volume da caixa de mistura. As águas são misturadas em tanques - filtro ficando na salinidade desejada, onde então são esterilizadas, passam por uma filtragem mecânica. Logo após esse processo, a água é levada por bombeamento para a caixa de mistura.

Ao nascerem, as larvas foram transferidas por meio de sifonagem para baldes plásticos adaptados lateralmente com uma abertura telada de malha 110µm (Figura 3), a qual possui a finalidade de permitir a retenção das larvas e a drenagem da água. Logo após, fez-se a contagem das mesmas através de amostras volumétricas homogêneas de 250 ml (Figura 4) retiradas do balde e colocadas em recipiente plástico de 1l que após completar o volume com água, iniciou-se o processo de contagem. Pela contagem a quantidade de larvas contidas em cada balde de 10 litros foi estimada. Após realizar esse processo em todos os baldes as larvas passaram por um período de esterilização (15 minutos) com timerosol, em baldes plásticos de 10 litros.



Fig.3: Transferência de larvas por sifonamento.



Fig.4: Amostra volumétrica de 250 ml para o processo de contagem.

2.2- Tanques de pré - cultivo

Estes tanques são de alvenaria com forma circular, equipado com sistema de aeração e drenagem (Figura 5). O sistema de abastecimento é feito de forma independente sendo uma entrada de água salobra proveniente da caixa de mistura cuja salinidade é mantida em torno de 12 a 16‰ e água doce proveniente de poço. Internamente são pintados com tinta epoxi preta. A forma e a cor evita que as larvas se acumulem nos cantos e se depositem no fundo, nadando sempre na superfície devido a claridade, pois como já foi dito anteriormente, elas têm fototropismo positivo.

O tanque de pré - cultivo é utilizado para receber larvas nos 10 primeiros dias após a eclosão, e sua capacidade é de 300 a 700 larvas por litro. Após o 10º dia onde as larvas estão no terceiro estágio larval, são transferidas para os tanques de cultivo (Figura 6).



Fig.5: Vista superior dos tanques de pré-cultivo



Fig.6: Vista superior dos tanques de cultivo.

2.3- Tanques de cultivo

Possuem formato retangular com 6 m² de área cada, sua capacidade é de aproximadamente 3.600 litros, são pintados interiormente com tinta epoxi preta, possui um sistema de aeração e drenagem eficientes e o

sistema de abastecimento é feito de forma independente com água proveniente de caixa de mistura (salinidade 12 a 16‰).

A lâmina d'água é sempre mantida a 0,60 metros e a renovação da água nesses tanques é feita diariamente no período da manhã, trocando cerca de 20 a 70% do volume, dependendo da qualidade da água. As larvas permanecem nestes tanques até alcançarem o estágio de pós - larvas. A densidade de estocagem é de aproximadamente 30 larvas/litro, mas permite-se uma estocagem de até 100 larvas/litro.

2.4- Alimentação das larvas

As larvas foram alimentadas exclusivamente até o 3º estágio com náuplios da *Artemia* sp., sendo administrada duas vezes ao dia (às 8:00 e 16:30h). Os cistos de *Artemia* sp. foram pesados, descapsulados e colocados em incubadoras cônicas de 60 litros durante 24 horas, com aeração constante para hidratação e eclosão.

Para realizar o processo de descapsulação, os cistos foram colocados em bacias plásticas através de puçás (abertura da malha de 76 µm) nas quais foi colocada 500 ml de solução descapsuladora (250 ml de hipoclorito de sódio, 250 ml de água doce e 12,5 g de carbonato de sódio ou cálcio) - (Figura 7). Recomenda-se colocar também pedras de gelo para que se evite o aumento da temperatura causado pela reação exotérmica da solução descapsuladora. Após 5 a 15 minutos (dependendo da temperatura), quando a coloração da suspensão tiver passado do marrom para o cinza e finalmente para o laranja, os cistos devem ser lavados com solução de tiosulfato de sódio (1 litro de água doce mais 0,5 g de tiosulfato P.A.), colocando-os em seguida nas incubadoras contendo água salobra (12 a 16‰) (Figura 8).



Fig.7: Descapsulação de cistos de *Artemia*.



Fig.8: Incubadoras dos cistos de *Artemia*.

A partir do 4º estágio foi incluído também na dieta das larvas (além de náuplios de *Artemia* sp.) um preparado alimentar inerte, chamado de COMA (este nome não tem nenhuma especificação, podendo variar de uma larvicultura para outra). Possui ingredientes que variam de um laboratório para outro. O preparado no laboratório do DNOCS tem os seguintes ingredientes: 8 ovos inteiros, 2 colheres (tipo sopa) de leite em pó, 200 g de peixe (filé de Merlusa ou Bonito), 1 colher de emulsão de Scott, 7 g de Vionate-L (suplemento vitamínico - mineral para eqüinos), 0,04 g de ácido ascórbico, 1 cápsula de lecitina de soja e uma cápsula de óleo ômega - 3 (Figura 9), sendo estes dois últimos suplementos alimentares ricos em ácidos graxos insaturados. Mistura-se os ingredientes e os põem em banho maria por 20 minutos, obtendo-se então um concentrado cremoso que é conservado em refrigerador por um período máximo de dois dias. O COMA quando administrado (4 vezes ao dia), é triturado em peneiras (usando-se jatos d'água), cuja abertura de malha varia de 0,50 a 1,00 mm. A quantidade inicial do alimento suplementar inerte foi de 80 g diários por tanque de cultivo, e essa quantidade aumentou à medida que os organismos se desenvolveram.



Fig.9: Preparado alimentar (COMA) e seus ingredientes.

Até o 6º estágio larval o COMA foi triturado em peneiras de malha 0,50 mm de abertura. A partir desse estágio até pós-larva, a abertura da malha é de 1 mm. Diariamente pela manhã, os restos alimentares depositados no fundo dos tanques de cultivo foram removidos pelo processo de sifonagem e também critérios visuais foram utilizados para que não houvesse excedente ou sobra dentro dos tanques.

2.5- Análises Físico - Química

Para cada tanque de cultivo, observa-se pelo menos uma vez ao dia as variações existentes na água através do monitoramento dos parâmetros físico-químicos, sendo utilizado termômetro para controle da temperatura, refratômetro da marca Bio Marine (escala de 0 a 160‰) para a determinação da salinidade e potenciômetro (Micronal modelo B 375) para determinação do pH.

Analisa-se os compostos nitrogenados uma vez ao dia utilizando a metodologia a seguir:

Nitrito - É analisado com solução de alfa - naftilamina (1 litro de ácido acético com 5 g de alfa - naftilamina P.A. Laboratório MERCK) e solução de ácido sulfúrico (P.A. 96%). Para cada 100 ml de amostra colocada no tubo de Nessler, é adicionado 2 ml de cada reagente. Faz-se então a leitura em

aproximadamente em minutos, e logo a seguir a comparação de cores utilizando padrões que indicam as concentrações de 0,0 (incolor) a > 3,0 (vermelho escuro).

Nitrato - As análises são feitas com solução sulfúrica de difenilamina (200 ml de ácido sulfúrico com 1 g de difenilamina - Laboratório REAGEN). Para cada 5 ml da amostra, colocados em cápsulas de Nessler, adiciona-se 15 gotas do reagente. A leitura colorimétrica - quantitativa é feita em aproximadamente dois minutos, logo após faz-se a comparação com padrão de cores que vai desde incolor (indicativo de ausência) até o azul escuro (presença acentuada).

Nitrogênio Amoniacal - Utiliza-se um processo conhecido por Nesslerização com leitura colorimétrica - quantitativa. Para cada 5 ml da amostra a ser analisada, colocada no tubo de Nessler, adiciona-se 3 gotas do reagente de Nessler (160 g de NaOH mais 100 g de Hgl mais 70 g de KI para 1 litro de solução). A leitura é feita após dois minutos, logo após se faz a comparação com um padrão de cores que indica as concentrações de 0,0 (incolor) a > 0,5 (marrom avermelhado).

2.6- Desenvolvimento larval

O acompanhamento do desenvolvimento larval foi realizado no laboratório de análises com auxílio de microscópio (Olympus CBA-Japan) em dias alternados, três vezes por semana, coletando em um béquer de 100 ml a quantidade de sete larvas por tanque. As larvas foram analisadas individualmente observando principalmente as características morfológicas para identificar o estágio larval predominante em cada amostra. Através do Quadro I tem-se a sinopse do desenvolvimento larval:

QUADRO I - Sinopse do desenvolvimento larval

Está- gios Zoea	Comp. Médio (mm)	Características	Dura- ção (dias)
I	1,92	Olhos grandes e sésseis, telso triangular, contendo sete pares de espinhos.	1 - 2
II	1,99	Olhos pedunculados, telso triangular, contendo oito pares de espinhos.	2 - 3
III	2,14	Urópodos presente exopodito com seis espinhos, endopodito exposto.	3 - 5
IV	2,50	Dois espinhos epigásticos atrás da base do rostro, ambos com 2 - 3 dentes na margem frontal, telso ablongo e quase retangular, contendo seis pares de espinhos. Urópodos com espinhos.	5 - 9
V	2,84	Telso com margem posterior mais estreita que a base. Número de espinhos nos urópodos.	9 - 12
VI	3,75	Telso mais estreito na parte terminal. Pleópodos começam a brotar.	12 - 18
VII	4,06	Pleópodos birramosos e nus (sem cerdas).	15 - 20
VIII	4,68	Pleópodos mais desenvolvidos, com cerdas.	18 - 22
IX	6,07	Pleópodos com cerdas no endopodito.	22 - 25
X	7,05	Rostro com 3 - 4 dentes dorsais.	25 - 34
XI	7,73	Rostro com dentes em toda sua margem dorsal. Urópodos mais desenvolvido que o telso.	28 - 37
PL	7,69	Pós-larva. Rostro com dentes nas margens dorsal e ventral. Apresenta características de um adulto.	33 - 43

Fonte: Anuenue Fisheries Research Center (HI), *apud* CAVALCANTI, 1986.

2.7- Cálculo da taxa de sobrevivência das pós - larvas

Para realizar o cálculo da taxa de sobrevivência das larvas e pós - larvas, segundo metodologia de SANTOS (1978) utilizou-se a seguinte fórmula:

$$TS\% = Nf \times \frac{100}{Ni}$$

onde: TS% = taxa de sobrevivência,
Nf = número de pós-larvas e,
Ni = número inicial de larvas.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com os dados obtidos durante o período do estágio, pode-se afirmar que os resultados do cultivo realizado foram satisfatórios.

A taxa de sobrevivência ficou em média de 49%. Segundo CAVALCANTI (1986), escrevendo sobre cultivos de larvas do camarão da Malásia em laboratórios que operam em escala comercial, ele afirmou ser normal obter taxas de sobrevivência entre 40 e 60%. O DNOCS já registrou em sua larvicultura taxas de sobrevivência que variaram de 8 a 90%.

A densidade média de estocagem dos tanques de cultivo ficou em torno de 60 larvas/litro. SICK & BEATY (1974) *apud* IGARASHI (1995), afirmaram que para um bom desenvolvimento e boa taxa de sobrevivência, a estocagem ideal seria a de 40 larvas/litro e, que nessa mesma taxa de estocagem espera-se chegar a 65% de sobrevivência.

Referindo-se à temperatura adequada para o cultivo de larvas do *M. rosenbergii*, VALENTI (1987) afirma que esta deve ser estável e manter-se entre 24 e 31°C, e a faixa ideal está entre 28 e 31°C, portanto a temperatura média dos tanques de cultivo durante o período do estágio estava entre a faixa ideal, 28°C (Tabela 1 e 2).

Segundo NEW (1990), as temperaturas abaixo de 14°C e acima de 35°C geralmente podem afetar os camarões tornando letal. COLLIER (1993), afirma que a temperatura ideal para o cultivo da referida espécie é de 27 a 31°C e, que influencia diretamente nos fatores fisiológicos ligados ao crescimento (ecdise), alimentação e metabolismo larval. No período do estágio foi observado que devido ao termostato utilizado em um dos tanques, a temperatura estava 3°C a mais que os outros, pois nem todos os tanques o possuíam. Assim, o desenvolvimento larval das larvas que estavam nesse tanque foi mais rápido que nos demais por causa da alta temperatura (29 a 30°C).

A salinidade variou de 12,8 à 14,5‰ (Tabela 1 e 2) e a média em torno de 13,6‰, mantendo-se dentro dos padrões exigidos. De acordo com COLLIER (1993), a salinidade pode variar de 12 a 16‰, observando que em cultivo, a diferença não deve ser maior que 2‰ de salinidade.

Para os valores de pH, estes mantiveram-se constantes em 8,2 (Tabela 1 e 2). Para as larvas do *M. rosenbergii*, os efeitos do pH interferindo no crescimento são observados quando está na faixa de 6,38 a 7,6 (ARMSTRONG *et al.*, 1978). Segundo DANIELS (1992) *apud* IGARASHI, (1995), os valores ideais devem situar-se entre 7,60 e 8,34.

Em relação a concentração de amônia, os resultados variaram de 0,02 a 0,06 mg/l e, para o nitrito de 0,02 a 0,09 (Tabela 5 e 6), mantendo-se então, dentro dos padrões normais, ou seja, abaixo de 0,2 mg/l para amônia e, 0,1 mg/l para o nitrito.

De acordo com NEW (1990), é recomendado para a água dos tanques de cultivo do *M. rosenbergii*, concentrações de nitrito de no máximo 0,1 mg/l. A toxicidade da amônia varia conforme os parâmetros físicos da água e, em concentrações acima de 0,2 mg/l podem causar “stress” e concentrações maiores que 1,0 mg/l causam mortalidade em larvas nos cultivos (COLLIER, *op.cit.*). As análises de nitrato foram apenas qualitativas feitas através de observações visuais -Traços Leves ou Ausentes (Tabela 5 e 6).

Na alimentação, a quantidade de cisto de *Artemia* sp. gasto para cada mil pós-larvas produzidas, ficou em média de 20,40 g e, a quantidade de alimento suplementar (COMA) gasto durante todo o tempo de cultivo para também produzir a mesma quantidade de pós-larvas (cada milheiro), baseado na média dos quatro tanques de cultivo utilizados, ficou em torno de 190 g. Vale ressaltar que as quantidades de *Artemia* sp. e COMA variaram conforme o desenvolvimento das larvas.

Quando mais de 50% das larvas apresentavam-se no décimo primeiro estágio e, muitas já tinham passado a pós-larvas, foi necessária a introdução de outros substratos como tela de plástico e pedaços de borracha,

pois estes aumentam a superfície de fixação, reduzindo o canibalismo. Quando quase 100% das larvas sofrem a metamorfose, baixa-se gradativamente a salinidade do tanque, adicionando-se água doce e essa ficando em torno de 2 a 3‰.

Tabela 1- Parâmetros físico-químicos dos tanques de pré-cultivo de larvas do *M. rosenbergii*

Dias	Parâmetros observados nos tanques de pré-cultivo											
	P1			P2			P3			P4		
	T°C	S‰	pH	T°C	S‰	pH	T°C	S‰	pH	T°C	S‰	pH
1°	27,0	13,1	8,2	28,1	13,1	8,2	27,9	13,2	8,2	26,4	13,0	8,2
2°	26,4	13,0	8,2	27,2	13,3	8,2	27,4	13,0	8,2	26,7	13,2	8,2
3°	27,0	13,4	8,2	27,4	13,4	8,2	26,4	13,0	8,2	27,9	13,4	8,2
4°	27,6	13,0	8,2	26,0	13,0	8,2	26,9	13,6	8,2	27,1	13,3	8,2

Tabela 2- Parâmetros físico-químicos dos tanques de cultivo de larvas e pós-larvas do *M. rosenbergii*.

S	Parâmetros observados nos tanques de cultivo											
	C1			C2			C3			C4		
	T°C	S‰	pH	T°C	S‰	pH	T°C	S‰	pH	T°C	S‰	pH
1 ^a	27,8	13,2	8,2	26,5	13,1	8,2	26,8	12,8	8,2	26,8	13,7	8,2
2 ^a	27,8	13,7	8,2	28,2	13,8	8,2	28,0	14,3	8,2	28,0	13,0	8,2
3 ^a	27,9	13,2	8,2	28,5	13,6	8,2	27,2	13,8	8,2	27,6	13,5	8,2
4 ^a	28,0	14,2	8,2	28,6	13,2	8,2	28,1	13,2	8,2	27,9	12,7	8,2
5 ^a	28,2	13,6	8,2	28,7	14,5	8,2	27,9	14,3	8,2	28,6	12,9	8,2

S= Semanas de cultivo

Tabela 3- Resultados obtidos em pré-cultivos de larvas do *M. rosenbergii*.

Especificação	Tanques de pré-cultivo			
	P1	P2	P3	P4
Total estocado	250.320	180.800	219.360	262.600
Densidade (larvas/litro)	313	226	274	322
Total de larvas transferidas	239.240	171.200	204.400	256.560
Sobrevivência (S%)	95,57	94,69	93,18	97,69
Total de <i>Artemia</i> administrado (g)	20	15	17	22
Tempo de cultivo (dias)	4	4	4	4

Tabela 4- Resultados obtidos nos tanques de cultivos de larvas do *M. rosenbergii*

Especificação	Tanques de cultivo			
	C1	C2	C3	C4
Total estocado	239.240	171.200	204.400	256.560
Densidade (larvas/litro)	66	47	57	71
Sobrevivência (S%)	42,1	51,8	56,3	46,9
Total de <i>Artemia</i> administrado (g)	444	420	456	492
Alimento suplementar inerte (g)	11.840	11.200	12.160	13.120
Tempo de cultivo (dias)	37	35	38	41

Obs.: *Artemia* sp. - média de 12 g/dia
 COMA - 80 g x 4 x número de dias.

Tabela 5- Análises dos compostos nitrogenados dos tanques de pré-cultivo de larvas do *M. rosenbergii*

Dias	Parâmetros por tanque de pré-cultivo											
	P1			P2			P3			P4		
	NH ₄	NO ₂	NO ₃	NH ₄	NO ₂	NO ₃	NH ₄	NO ₂	NO ₃	NH ₄	NO ₂	NO ₃
1 ^o	0,02	0,02	T.L.	0,03	0,02	T.L.	0,02	0,03	T.L.	0,02	0,02	T.L.
2 ^o	0,03	0,04	T.L.	0,02	0,02	T.L.	0,02	0,04	T.L.	0,03	0,02	T.L.
3 ^o	0,04	0,04	T.L.	0,04	0,03	T.L.	0,03	0,03	T.L.	0,04	0,03	T.L.
4 ^o	0,03	0,04	T.L.	0,04	0,03	T.L.	0,04	0,03	T.L.	0,04	0,04	T.L.

Tabela 6- Análises dos compostos nitrogenados dos tanques de cultivo de larvas do *M. rosenbergii*.

S	Parâmetros por tanque de cultivo											
	C1			C2			C3			C4		
	NH ₄	NO ₂	NO ₃	NH ₄	NO ₂	NO ₃	NH ₄	NO ₂	NO ₃	NH ₄	NO ₂	NO ₃
1 ^a	0,02	0,05	T.L.	0,03	0,04	T.L.	0,04	0,05	A.	0,06	0,04	T.L.
2 ^a	0,03	0,04	T.L.	0,02	0,05	A.	0,03	0,03	T.L.	0,04	0,05	T.L.
3 ^a	0,02	0,06	T.L.	0,04	0,06	A.	0,05	0,05	A.	0,03	0,07	T.L.
4 ^a	0,03	0,08	A.	0,03	0,07	A.	0,03	0,09	A.	0,06	0,08	T.L.
5 ^a	0,02	0,03	T.L.	0,04	0,09	A.	0,04	0,07	A.	0,02	0,03	T.L.

S= Semanas de cultivo

T.L.= Traços Leves

A.= Ausentes

4. CONCLUSÕES

A partir dos dados obtidos e apresentados neste relatório, observa-se que o cultivo realizado no período do estágio pôde ser considerado satisfatório, pois a taxa média de sobrevivência avaliada para os tanques de cultivo ficou em torno de 49,00%.

Diminuindo a taxa de estocagem de 60 larvas/litro para 40 larvas/litro como foi sugerido anteriormente nas discussões, os níveis de sobrevivência melhorariam. Embora vale ressaltar que, a taxa de sobrevivência encontrada durante o período do estágio está de acordo com a taxa média de sobrevivência do laboratório.

Após o vigésimo nono dia de cultivo as primeiras pós-larvas apareceram, o que significou ser muito bom, pois o período larval até pós-larva pode ser atingido de 20 a 45 dias, dependendo das condições físico-químicas, aeração e alimentação.

Os parâmetros físico-químicos mantiveram-se em valores apropriados para um cultivo e, o uso de aquecedores como os termostatos foi bastante útil na estabilização da temperatura e no desenvolvimento das larvas em alguns tanques, pois como já foi dito nas discussões nem todos os tanques possuíam um termostato por motivo de segurança.

Para aumentar o nível de produção do laboratório, seria recomendado a instalação de filtros biológicos sofisticados para economizar e melhorar a qualidade da água, já que o sistema utilizado é o aberto e portanto a perda de água nesse mesmo sistema é bastante significativa. Apesar de ter sido feito um experimento em dois tanques com filtros biológicos com conchas de moluscos, nada pode ser concluído relacionado a esse experimento, pois o mesmo ainda estava em andamento.

Outra forma de aumentar a produção seria a de colocar as larvas diretamente após a eclosão nos tanques de cultivo, pois assim não haveria perdas por pré-cultivo, apesar de que dessa forma haveria um incremento

muito grande nos custos com alimentação, sendo esse um outro fator que ainda gera grandes problemas nas larviculturas.

Portanto, é importante que sejam estudadas novas técnicas e fórmulas de alimentação mais barata e eficiente nos cultivos de larvas do camarão de água doce *M. rosenbergii*, para que assim haja melhorias nessa área e, possa então, contribuir para aqueles que desejam realizar um cultivo dessa espécie.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

01. AQUACOP: Intensive larval rearing in clear water of *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, Avenue Stock) at the Center Oceanologique du Pacifique, Tahiti. In: MCVEY, J.P. (Ed.), CRC Handbook of Mariculture Crustacean Aquaculture, Florida, V.1, p.179-187, 1983.
02. ARMSTRONG, D. A., CHIPPENDALE, D., KNIGHT, A. W., COLT, J. Interaction of ionized and unionized on short-term survival and growth of prawn larvae, *Macrobrachium rosenbergii*. Biol. Bull. p. 15 - 31, 1978.
03. CAVALCANTI, L. B., CORREIA, E. S., CORDEIRO, E. A. Cultivo de Camarões de Água Doce. Instruções Técnicas do IPA, 2ª edição, Recife: IPA, 6p. 1985.
04. CAVALCANTI, L. B., CORREIA, E. S. & CORDEIRO, E. A. Camarão: Manual do Cultivo do *Macrobrachium rosenbergii* (pitu havaiano - gigante da Malásia), Recife (PE), AQUACONSULT, 143p. 1986.
05. COLLIER, E. F. Estudo da larvicultura comercial do camarão *Macrobrachium rosenbergii* (De Man). Anais do IV Simpósio Brasileiro sobre Cultivo de Camarão e I Congresso Brasileiro de Aquicultura. João Pessoa (PB). p.699 - 715, 1993.
06. FAÇANHA, S. C., ABREU, V. L. B., PINHEIRO, S. M. X. Algumas informações sobre o cultivo do camarão da Malásia, *Macrobrachium rosenbergii*. Fortaleza: DNOCS/DIPIS/Laboratório de Larvicultura de Camarão, 12p. 1997.

07. IGARASHI, M. A. Estudo sobre o cultivo de *Macrobrachium rosenbergii*. Fortaleza: Edições SEBRAE, 55p. 1995.
08. LING, SW. The general biology and development of *Macrobrachium rosenbergii* (De Man). FAO, UNDP BANKOK, Thailand, 1967.
09. LING, SW. & COSTELLO, T. J. Review of a freshwater prawn. FAO TECH. Conf. Aquaculture, Kioto, Japan, R. P. 29, 1976.
10. LOBÃO, V. L. e ROJAS, N. E. T. Camarão de Água Doce: da Coleta ao Cultivo e à Comercialização. 2ª Icone, São Paulo, 100p. 1986.
11. MATIAS, I. Aqui, curral é tanque d'água e boi é camarão. São Paulo: Revista Globo Rural, Ano 1, Nº 7, Editora Globo, Abril, 1986.
12. MENDES, G. N. Manual Básico Sobre Biologia e Cultivo do Camarão da Malásia, *Macrobrachium rosenbergii*. Recife, Fundação das Casas das Crianças, 46p., 1986.
13. NEW, M. B. Freshwater prawn culture: a review. Aquaculture, Amsterdam, v.88, p.99 - 143, 1990.
14. RODRIGUES, J. B. R. *et al.* Manual de Cultivo do Camarão de Água Doce *Macrobrachium rosenbergii* na Região Sul do Brasil. Florianópolis: UFSC, 76p. 1991.
15. SANTOS, E. Dinâmica de populações aplicada à pesca e a piscicultura. São Paulo, Hucitec, 129p. 1978.

16. VALENTI, W.C. Cultivo de Camarão de Água Doce. São Paulo, Nobel
2ª edição. 82p. 1987.
17. VIEIRA, M. I. Camarão Gigante da Malásia: Reprodução, Criação, Engorda
e Comercialização. 5ª edição, São Paulo - SP, 120p. 1991.
18. VINATEA, J. E. Acuicultura Continental. Lima, Libreria Studium, 165p. 1982