



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

**ACOMPANHAMENTO DO DESENVOLVIMENTO
LARVAL DO CAMARÃO CANELA, *Macrobrachium amazonicum*
REALIZADO NO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA
DO DEPARTAMENTO NACIONAL DE OBRAS CONTRA AS SECAS**

LEILANE IASKA FERREIRA ESMERALDO

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

**FORTALEZA - CEARÁ - BRASIL
NOVEMBRO DE 2004**

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)

E1a Esmeraldo, Leilane Iaska Ferreira.
Acompanhamento do desenvolvimento larval do camarão canela, *Macrobrachium amazonicum* realizado no centro de pesquisas em carcinicultura do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas / Leilane Iaska Ferreira Esmeraldo. – 2004.
27 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Agronomia, Fortaleza, 2004.
Orientação: Prof. Dr. Wladimir Ronald Lobo Farias.

1. Camarões. 2. Aquicultura. I. Título.

CDD

COMISSÃO EXAMINADORA:

Wladimir Ronald Lobo Farias
Orientador/Presidente

Francisco Hiran Farias Costa
Membro

Rossi Lelis Muniz Souza
Membro

Orientador Técnico:

Marcelo José da Ascensão F. Vieira
CPC - DNOCS

VISTO:

(Nome)
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca

(Nome)
Coordenador do Curso de Engenharia de Pesca

AGRADECIMENTOS

Aos meus saudosos e inesquecíveis pais, com gratidão e amor.

Aos meus irmãos por toda força, união e amizade.

Ao meu grande companheiro Maxsuel Nogueira, por todo apoio, carinho e amor.

Aos meus amigos que de alguma forma estiveram ao meu lado.

A todos os professores e funcionários do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará, em especial a professora Silvana Saker.

Ao meu orientador, professor Wladimir Ronald Lobo Farias, exemplo de profissionalismo e dedicação à educação e a ciência. Minha eterna gratidão.

Ao meu orientador técnico Marcelo José da Ascensão F. Vieira, por toda a sua dedicação e paciência, e por ter compartilhado de forma tão generosa, um pouco de seus conhecimentos.

Aos engenheiros de pesca do Centro de Pesquisas em Carcinicultura do DNOCS, pela oportunidade a que me foi dada, e a todos os funcionários que me ajudaram na realização desse trabalho.

SUMÁRIO	página
AGRADECIMENTOS	iii
SUMÁRIO	iv
LISTA DE FIGURAS	v
LISTA DE TABELAS	vi
1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS	4
3. CARACTERIZAÇÃO DO LABORATÓRIO	5
3.1 Sala de maturação	5
3.2 Sala de desova	6
3.3 Área de desenvolvimento larval	6
3.4 Sala de produção de artemia	7
3.5 Sistema de aeração	8
4. CARACTERIZAÇÃO GERAL DA ESPÉCIE	9
5. ATIVIDADES REALIZADAS NO LABORATÓRIO	10
5.1 Lavagem e desinfecção dos tanques	10
5.2 Aclimação e povoamento	10
5.3 Alimentação das larvas	11
5.4 Análises dos parâmetros físico-químicos	14
5.5 Sifonamento e troca de água dos tanques	15
5.6 Observação visual dos estágios larvais	16
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	22
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	23

LISTA DE FIGURAS

	página
Figura 1 – Tanques de maturação	5
Figura 2 – Tanques de desova	6
Figura 3 – Área de desenvolvimento larval	7
Figura 4 – Sala de produção de artemia	7
Figura 5a – Sistema de aeração dos tanques circulares	8
Figura 5b - Sistema de aeração dos tanques retangulares	9
Figura 6 – Macho e fêmea de <i>M. amazonicum</i>	10
Figura 7 – Tabela de cores do teste colorimétrico	14
Figura 8 – Sifonamento do tanque de maturação	16
Figura 9 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia I	17
Figura 10 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia II	17
Figura 11 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia III	18
Figura 12 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia IV	18
Figura 13 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia V	19
Figura 14 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia VI	19
Figura 15 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia VI I	20
Figura 16 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia VI II	20
Figura 17 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia IX	20
Figura 18 – Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia X	21
Figura 19 - Larva do <i>Macrobrachium</i> no estágio de zoéia XI	21

LISTA DE TABELAS

	página
Tabela 1. Formulação de ração denominada "coma", utilizada para alimentar as larvas	13
Tabela 2. Quantidades diárias de alimentos fornecidos para as Larvas de <i>Macrobrachium amazonicum</i>	13
Tabela 3. Variação dos parâmetros físico-químicos observados durante a larvicultura do <i>M. amazonicum</i>	15

RESUMO

Este relatório de estágio supervisionado descreve as atividades realizadas no Centro de Pesquisas em Carcinicultura do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas DNOCS, localizado na cidade de Fortaleza – CE, onde foi acompanhado o desenvolvimento larval do camarão de água doce da espécie *Macrobrachium amazonicum*. O estágio foi parte integrante da disciplina Trabalho Supervisionado do curso de graduação em Engenharia de Pesca, referente à área de aquicultura e foi realizado durante o período de março a maio de 2004.

Neste trabalho foram descritos alguns detalhes da estrutura física do laboratório e o manejo do cultivo de forma bastante detalhada desde a lavagem e desinfecção dos tanques até a observação visual dos estágios larvais que vai desde a eclosão até o estágio larval zoéia XI.

**ACOMPANHAMENTO DO DESENVOLVIMENTO LARVAL DO
CAMARÃO CANELA, *Macrobrachium amazonicum*, REALIZADO
NO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA - DNOCS -
CEARÁ**

LEILANE IASKA FERREIRA ESMERALDO

1.INTRODUÇÃO

Nos últimos anos, a prática das atividades pesqueiras vem sendo efetuada de forma desordenada. A pesca predatória contribui para a redução e provável extinção dos estoques naturais. Outros fatores como a poluição e a destruição dos ecossistemas costeiros, também vem colaborando para esse processo. Assim, a aquicultura é uma grande alternativa para o abastecimento do mercado de pescado. Além disso, contribui muito para a manutenção das populações naturais de peixes, crustáceos e moluscos (MORAES-RIODADES et al, 1999).

A carcinicultura de água doce iniciou-se no Brasil em meados da década de 80, com a distribuição de pós-larvas de *Macrobrachium rosenbergii*. Esta espécie é popularmente conhecida como gigante da Malásia e é muito cultivada em várias regiões do Brasil (MORAES-RIODADES et al, 1999).

O cultivo de camarão de água doce tem-se incrementado no mundo inteiro durante os últimos anos, possuindo uma maior produção na região asiática. Na América esta produção é mais reduzida, porém, nos últimos 10 anos, ocorreu um maior interesse de investimento nesta atividade, devido a facilidade e rusticidade de seu cultivo, quando comparada ao cultivo de espécies aquáticas cultiváveis (VINATEA, 2004).

De acordo com Moraes-Riodades (1999 apud VALENTI, 1998), a *carcinicultura de água doce é uma atividade que pode ser realizada em empreendimentos de pequeno, médio e grande porte.*

A fase de larvicultura pode desenvolver-se em grandes laboratórios com tecnologia sofisticada ou em sistemas muito simples.

A fase de engorda pode ser realizada com diferentes níveis de tecnologia, variando de acordo com as condições do local escolhido e capital disponível para investir. Tanto os sistemas simples como os mais sofisticados podem ser viáveis economicamente.

Segundo Valenti (2003), o cultivo de camarão de água doce é um dos setores que mais cresce no mundo. Apesar das estatísticas de produção serem difíceis de ser obtidas, já que esses crustáceos geralmente são produzidos por pequenos produtores rurais e tem consumo local. Estima-se que na virada do milênio a produção ultrapassou 200.000 toneladas, movimentando mais de U\$s 1 bilhão. Isso corresponde a cerca de 20% do volume total produzido pelo setor de camarões marinhos, sendo que, historicamente, esse percentual sempre foi ao redor de 5%.

No Brasil, a produção na última década oscilou ao redor de 500t anuais (FAO 2002). Segundo o Grupo de Trabalho em Camarões de Água Doce – GTCAD (2004), formado por representantes do setor produtivo, de órgãos do governo, instituições de fomento e representantes da comunidade científica, estimou a produção em cerca de 200t no ano de 2001.

As espécies de maior porte, especificamente do gênero *Macrobrachium*, são de maior interesse comercial, nesse sentido muitos estudos tem sido feitos com estes crustáceos, sendo a espécie *Macrobrachium rosenbergii* a mais difundida em cultivo e com uma tecnologia de produção já definida. Além dessa espécie, já se conhece técnicas, para a larvicultura das espécies *M. americanus*, *M. acanthurus* e *M. amazonicum*, no entanto, muitas pesquisas ainda devem ser realizadas para o completo domínio dessa tecnologia (VINATEA, 2004).

O gênero *Macrobrachium*, apresenta ampla distribuição geográfica, ocorrendo nas regiões tropicais e subtropicais de todo o mundo, sendo

objeto de exploração comercial em vários países. No Brasil, está representado por mais de 12 espécies, ocorrendo em todas as grandes bacias hidrográficas (SANTOS, 1999 apud VALENTI, 1985).

O camarão de água doce *Macrobrachium amazonicum* é natural das regiões Norte e Nordeste do Brasil, sendo conhecido também por camarão canela ou camarão sossego. Seu corpo normalmente é incolor ou castanho claro (VALENTI, 1987). É uma espécie da família palaemonidae mais comumente encontrada no Brasil (SILVA et al, 2002 apud CHAVES e MAGALHÃES, 1993).

Em 1939, esta espécie foi introduzida pelo Departamento Nacional de Obras Contra as Secas – DNOCS, em grandes açudes públicos do Nordeste do Brasil para servir de alimento para peixes carnívoros e como recurso pesqueiro para as populações locais (SILVA et al, 2002).

No Nordeste brasileiro tem sido largamente comercializado, ocupando lugar de destaque na produção pesqueira fluvial de várias cidades.

É, dentre as espécies nativas, a de mais fácil reprodução e desenvolvimento em cativeiro, possuindo grande rusticidade (VALENTI, 1987).

Devido ao rápido crescimento e fácil manutenção em cativeiro, este camarão tem despertado um grande interesse para o cultivo comercial (SILVA et al, 2002). A tecnologia para a produção está em fase de desenvolvimento e deve ter maiores incentivos (MORAES-RIODADES et al, 1999).

Por esse motivo se faz necessário um melhor conhecimento das tecnologias aplicadas ao cultivo dessa espécie por aqueles que irão compartilhar da mesma.

3. CARACTERIZAÇÃO DO LABORATÓRIO

O Centro de Pesquisas em Carcinicultura – DNOCS, localiza-se na Praia de Iracema, na cidade de Fortaleza Ceará e está dividido nos seguintes setores:

3.1 Sala de Maturação

Este setor possui uma sala totalmente fechada, contendo cinco tanques circulares (Figura 1), com diâmetro de 2,35m, altura 0,75m e volume de $3,27\text{m}^3$, possuindo um sistema de aeração constante e um rígido controle de luminosidade, utilizando duas lâmpadas fluorescentes de 40W para cada tanque, as quais eram ligadas às 6 horas e desligadas às 18 horas, diariamente, correspondendo a um fotoperíodo de 12 horas de claro e 12 horas de escuro. Este setor era utilizado para proporcionar condições favoráveis as fêmeas para induzi-las a maturação.

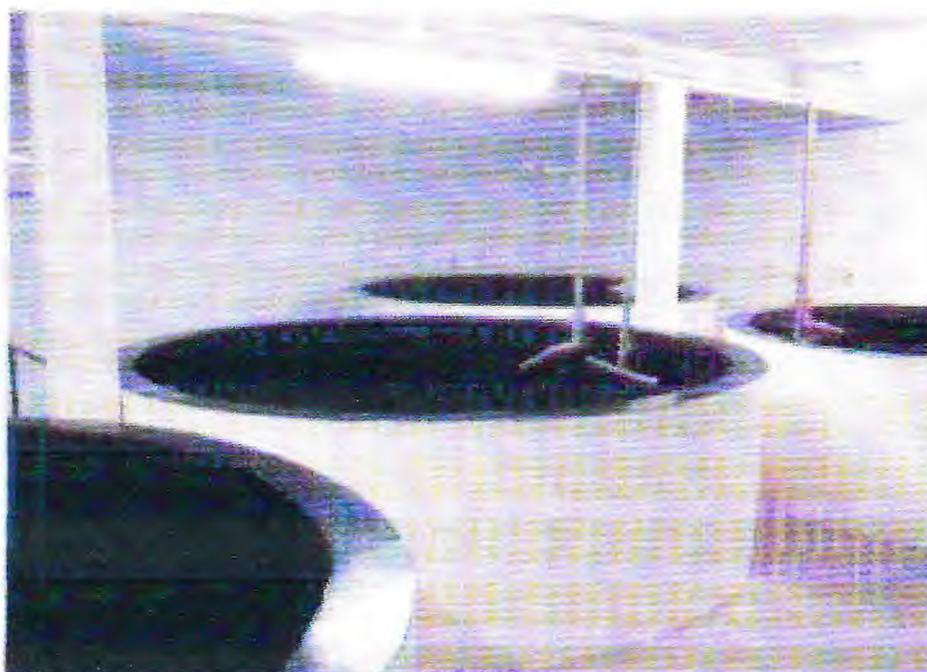


FIGURA 1 – Tanques de maturação

3.2 Sala de Desova

Este setor possui dois tanques circulares (Figura 2), com 1,86m de diâmetro, 0,75m de altura e volume de 2,03m³. Além disso, possui três incubadoras com capacidade para 250L. É também, um ambiente totalmente fechado com temperaturas que variavam em torno de 32°C, possuindo um sistema de aeração constante que será descrito posteriormente, e um rígido controle de luminosidade fornecido por duas lâmpadas fluorescentes de 40W e com foto período de 12 horas de claro e 12 horas de escuro. As fêmeas fertilizadas foram estocadas nos tanques circulares até a desova.

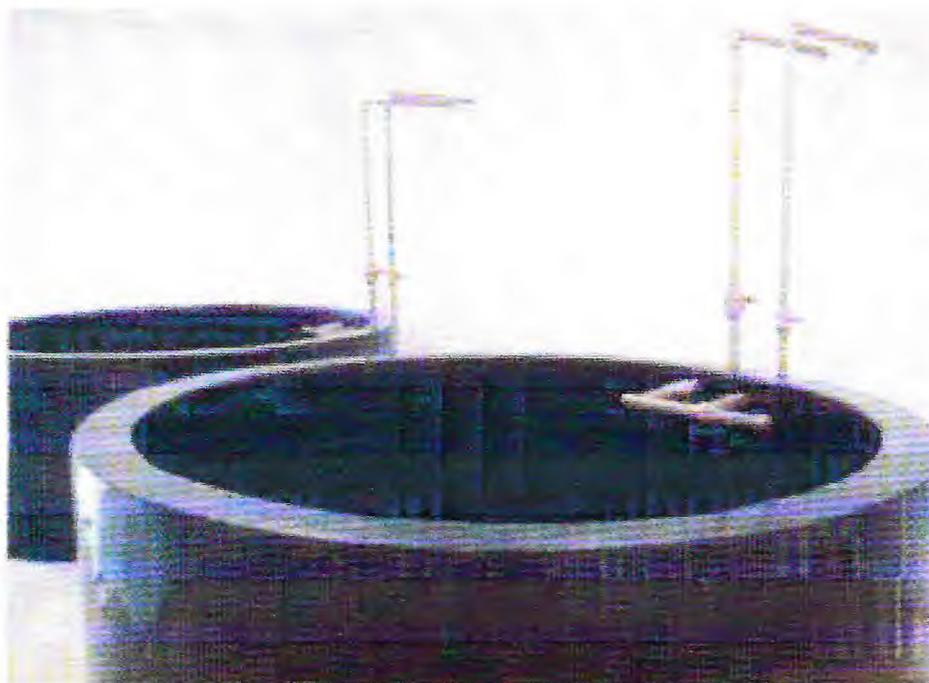


FIGURA 2 – Tanques de desova

3.3 Área de Desenvolvimento Larval

Setor de ambiente aberto, possuindo sete tanques retangulares (Figura 3), com 6,25m de comprimento, 2,0m de largura, 1,2m de altura

e 15m³ de volume, possuindo também um sistema de aeração constante, onde as larvas se desenvolveram até atingirem o estágio de pós larvas.



FIGURA 3 – Área de desenvolvimento larval.

3.4 Sala de Produção de Artemias

Nesse setor foram desenvolvidos os trabalhos de eclosão dos cistos de *Artemia*. Esta sala, possui três carboys com volumes de 250 litros (Figura 4), possuindo também um sistema de aeração constante e sistema de iluminação, utilizando duas lâmpadas fluorescentes de 20W, instaladas a uma distância de aproximadamente 20cm dos carboys, com iluminação constante.



FIGURA 4 – Sala de produção de *Artemias*

3.5 Sistema de Aeração

Os sistemas de aeração são muito utilizados nos cultivos de animais aquáticos porque o oxigênio dissolvido é um dos principais parâmetros limitantes do ambiente. O aerador é um artefato capaz de incrementar as concentrações de oxigênio dissolvido na água, misturar as camadas da água extratificada, distribuir o plâncton e as substâncias em suspensão, eliminar o dióxido de carbono e a amônia produzidos pelos animais, bem como, evitar a acumulação de matéria orgânica no fundo das unidades de cultivo (VINATEA 2004).

Todo o ar necessário para a oxigenação dos tanques no Centro de Pesquisas em Carcinicultura é proveniente de um sistema de aeração (Figuras. 5a e 5b), formado por canos de PVC, mangueiras e pedras porosas, que são abastecidos por um soprador de ar de 5CV. Geralmente a taxa de oxigênio da água era mantida acima de 4mg/L.



FIGURA 5a – Sistema de aeração dos tanques circulares.

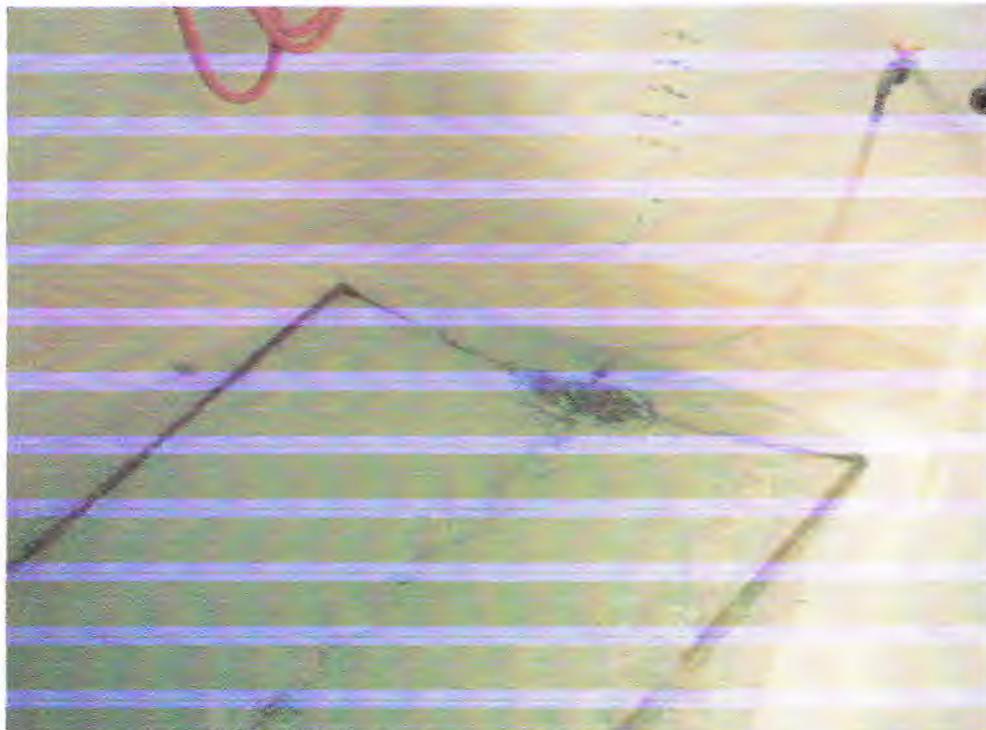


FIGURA 5b – Sistema de aeração dos tanques retangulares.

4. CARACTERIZAÇÃO GERAL DA ESPÉCIE

A espécie *Macrobrachium amazonicum* (Fig. 6), se caracteriza por possuir *rostro longo*, com *margem superior provida de 9 a 12 dentes* irregularmente distribuídos, com 7 ou 8 proximais formando uma *crista basal* sobre a órbita. O *télsor* termina em uma *extremidade aguda* sem formar uma *margem posterior* e com *espinhos posteriores muito curtos*, não alcançando a extremidade. Os *pereiópodos* do segundo par possuem *espinhos em todos os astículos*; os *dedos* são cobertos por uma *pubescência aveludada*, fechando em todo seu comprimento e com *margens constantes e lisas*, providas de um *dente no dátilo* e outro no *dedo fixo* com 3 ou 4 *dentículos bassais*. O comprimento dos machos pode variar de 3,5 a 11cm e o das fêmeas de 5,0 a 9,5cm. Apresentando, quando vivos, um aspecto transparente quase incolor (CORRÊA, 1977).

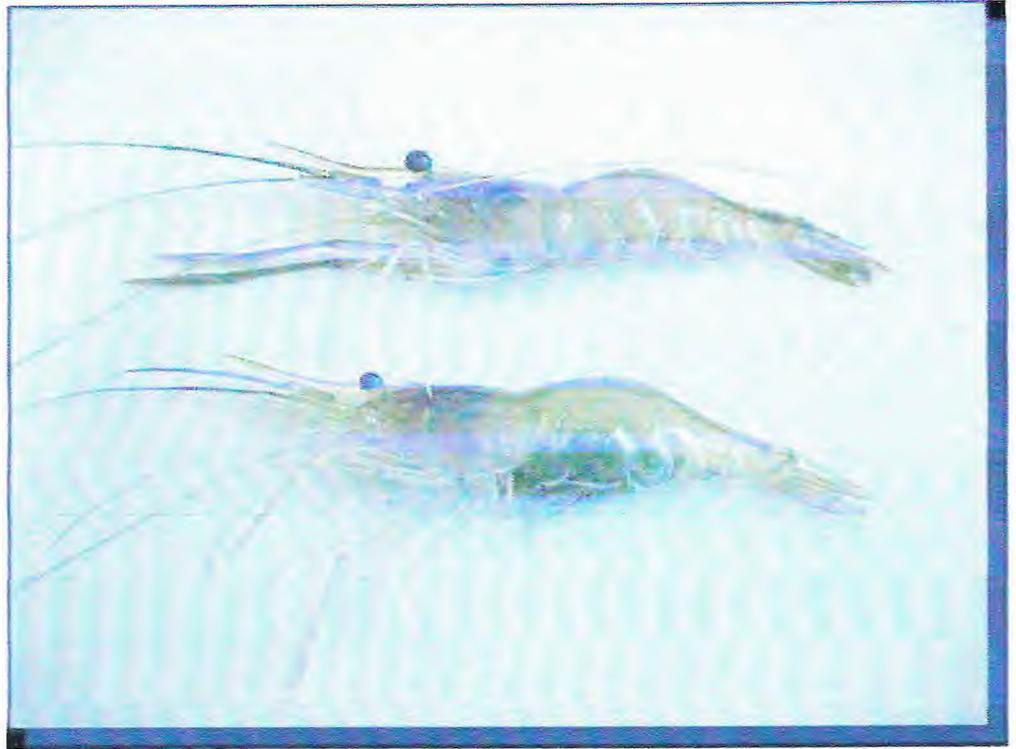


FIGURA 6 – Macho e fêmea do camarão *Macrobrachium amazonicum*

5. ATIVIDADES REALIZADAS NO LABORATÓRIO

5.1 Lavagem e desinfecção dos tanques

Antes de iniciar o cultivo, os tanques passaram por um processo de lavagem e desinfecção com hipoclorito de sódio a 50‰ (partes por mil). Em seguida, fez-se um enxágüe com bastante água corrente.

Posteriormente, aplicava-se tiosulfato de sódio a 50‰ e, novamente lavava-se com água corrente, sendo abastecidos com água a uma salinidade de 12‰ e povoados.

5.2 Aclimação e Povoamento

Após a eclosão, numa salinidade de 6‰, as larvas foram cuidadosamente sifonadas para um balde de 10 litros, com aeração

constante para a realização da contagem. Para isso, uma amostra de 250ml era retirada do balde e contadas todas as larvas vivas.

Este processo foi repetido por três vezes, sendo realizada uma média das contagens e o valor extrapolado para o total de 10 litros.

Em seguida, as larvas foram transferidas, lentamente, para o tanque de desenvolvimento larval. Neste tanque, a salinidade foi elevada, adicionando-se água salgada, em 1‰ por hora até alcançar o valor de 12‰.

5.3 Alimentação das larvas

A alimentação adequada das larvas é um dos fatores de fundamental importância para o sucesso do cultivo. A quantidade de alimento fornecido por dia, depende do aproveitamento deste pelas larvas e depende também do estágio larval das mesmas. O excesso de alimento aumenta a quantidade de matéria orgânica que pode causar proliferação de bactérias indesejáveis e prejudicar a qualidade da água do sistema. A deficiência de alimento provoca o canibalismo e o aparecimento de animais fracos e pequenos (VALENTI, 2003).

O alimento utilizado no cultivo foi uma combinação de alimento vivo e alimento inerte. O alimento vivo consistiu na utilização de náuplios de *Artemia sp.*, que possuem excelente composição nutricional para as larvas (VINATEA, 2004). A fim de garantir a correta eclosão dos cistos de artemia, bem como, evitar a proliferação de patógenos no cultivo, os cistos passavam por um processo de descapsulação, descrito a seguir:

- 1) Preparo da solução descapsuladora: em um recipiente colocava-se 1L de hipoclorito de sódio comercial, 49,33g de carbonato de sódio comercial e 1L de água. Inicialmente dissolvia o carbonato na água, logo em seguida acrescentando o hipoclorito de sódio.

2) Preparo da solução de tiosulfato de sódio: em um recipiente colocava-se 0,5g de tiosulfato de sódio em 1L de água e misturava bem.

3) Descapsulação dos cistos:

- Inicialmente os cistos de artemia foram hidratados em água doce, com intensa aeração por uma hora numa proporção de 100g de cistos para cada 1,5L de água;

- Lavava-se bem os cistos utilizando um puçá apropriado com malha de 125 μ m;

- Em seguida os cistos foram colocados em uma bacia plástica sendo adicionada a solução descapsuladora, numa proporção de 0,5L de solução para 1g de cistos;

- Agitava-se continuamente manualmente e adicionava-se gelo para manter a temperatura abaixo de 40°C;

- Após 3 ou 5 minutos, quando os cistos apresentavam uma coloração alaranjada, filtrava-se no puçá e lavava-os bem com água corrente até reduzir o odor de cloro;

- Em seguida os cistos descapsulados foram colocados em uma solução de tiosulfato de sódio, agitando bem por alguns minutos para retirar os resquícios de cloro;

- Finalmente deixava os cistos decantar, e retirava-se as impurezas e os cistos não descapsulados que permaneciam na superfície. Os cistos decantados eram lavados com água doce e colocados no balde com água salgada na proporção de 2,0g por litro, com bastante aeração e iluminação constante, durante 24 horas.

Com relação ao alimento inerte, foi ofertada uma ração conhecida por “coma” preparada no próprio laboratório (Tabela 1)

Tabela 1 – Formulação da ração denominada “coma”, utilizada para alimentar as larvas.

Ingredientes	Quantidade
Filé de peixe	50g
Ovo	2
Emulsão Scott	1 ½ colher
Leite em pó	1 ½ colher
Bionate GA	10ml
Água	50ml
Farinha de trigo	1 colher

Todos os ingredientes foram batidos no liquidificador e depois cozidos em banho-maria por aproximadamente 20 minutos até atingir uma consistência de bolo. Este alimento era armazenado na geladeira por até dois dias.

A quantidade de cada alimento ofertado variou de acordo com o manejo do laboratório. Geralmente se fazia uma observação visual para verificar se havia restos de alimentos nos tanques, caso o resultado fosse positivo, diminuía-se a quantidade de alimento ofertado. A tabela 2 mostra as quantidades diárias de alimento, geralmente ofertadas para as larvas.

Tabela 2 – quantidades diárias de alimentos fornecidos as larvas de *M. amazonicum*.

Alimento	Quantidade	Horários
Coma	17g / m ³	7:00h; 11:00h; 15:00h; 19:00h
Náuplios de Artemia	5 nauplios / larvas	7:30h e 17:30h

5.4. Análises dos parâmetros físico-químicos

O controle dos parâmetros físico-químicos é de fundamental importância para a larvicultura. As taxas de oxigênio dissolvido, salinidade e temperatura foram medidas através de um oxímetro com sensores para salinidade e temperatura. As análises das taxas de amônia, nitrito e nitrato foram feitas através do método colorimétrico, seguindo as seguintes etapas:

- Determinação da taxa de amônia: Em um tubo de ensaio colocava-se 5ml da amostra de água e 3 gotas do reagente de Nesler.
- Determinação da taxa de nitrito: Em um tubo de ensaio colocava-se 100ml da amostra de água, 2ml de alfa-naftilamina e 2ml de ácido sulfanílico.
- Determinação da taxa de nitrato: Em um tubo de ensaio colocava-se 1ml da amostra e 15 gotas de solução sulfúrica de difenilamina.

Em todos os métodos, as cores finais da reação, foram comparadas com uma tabela de cores (Fig. 7).

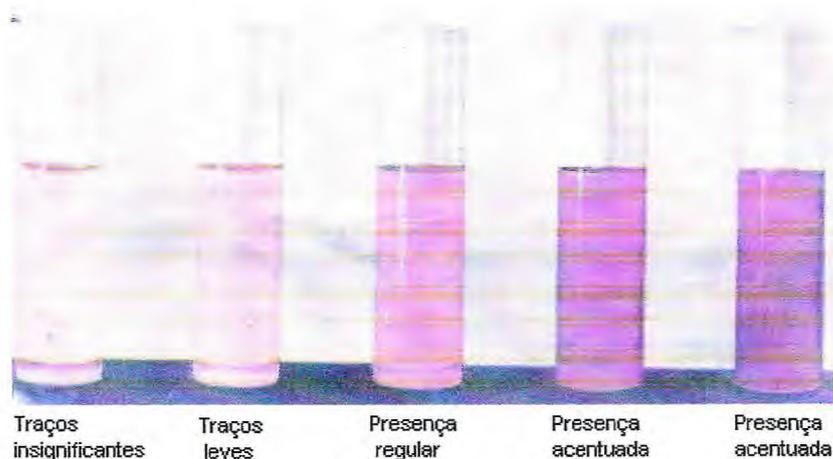


FIGURA 7 - Tabela de cores do teste colorimétrico

Durante o cultivo, os parâmetros físico-químicos observados, variaram em torno dos seguintes valores mostrados na tabela 3.

Tabela 3 – Variação dos parâmetros físico-químicos observados durante a larvicultura do *M. amazonicum*.

Parâmetros	Observado
pH	7,6
Salinidade	12‰
Temperatura	29°C
Oxigênio	4,0mg/l
Nitrito	Presença regular
Nitrato	Traços leves
Amônia	Presença regular

5.5 Sifonamento e troca de água dos tanques

O sifonamento era realizado diariamente uma vez ao dia ou de acordo com as necessidades, geralmente quando era observada a presença de matéria orgânica em excesso. O material utilizado para fazer o sifonamento era um sifonador composto por cano de PVC de 25mm e mangueira cristal de $\frac{3}{4}$ de diâmetro (Figura 8).

A troca de água nos tanques de larvicultura foi realizada três vezes por semana ou de acordo com as necessidades, ou seja, presença de matéria orgânica em excesso. Para fazer a troca, baixava-se o nível de água do tanque gradativamente e no local da saída de água, colocava-se uma tela de malha fina para evitar que as larvas escapassem.



FIGURA 8 - Sifonamento do tanque de maturação.

5.6 Observação visual dos estágios larvais

A duração do período larval varia com a temperatura, a qualidade da água e a alimentação. Quando as condições são adequadas, no *Macrobrachium amazonicum* dura em torno de 15 a 20 dias (VALENTI, 1987).

No Centro de Pesquisas em Carcinicultura as observações visuais eram feitas por microscópio a cada dois dias. As larvas foram comparadas com modelos propostos para o *M. rosenbergii*, de acordo com VINATEA (1982).

Segundo VINATEA (2004), as larvas do gênero *Macrobrachium* passam por onze estágios morfologicamente diferentes, equivalendo cada estágio a uma muda. Inicialmente, o ovo eclode após 19 dias de desenvolvimento embrionário, aproximadamente, nascendo uma larva pré-zoéia que em poucos minutos se libera de uma fina cutícula para apresentar as características de zoéia I.

Cada estágio larval dura aproximadamente de 2 a 3 dias. Sendo que os primeiros três estágios de zoéia caracterizam-se pelo desenvolvimento do urópodo.

No primeiro dia de observação no Centro de Pesquisas em Carcinicultura, as larvas encontravam-se na fase de zoéia I (Figura 9), pois já havia a presença do urópodo. No terceiro dia, as larvas estavam na fase de zoéia II (Figura 10), pois, os urópodos encontravam-se um pouco mais desenvolvidos. No quinto dia, o urópodo estava completamente desenvolvido caracterizando o estágio de zoéia III (Figura 11).

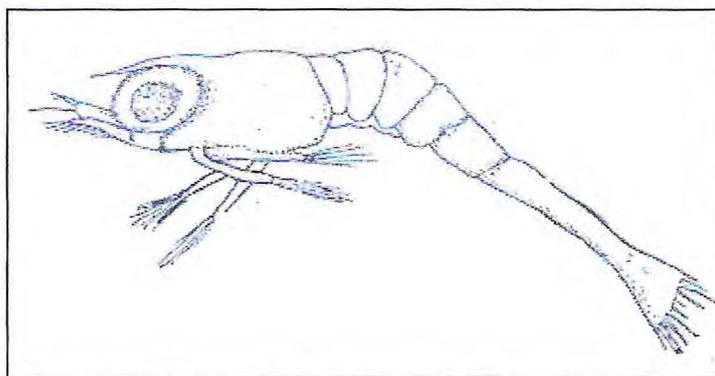


FIGURA 9 – Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia I

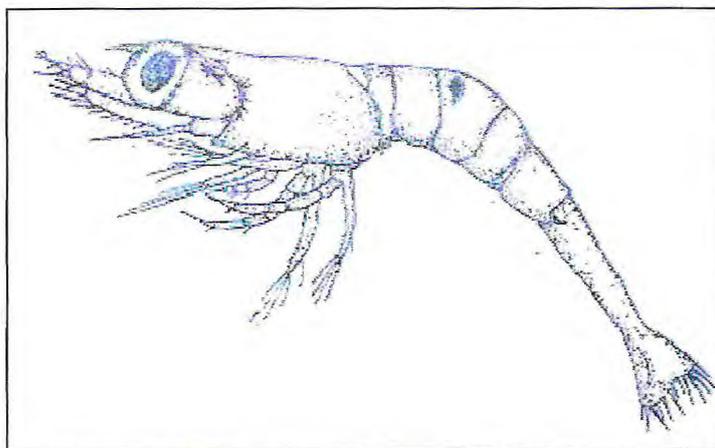


FIGURA 10 – Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia II

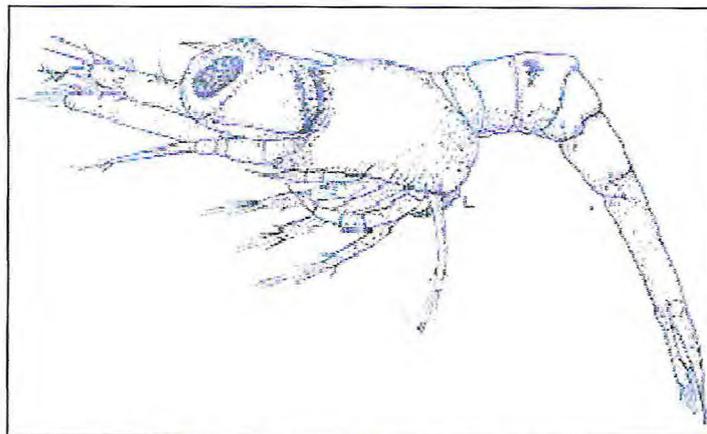


FIGURA 11 - Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia III

No sétimo dia, observou-se a presença da espinha dorsal, caracterizando o estágio de zoéia IV (Figura 12)

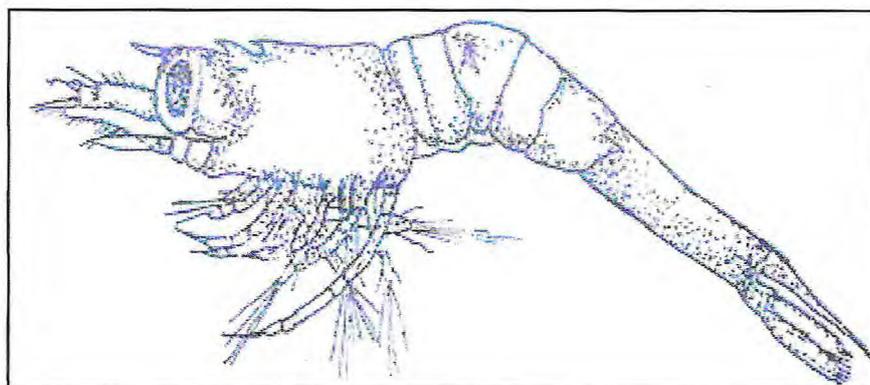


FIGURA 12 - Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia IV

No nono dia, já se percebia uma diferença no formato do télson, este encontrava-se completamente retangular, caracterizando o V estágio de zoéia (Figura 13). Nos estágios anteriores o télson apresentava-se de forma triangular.

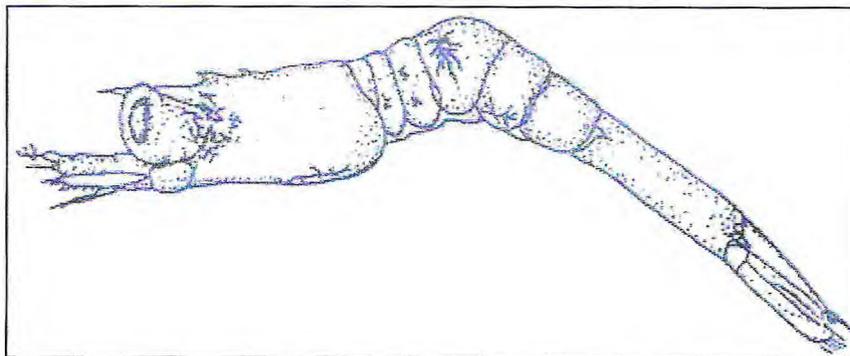


FIGURA 13 - Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia V

No décimo segundo dia, já era possível visualizar os pleópodes, caracterizando o VI estágio de zoéia (Figura 14). No décimo quinto dia observava-se um desenvolvimento dos pleópodes, caracterizando o VII estágio de zoéia (Figura 15). A partir do décimo oitavo dia, já observou-se uma completa formação dos pleópodes, caracterizando o VIII estágio de zoéia (Figura 16).

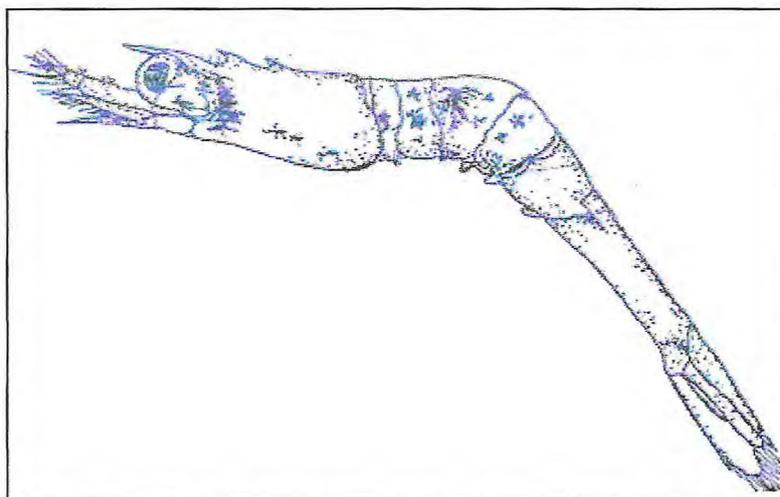


FIGURA 14 - Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia VI

A partir do vigésimo terceiro dia, já era fácil visualizar a presença de espinho no rosto, isso significava que a larva estava no X estágio de zoéia (Figura 18)

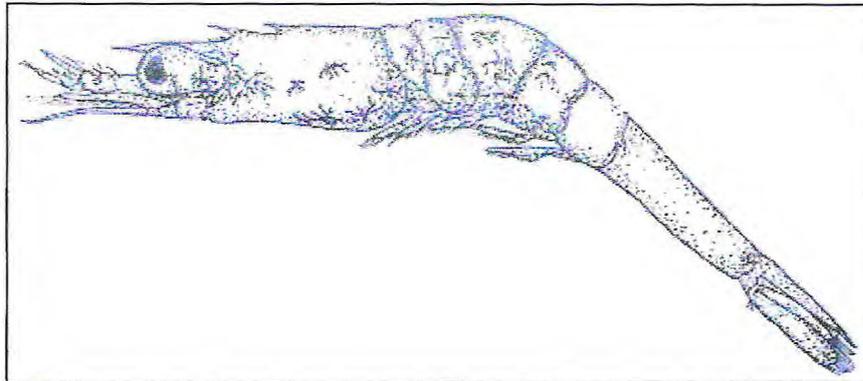


FIGURA 18 - Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia X

No vigésimo quarto dia as larvas já possuíam vários espinhos no rosto, chegando no seu último estágio larval o XI estágio de zoéia (Figura 19).

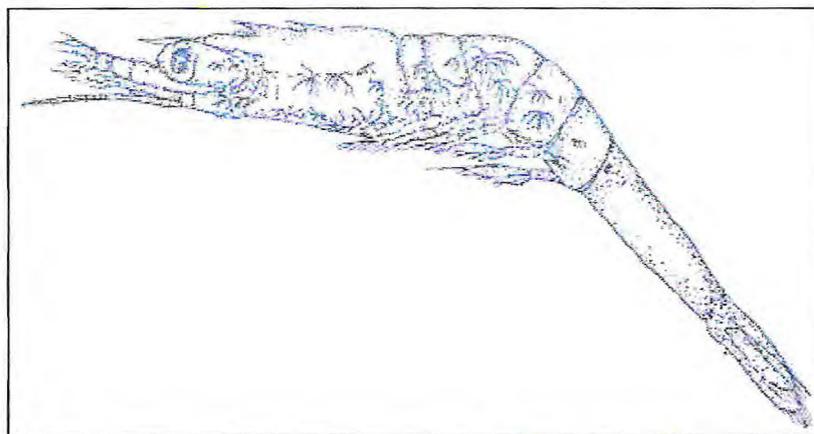


FIGURA 19 - Larva de *Macrobrachium* no estágio zoéia XI

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os crustáceos do gênero *Macrobrachium*, embora já tenham sido estudados e pesquisados, por serem de grande rusticidade, são bastante sensíveis e, portanto, em cativeiro sofrem influências negativas, físicas, químicas e biológicas. No centro de Pesquisas em Carcinicultura do DNOCS, notou-se, por exemplo, a grande sensibilidade das larvas de *M. amazonicum* em presença de água contendo nitrito, na maioria das vezes de igual teor suportado por outras espécies, fato este que acarretou muitas vezes na morte das larvas.

Notou-se também, que algumas alterações sofridas na alimentação poderiam matar as larvas, como exemplo, quantidade de *artemia* para mais ou para menos. Quando esta quantidade era elevada, havia um excesso de matéria orgânica na água, se fossem em quantidades baixas, não eram suficientes para alimentar as larvas. Além disso, as larvas de *M. amazonicum*, apresentaram uma extrema sensibilidade às variações de temperatura, pois quando havia uma diferença igual ou superior a 1°C, dependendo do espaço de tempo, as larvas não sobreviviam.

Estes entre outros fatores ainda desconhecidos, de uma certa forma, afetavam a imunidade das larvas, o que as tornavam muito sensíveis a ataques de fungos e bactérias, o que ocasionou um índice bastante elevado de mortalidade.

Este estágio foi de fundamental importância para minha vida profissional, visto que, pude obter um conhecimento prático do que é visto teoricamente em salas de aulas. Além disso, pude perceber que ainda há muito o que pesquisar e estudar sobre a espécie *Macrobrachium amazonicum*

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

VALENTI, W.C. **Carcinicultura de água doce – Tecnologia para a produção de camarões**. Brasília: FAPESP, 1998

VALENTI, W.C. **Cultivo de camarões de água doce**. São Paulo: Nobel, 1987 p. 3, 14

SANTOS, C.H. et al., **Influência da salinidade na maturidade sexual do camarão de água doce *Macrobrachium amazonicum* em condições de laboratório**. In: Anais do XI CONBEP e do I CONLAEP. V. 2. Recife. 1999. p. 643.

VINATEA, L. **Fundamentos de aqüicultura**. Florianópolis: UFSC, 2004. p.153,159,162.

VALENTI, W.C. **Situação atual, perspectivas e novas tecnologias para a produção de camarão de água doce**. 2003.
Disponível em http://www.aquicultura.br/gtcad/novas_tecnologias.doc. Acesso em 19/10/2004.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2002. **Yearbook of fishery statistics: summary tables**.
Disponível em <http://www.fao.org>. Acesso em 23/11/2004.

GTCAD. **Camarão de água doce: Seap e Grupo de Trabalho buscam medidas para impulsionar a atividade**.
Disponível em: http://www.aceaq.br/noticias/2004/not_28_07_04_c.htm. Acesso em 19/10/2004.

MORAES-RIODADES, P.M. **Carcinicultura de água doce no Estado do Pará: situação atual e perspectivas**. In: Anais do XI CONBEP e do I CONLAEP. v. 2. Recife. 1999. P.599, 601.

SILVA, K. C. et al. **Boletim técnico-científico do CEPNOR**. Belém, v. 2, n. 1. 2002. p. 43.

VALENTI, W.C. **Sistema fechado simples de larvicultura de *Macrobrachium rosenbergii***. São Paulo. 2003.
Disponível em: <http://www.aquicultura.br/gtcad/larviculturasimples.doc>. Acesso em 19/10/2004.

CORRÊA, M.M.G. **Palemonídeos do Brasil**. Dissertação (Mestrado em zoologia). UFRJ. Rio de Janeiro. 1977.

VINATEA, J. E. **Aquicultura continental**. Lima. Studium. 1982