

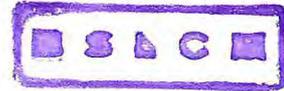


UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA
CURSO DE ENGENHARIA DE PESCA

ANACY BATISTA GREGÓRIO

ACOMPANHAMENTO DA LARVICULTURA DO CAMARÃO *Macrobrachium
amazonicum* (HELLER, 1862) NO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA,
DNOCS, FORTALEZA – CEARÁ

FORTALEZA
2010



ANACY BATISTA GREGÓRIO

ACOMPANHAMENTO DA LARVICULTURA DO CAMARÃO *Macrobrachium amazonicum* (HELLER, 1862) NO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA, DNOCS, FORTALEZA – CEARÁ

Relatório de Estágio Supervisionado – Modalidade B – submetido à Coordenação do Curso de Graduação em Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do título de Engenheira de Pesca.

Área de concentração: Aquicultura

Orientador: Prof. Dr. Raimundo Nonato de Lima Conceição

FORTALEZA
2010

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)

G833a Gregório, Anacy Batista.
Acompanhamento da larvicultura do camarão *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) no Centro de Pesquisas em Carcinicultura, DNOCS, Fortaleza - Ceará / Anacy Batista Gregório. – 2010.
48 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2010.
Orientação: Prof. Dr. Raimundo Nonato de Lima Conceição.
Coorientação: Profa. Vera Lúcia Bezerra de Abreu.

1. Carcinicultura. 2. Crustáceos. 3. *Macrobrachium amazonicum*. 4. Desovas. 5. Larvas. I. Título.
CDD 639.2

ANACY BATISTA GREGÓRIO



ACOMPANHAMENTO DA LARVICULTURA DO CAMARÃO *Macrobrachium amazonicum* (HELLER, 1862) NO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA, DNOCS, FORTALEZA – CEARÁ

Relatório de Estágio Supervisionado – Modalidade B - submetido à Coordenação do Curso de Graduação em Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará como requisito parcial para a obtenção do título de Engenheira de Pesca.

Aprovado em ___ / ___ / ___

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Raimundo Nonato de Lima Conceição (Orientador)
Universidade Federal do Ceará - UFC

Prof. Bruno Braulino Batista
Universidade Federal do Ceará - UFC

Prof. Rommel Rocha de Sousa
Universidade Federal do Ceará - UFC

ORIENTADOR TÉCNICO

Engenheira de Pesca Vera Lúcia Bezerra de Abreu

AGRADECIMENTOS

À Deus, por ter me iluminado, ter dado força, paciência, perseverança e motivação para a realização deste relatório.

Ao Centro de Pesquisa em Carcinicultura do Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (CPC/DNOCS), pelo conhecimento adquirido e pelos anos que me acolheram.

Aos técnicos do CPC, Engenheiros de Pesca Sandra Maria Xavier Pinheiro – M.Sc., Simone Cardoso Façanha – M.Sc. e Guilherme Vitor Lima Mavignier; Médico-Veterinário Marcelo José da Ascensão Feitosa Vieira – M.Sc. e ao Engenheiro Agrônomo Adécio Rodrigues da Silva – M.Sc., que me ajudaram na realização do estágio.

À minha orientadora-técnica Vera Lúcia Bezerra de Abreu, pelo acompanhamento durante o estágio.

Ao meu orientador professor Raimundo Nonato de Lima Conceição, pela confiança na orientação deste relatório.

Às minhas adoráveis amigas Ariadne, Juselia, Lídia, Luiza, Raquel e Tatiana, por todos os anos de companheirismo, bom humor e eterna amizade e aos amigos Diego e Levy. Obrigada por vocês fazerem parte e existirem em minha vida.

A todos os meus amigos, aqueles presentes e aqueles distantes, pela amizade sincera, pelo carinho e pela torcida.

Todos os funcionários e estagiários do Centro de Pesquisas em Carcinicultura – CPC, Antônio, Artur, Cícero, Elaine (por toda a ajuda com este relatório), João, Jonas, Kilson, Lorena, Paulo, Vânia e Vitor, que tive o prazer de fazer amizade, trabalhar e realizar trabalhos.

À toda minha família, pelo amor, carinho e confiança.

Muito obrigada por tudo!

RESUMO

O camarão de água doce *Macrobrachium amazonicum* é uma das espécies mais indicadas para o cultivo, pois se desenvolve com sucesso devido a sua rusticidade, fácil reprodução e comportamento pouco agressivo, boa aceitação no mercado consumidor, além de reproduzir-se por todo o ano. O objetivo do presente relatório de Estágio Supervisionado foi acompanhar e analisar a larvicultura do camarão *M. amazonicum* desenvolvida pelo Centro de Pesquisa em Carcinicultura (CPC) pertencente ao Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), situado na Praia de Iracema em Fortaleza – CE. O CPC do DNOCS possui estrutura capaz de produzir pós-larvas de camarão de várias espécies e com uma equipe técnica capacitada com especialistas e mestres. As instalações destinadas a larvicultura do *M. amazonicum* é composta por tanques de desova e eclosão de ovos, tanques de misturas, tanques de desenvolvimento larval, incubadoras para eclosão de cistos de *Artemia*, laboratório para análises físico-químicas da água e setor administrativo. No município de Pentecoste-CE, semanalmente são realizados arrasto de malha nos viveiros de terra abastecidos pelo açude Pereira de Miranda no Setor de Carcinicultura do Centro de Pesquisas em Aqüicultura – DNOCS, para captura de fêmeas ovadas, sendo as desovas acompanhadas no CPC. As fêmeas ovígeras são transportadas em sacos plásticos com 1/3 de água e 2/3 de oxigênio para o CPC em Fortaleza. Chegando ao destino final, estas receberam banhos em solução contendo formaldeído 200 ppt por 10 segundos e seguidamente mantidas nos tanques de eclosão com oxigenação constante e água com salinidade 8 ppt, ideal para desova. À medida que as larvas eclodem, as mesmas são contadas e em seguida aclimatadas a uma salinidade de 12‰ e transferidas para os tanques de desenvolvimento larval. Inicialmente, as larvas não são alimentadas, pois usam suas reservas vitelínicas. Após o segundo dia são colocados náuplios de *Artemia* duas vezes por dia. A partir do IV estágio larval, será ofertado alimento inerte (COMA), que é preparado no próprio Centro, sendo administrado quatro vezes ao dia suprindo as necessidades nutricionais das larvas. Diariamente são realizadas as análises físico-químicas da água do cultivo, através do monitoramento da temperatura da água, salinidade e oxigênio dissolvido. De dois em dois dias são feitas coletas de amostras de larvas para observação em microscópio óptico determinando o estágio de desenvolvimento e avaliação de condições gerais. Quando se observa a presença de pós-larvas, as mesmas são utilizadas para o povoamento das lagoas da Região Metropolitana de Fortaleza.

Palavras-chave: Carcinicultura. Crustáceos. *Macrobrachium amazonicum*. Desovas. Larvas.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

	Página
FIGURA 1 - Morfologia externa de um camarão da família Palaemonidae, com destaque para as estruturas comumente utilizadas na identificação de espécies do gênero <i>Macrobrachium</i> (modificado de GOMES CORRÊA, 1977).	14
FIGURA 2 - Fêmea ovada de <i>M. amazonicum</i> , morfologia externa.	15
FIGURA 3 - Desenho esquemático da característica de diferenciação sexual no segundo par de pleópodos de machos e fêmeas no camarão do gênero <i>Macrobrachium</i> . (Fonte: Valenti, 1996).	16
FIGURA 4 - Estágios larvais de <i>M. amazonicum</i> observados em laboratório (adaptado de MAGALHÃES, 1985).	17
FIGURA 5 - Imagem de Satélite mostrando a localização do Centro de Pesquisa em Carcinicultura.	19
FIGURA 6 - Manejo para seleção de reprodutores no Centro de Pesquisas em Aqüicultura, Pentecoste-CE.	22
FIGURA 7 - Fêmeas ovadas de <i>Macrobrachium amazonicum</i> .	23
FIGURA 8 - Tanque de desova e eclosão.	24
FIGURA 9 - Tanques de desenvolvimento larval.	25
FIGURA 10 - Tanques de mistura.	27
TABELA 1 - Atividades diárias realizadas nos tanques de desenvolvimento larval.	27
FIGURA 11 - Setor de eclosão de <i>Artemia</i> .	28
FIGURA 12 - Laboratório de análises físico-químicas e microscopia.	29
FIGURA 13 - Hidratação de cistos de <i>Artemia</i> .	31
FIGURA 14 - Tratamento dos cistos de <i>Artemia</i> .	31
FIGURA 15 - Procedimento de contagem de náuplios de <i>Artemia</i> .	32
TABELA 2 - Formulação da dieta inerte (COMA).	34
FIGURA 16 - Resultados do teste de nitrito nos tanques de desenvolvimento larval.	35

FIGURA 17 -	Análise de amônia nos tanques de desenvolvimento larval.	35
FIGURA 18 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea I.	36
FIGURA 19 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea II.	36
FIGURA 20 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea III.	37
FIGURA 21 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea IV.	37
FIGURA 22 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea V.	38
FIGURA 23 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea VI.	38
FIGURA 24 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea VII.	39
FIGURA 25 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea VIII.	39
FIGURA 26 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio zoea IX.	40
FIGURA 27 -	Larva de <i>Macrobrachium amazonicum</i> no estágio X.	40
FIGURA 28 -	Embalagem de pós-larvas de <i>M. amazonicum</i> para transporte.	41

SUMÁRIO

	Página
1. INTRODUÇÃO	09
2. CONSIDERAÇÕES SOBRE A ESPÉCIE	13
2.1. <i>Macrobrachium amazonicum</i>	13
2.2. Morfologia	14
2.3. Reprodução	16
2.4. Ciclo de Vida	17
3. O CENTRO DE PESQUISA EM CARCINICULTURA	18
3.1. Histórico	18
3.2. Localização	19
3.3. Instalações	19
4. LARVICULTURA	20
5. ESTRUTURA DO LABORATÓRIO NA LARVICULTURA DO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA	22
5.1. Origem dos animais	22
5.2. Tanques de desova e eclosão de ovos	23
5.3. Tanques de desenvolvimento larval	25
5.3.1. Limpeza dos tanques de desenvolvimento larval	26
5.4. Tanques de mistura	27
5.5. Setor de eclosão de <i>Artemia</i>	28
5.6. Laboratório de análises físico-químicas e microscopia	29
6. CONDIÇÕES IDEAIS PARA CULTIVO DAS LARVAS DE <i>Macrobrachium amazonicum</i>	30
6.1. Higiene	30
6.2. Cultivo de alimento vivo	30
6.3. Alimentação das larvas	33
6.4. Parâmetros físico-químicos da água	34
6.5. Avaliação dos estágios de desenvolvimento larval	36
6.6. Transporte de pós-larvas	41
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS	43
REFERÊNCIAS	44

1. INTRODUÇÃO

O cultivo de camarões de água doce é um dos setores da aquicultura que mais cresce no mundo (VALENTI, 2000). De acordo com Valenti (2002), a produção mundial de camarões de água doce, seguramente ultrapassou 240.000 t em 2000, e cresceu mais de 1.000% na última década, gerando mais de US\$ 1 bilhão.

A carcinicultura de água doce é considerada sustentável, pois é lucrativa, apresenta baixo impacto ambiental, gera empregos e auto-empregos (MORAES-RIODADES; VALENTI, 2001) se adaptando bem em empresas que usam mão-de-obra familiar (VALENTI, 1998; NEW; VALENTI, 2000). Veiga (1998) assegura que sistemas familiares de produção rural são bastante eficientes e ocorrem com maior frequência nos países desenvolvidos, enquanto que, grandes propriedades rurais, com mão-de-obra assalariada, são comuns em países pobres.

A espécie mais cultivada no Brasil é o *Macrobrachium rosenbergii*, conhecido popularmente como camarão-da-malásia (VALENTI, 2004), mas a espécie brasileira com maior potencial para o cultivo comercial é o camarão-da-amazônia *Macrobrachium amazonicum* (KUTTY *et al.*, 2000; VALENTI, 2003), pois ele apresenta grande eficácia para a aquicultura e baixo impacto ambiental. Embora seja um camarão pequeno, que pode alcançar até 16 cm e 30 g (VALENTI *et al.*, 2003), sua carne apresenta textura mais firme e sabor mais acentuado em relação à carne de *M. rosenbergii* e, por isso, é melhor aceita nos mercados consumidores (MORAES-RIODADES *et al.*, 1999). Atualmente, o cultivo desta espécie autóctone (nativa da região) consiste em uma alternativa que elimina os potenciais malefícios de introdução acidental de espécies exóticas e ainda promove subsídios para a reposição nos estoques naturais (REIS *et al.*, 2004).

O *Macrobrachium amazonicum* é uma espécie de camarão nativa em várias regiões do Brasil. É conhecido popularmente como “camarão-sossego” ou “camarão-canela”. A espécie apresenta várias vantagens ao cultivo, como alternativa aos carcinicultores de água doce; favorece a maximização da área produtiva, uma vez que o desenvolvimento larval é mais curto, comparado ao de *M. rosenbergii* (KUTTY *et al.*, 2000). Pesquisas recentes mostram que o *M. amazonicum* tolera intensificação na fase de larvicultura (VETORELLI; VALENTI, 2004), berçário (PENTEADO *et al.*, 2007) e crescimento final (MORAES-VALENTI; VALENTI, 2007), mantendo alta produtividade.

As populações de *M. amazonicum* são diádromas, ou seja, as larvas necessitam de água salobra para seu desenvolvimento e depois migram para água doce. Os camarões desta espécie caracterizam-se por uma grande variabilidade do comprimento, sendo que os indivíduos capturados em águas correntes dos grandes rios apresentam comprimentos maiores que os capturados em águas calmas dos lagos e represas (ODINETZ-COLLART, 1993).

A larvicultura é a fase mais complexa do cultivo de camarões de água doce, e necessita de tecnologia apropriada (VALENTI; DANIELS, 2000). No laboratório a larvicultura torna-se ainda mais complexa, requerendo mão-de-obra especializada para a produção de pós-larvas. O processo exige manejo habilidoso e dispendioso, necessita de rígido controle da temperatura, salinidade, qualidade da água e do alimento (VALENTI, 1998).

A salinidade no cultivo do camarão-da-amazônia é de fundamental importância, pois se ela for usada de forma adequada, as taxas de sobrevivência das larvas ou até mesmo do alimento vivo (*Artemia*) poderá aumentar. Ainda há muita divergência na literatura científica sobre a salinidade ideal, onde essas divergências podem está relacionadas com a metodologia aplicada. Trabalhos realizados por Guest e Durocher (1979) com salinidades acima de 2,5‰, obtiveram taxas de sobrevivência maiores entre 7,5 e 12,5‰. Já McNamara *et al.* (1983) observaram o efeito de salinidades entre 0 e 35‰ em larvas nos estágios iniciais de desenvolvimento (I e II) não alimentadas e encontraram salinidades adequadas entre 7 e 28‰. Moreira *et al.* (1986) verificaram a sobrevivência em larviculturas realizadas com salinidades entre 0 e 30‰, quando observaram maiores taxas entre 12 e 18. Com relação aos custos, o mesmo poderá aumentar devido ao transporte da água do mar para a larvicultura ou ainda no preparo de água artificial, devido aos altos níveis de salinidade propostos para larvicultura de *M. amazonicum*.

O sucesso da larvicultura não depende somente da salinidade. A luz é considerada um dos fatores que influenciam na alimentação, comportamento natatório, sobrevivência (BARROS, 2001), metabolismo, taxa de canibalismo, duração do ciclo, ecdise e metamorfose de decápodes (GARDNER; MAGUIRE, 1998). A adequação da intensidade luminosa na larvicultura que para Valenti e Daniels (2000) varia entre 200 e 3000 lux, pode resultar em menor custo de produção, por meio do aumento da produtividade e redução do ciclo larval e, conseqüentemente, diminuir o custo com alimento e mão de obra (CORREIA *et al.*, 2000). Araújo (2005) concluiu que luminosidade entre 390 lux melhora o desempenho em relação ao desenvolvimento, produtividade e ganho de peso de larvas de *M. amazonicum*.

Outra variável importante é a alimentação. A adequação do regime alimentar é um dos fatores cruciais à larvicultura dos crustáceos, visando dirimir o desperdício e manter a qualidade da água.

Para determinação de um manejo alimentar adequado, é preciso conhecer o comportamento alimentar de cada organismo. Deve-se considerar, ainda, que as larvas de camarões de água doce passam por diferentes estágios de desenvolvimento, com consequentes mudanças nas necessidades nutricionais, fisiológicas e comportamentais ao longo do ciclo (LOYA-JAVELLANA, 1989, SORGELOOS; LÉGER, 1992, LAVENS *et al.*, 2000).

Um dos aspectos mais importantes na larvicultura de camarões é a otimização de estratégias alimentares, considerando o comportamento e as exigências nutricionais das larvas (LOYA-JAVELLANA, 1989, SORGELOOS; LÉGER, 1992, LAVENS *et al.*, 2000). Entretanto, informações sobre a capacidade e os processos digestórios, bem como as necessidades nutricionais de larvas de camarão de água doce são ainda escassas (KAMARUDIN *et al.*, 1994). Além disso, as larvas passam por diferentes estágios de desenvolvimento, exibindo necessidades nutricionais, morfofisiológicas e comportamentais específicas a cada uma dessas fases (LOYA-JAVELLANA, 1989, SORGELOOS; LÉGER, 1992, LAVENS *et al.*, 2000). Portanto, na busca por manejos alimentares adequados, é fundamental que se considere cada um dos estágios de desenvolvimento das larvas (LOYA-JAVELLANA, 1989).

A alimentação das larvas pode sofrer grandes alterações ao longo do desenvolvimento ontogenético (JONES *et al.*, 1997b). Mudanças de comportamento alimentar e desenvolvimento do sistema digestório condicionam a aceitação e assimilação de dietas inertes pelas larvas de crustáceos decápodes (JONES *et al.*, 1997a). A estratégia alimentar mais utilizada na larvicultura de camarão de água doce consiste no fornecimento de náuplios de *Artemia* durante todo o ciclo larval e, a partir de determinado estágio, complementação com dieta inerte. Os náuplios de *Artemia* apresentam conveniente manejo, tamanho adequado e alta concentração de aminoácidos livres e nutrientes essenciais às larvas predadoras (LAVENS *et al.*, 2000).

A tecnologia para a produção de camarões de água doce vem apresentando um rápido e significativo desenvolvimento, o que pode gerar índices de produtividade muito elevados (VALENTI, 2002).

Deste modo, o Departamento Nacional de Obras Contra as Secas – DNOCS, em harmonia com os programas do Governo Federal no tocante a redução das desigualdades sociais e empenhado em diminuir estas necessidades das comunidades próximas as coleções

de água e buscar melhorar a oferta de crustáceos principalmente nos açudes públicos e privados sem, no entanto, perder de vista os cuidados com o meio ambiente. Os esforços no polígono das secas através de programas de reprodução e repovoamento destes mananciais para permitir o atendimento desta demanda insatisfeita em todas as etapas da produção e comercialização dos camarões do gênero *Macrobrachium* em especial da espécie *M. amazonicum* é uma meta permanente do Centro de Pesquisas em Carcinicultura – CPC.

O presente Relatório de Estágio Supervisionado teve como objetivo acompanhar todas as atividades relacionadas à larvicultura do camarão-da-amazônia, *M. amazonicum* em condições laboratoriais, desde o recebimento dos reprodutores até seu povoamento nas lagoas da Região Metropolitana de Fortaleza.

2. CONSIDERAÇÕES SOBRE A ESPÉCIE

2.1. *Macrobrachium amazonicum*

A espécie *Macrobrachium amazonicum* possui a seguinte classificação taxonômica segundo Heller (1862)(SANTOS *et al.*, 2006):

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Classe: Crustacea

Ordem: Decapoda

Família: Palaemonidae

Gênero: *Macrobrachium*

Espécie: *Macrobrachium amazonicum*

Para Holthuis (2000), o gênero *Macrobrachium* é circuntropical e nativo em todos os continentes, exceto na Europa. Atualmente, existem em todo o mundo cerca de 210 espécies de camarões pertencentes a esse gênero (SHORT, 2004), das quais 45 são registradas nas Américas e 18 no Brasil (MELO, 2003).

O camarão de água doce *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) é uma espécie largamente distribuída na América do Sul, nas bacias do Orenoco, do rio Amazonas e do rio Paraguai. Sua localidade típica é a bacia central do rio Amazonas, na região de Manaus, onde é muito abundante nas águas brancas ricas em sedimentos e sais dissolvidos de cálcio e de magnésio, assim como nos lagos e açudes de várzea alagados durante a cheia, sendo também pouco frequente nas águas pretas, ácidas e pobres em nutrientes, assim como nos igarapés de terra firme (ODINETZ – COLLART; MOREIRA, 1993).

Esta espécie foi introduzida no nordeste do Brasil há mais de 60 anos, mais precisamente no ano de 1939, pelo Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS) para atender a um programa de pesca e piscicultura. Foi inicialmente introduzido em açudes para servir como alimento para algumas espécies de peixes. Depois de aproximadamente trinta anos, após sua introdução no nordeste, chegou a ocupar em 1973, o primeiro lugar na produção total de pescado capturado nos açudes do nordeste. Na década seguinte, a espécie também se mostrou em destaque, como uma das de maior produtividade

para o nordeste brasileiro, principalmente quando submetido ao cultivo intensivo (GURGEL; MATOS, 1983).

2.2. Morfologia

De acordo com Holthuis (1952), o *M. amazonicum* vivo apresenta coloração transparente, hialina e comprimento total máximo de 150 mm para machos e 125 mm para fêmeas.

Essa espécie caracteriza-se por apresentar rostro longo e delgado com margem superior provida de nove a doze dentes, margem inferior com oito a dez dentes distribuídos irregularmente. Carapaça e abdômen lisos e transparentes e telso terminando em uma extremidade aguda com dois pares de espinhos na margem posterior. A segunda pata no adulto é a mais forte. Machos adultos apresentam mero, carpo e própode cobertos por espínulos curtos os quais nas fêmeas estes estão ausentes (MELO, 2003). Morfologicamente os camarões do gênero *Macrobrachium* apresentam as características apresentadas na Figura 1.

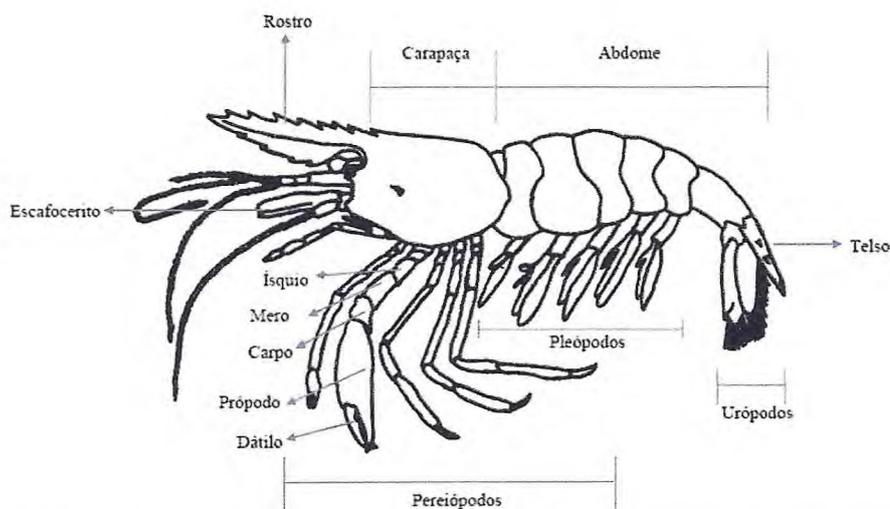


Figura 1 - Morfologia externa de um camarão da família Palaemonidae, com destaque para as estruturas comumente utilizadas na identificação de espécies do gênero *Macrobrachium* (modificado de GOMES CORRÊA, 1977).

As fêmeas de *M. amazonicum* normalmente são menores que os machos, e têm menos espinhos no segundo par de pereiópodes. Os ovos se desenvolvem em uma câmara de incubação, formada pelo arqueamento e alongamento da pleura abdominal. Estes são geralmente pequenos e passam, durante o desenvolvimento embrionário, da cor verde escuro, no início, a verde claro (Figura 2), até apresentarem uma coloração verde acinzentado, cinza claro ou esbranquiçado quando se encontram próximo à eclosão das larvas (MORAES-VALENTI; VALENTI, 2010).

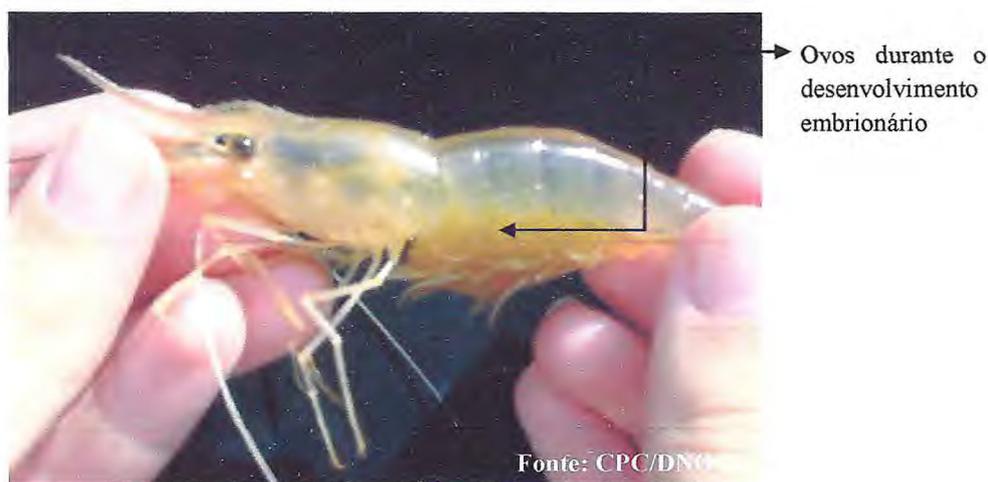


Figura 2 - Fêmea ovada de *M. amazonicum*, morfologia externa.

Os camarões de água doce do gênero *Macrobrachium* são dióicos, ou seja, apresentam sexos separados, além de características morfológicas externas que permitem distinguir facilmente, em exemplares maduros, o sexo dos indivíduos (NEW, 2002).

Machos e fêmeas de camarões palaemonídeos apresentam compleição física semelhante até atingirem a maturidade sexual, quando têm início os processos reprodutivos. A partir deste momento, as fêmeas destinam suas reservas energéticas à produção e à incubação dos ovos, enquanto os machos direcionam o gasto energético ao crescimento somático, fazendo com que se tornem os maiores indivíduos da população (AMMAR; MÜLLER; NAZARI, 2001).



2.3. Reprodução

Em vários grupos de crustáceos, existem épocas específicas para que ocorra a reprodução e o crescimento somático (ARMITAGE; BUIKEMA; WILLEMS, 1973, ADIYODI, 1978).

Valenti (1984) evidencia que os camarões de água doce do gênero *Macrobrachium* apresentam reprodução contínua ou periódica. Em regiões temperadas, a estação reprodutiva coincide com o verão, enquanto que em regiões tropicais está mais relacionada ao aumento da pluviosidade. Os machos são sempre férteis enquanto que as fêmeas passam por um ciclo de maturação gonadal, onde pode ser dividido em quatro estágios: imaturo, em maturação, maduro e esgotado (VALENTI, 1987).

Um das maneiras mais rápidas e fáceis de diferenciar espécies do sexo masculino e feminino de *M. amazonicum* é através da morfologia do segundo par de pleópodos. Nos machos a diferenciação se dá pela presença do apêndice masculino e interno e nas fêmeas apenas pelo apêndice interno (Figura 3).

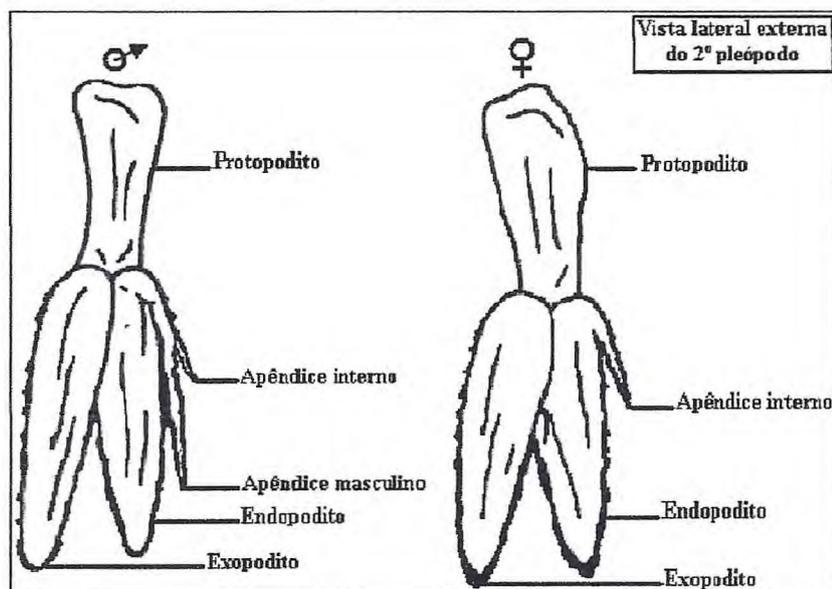


Figura 3 - Desenho esquemático da característica de diferenciação sexual no segundo par de pleópodos de machos e fêmeas no camarão do gênero *Macrobrachium*. (Fonte: Valenti, 1996).

Segundo trabalho realizado por Moraes-Riodades (2005), *M. amazonicum* apresenta maior precocidade reprodutiva. Isto pode ser importante para a estratégia reprodutiva da espécie na natureza e tem várias implicações para o cultivo. Fêmeas que maturam mais cedo favorecem a obtenção de pós-larvas, mas por outro lado, fêmeas maduras reduzem a taxa de crescimento, prejudicando a produção em viveiros de engorda.

2.4. Ciclo de Vida

Com relação ao ciclo de vida do gênero *Macrobrachium*, Valenti (1985), relata que após a cópula em água doce, a fêmea ovígera fica por um período de duas a quatro semanas incubando os ovos. Após a eclosão das larvas, estas passam por uma série de estágios de desenvolvimento e metamorfose em estuário, até originar indivíduos semelhantes aos adultos de tamanho reduzido denominados pós-larvas. Concluída a metamorfose, estas iniciam um movimento de migração para atingir a água doce, e neste ambiente o camarão se torna adulto e o ciclo se reinicia com uma nova fase de fecundação e postura de ovos.

O camarão-da-amazônia apresenta ovos pequenos e muito numerosos, que após 14 dias eclodem larvas miúdas e planctônicas chamadas “zoea”. Durante um mês, tais larvas sofrem 10 a 12 metamorfoses, antes de chegar ao estágio juvenil com uma forma definitiva de camarão, macho ou fêmea (Figura 4) (VARGAS; PATERNINA, 1977, GAMBA, 1984, MAGALHÃES, 1985).

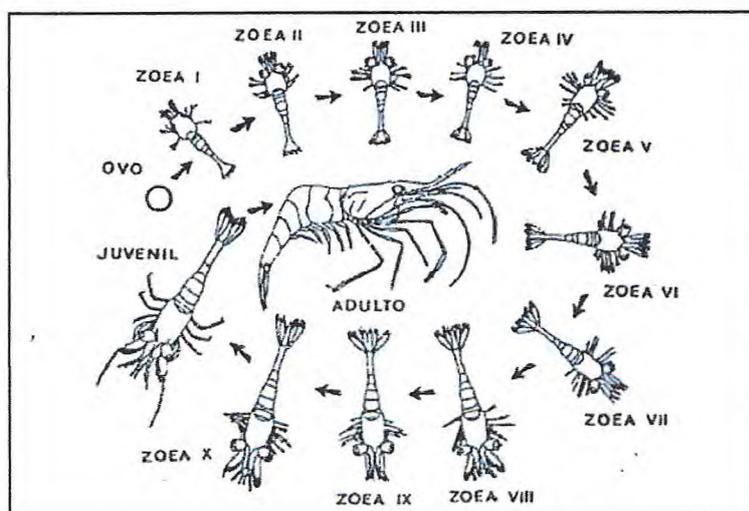


Figura 4 - Estágios larvais de *M. amazonicum* observados em laboratório (adaptado de MAGALHÃES, 1985).

3. O CENTRO DE PESQUISA EM CARCINICULTURA

3.1. Histórico

O DNOCS com objetivo de ampliar a ictiofauna nordestina tomou a iniciativa de aclimatar várias espécies de diversas regiões do Brasil e de alguns países com o intuito de diversificar a quantidade e qualidades dos plantéis, contribuindo com a melhora da produtividade dos açudes, elevando a renda e o consumo de crustáceos.

Com este propósito, foi criado em outubro de 1991 o Centro de Pesquisa em Carcinicultura do DNOCS estruturado para produzir pós-larvas de camarão de várias espécies com uma equipe técnica capacitada dotada de especialistas e mestres.

As pesquisas foram iniciadas em 1992 com a produção de pós-larvas do camarão Gigante de Malásia – *Macrobrachium rosenbergii*, com capacidade inicial de 6.000.000 de pós-larvas/ano, possibilitando o crescimento da carcinicultura de água doce, desempenhando papel importante na sua produção em massa, aumentando consideravelmente a demanda exigida pelo mercado consumidor.

No ano de 2002 o Laboratório adaptou suas estruturas para o cultivo de larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* em água doce, ficando em condições de produzir cerca de 10.000.000 pós-larvas/ano em 8 ciclos. Devido à redução dos estoques, causados principalmente pela pesca desordenada e devastação de habitats, no ano de 2003, o CPC iniciou um programa para a produção do camarão “Pitu”, *M. carcinus*.

Em 2008, foram iniciados os trabalhos com o camarão-da-amazônia – *Macrobrachium amazonicum*, com o objetivo de povoar e repovoar açudes, para renovar os estoques com uma espécie de melhor bagagem genética e maior peso do que os existentes, promovendo uma maior geração de renda para as famílias que vivem nas redondezas dos reservatórios e contribuir com a capacitação de pescadores artesanais; pequenos, médios produtores e estudantes, na tecnologia da produção e conservação desses animais.

3.2. Localização

O Centro de Pesquisa em Carcinicultura, pertencente ao Departamento Nacional de Obras Contra as Secas fica localizado em Fortaleza – CE, na Rua dos Tabajaras, 241 – Praia de Iracema (Figura 5).



Figura 5 - Imagem de Satélite mostrando a localização do Centro de Pesquisa em Carcinicultura.

3.3. Instalações

Suas instalações têm capacidade de produzir 1.000.000 de pós-larvas a cada ciclo (aproximadamente 30 dias), com produção anual de 10.000.000 distribuídas para povoamento de reservatórios, venda direta para pequenos produtores da iniciativa privada, associações e cooperativas, pesquisas para Universidades, com arrecadação de receita para o tesouro nacional.

O Laboratório é composto por um sistema de mistura e tratamento de água, 3 (três) tanques de manutenção das matrizes, 4 (quatro) tanques de eclosão (maternidade), 7 (sete) tanques de pré-cultivo, 12 (doze) tanques de cultivo, 6 (seis) incubadoras para eclosão de *Artemia*, sala de expedição, setor de preparo de alimentos, Laboratório de Análises físico-químicas e um Setor Administrativo. Para o referido ciclo de estudo, algumas estruturas foram adaptadas.

4. LARVICULTURA

Segundo Vinatea-Arana (2004), a larvicultura é definida como sendo um cultivo em condições controladas da espécie no estágio larval e que realiza a metamorfose em um determinado tempo, pretendendo-se com isso tentar imitar e melhorar as condições naturais de vida.

Para que a larvicultura seja bem sucedida torna-se necessário um rigoroso controle dos parâmetros físico-químicos da água, monitoramento da temperatura e salinidade da água que de acordo com Minagawa (1994), afeta o metabolismo e o comportamento das larvas, oxigênio dissolvido, pois com a decomposição da matéria orgânica do fundo do tanque leva a um consumo de oxigênio dissolvido na água, além de um manejo alimentar adequado que eleva o crescimento das larvas, diminui o desperdício e mantém a qualidade da água.

As formas mais comuns de se produzirem larvas são através de sistemas de cultivo aberto, sistema fechado e o sistema fechado dinâmico. O sistema aberto é mais utilizado para baixas densidades, consiste basicamente na substituição diária da metade a dois terços da água dos tanques de cultivo; visando diminuir compostos nitrogenados geralmente provenientes do metabolismo das larvas, náuplios de *Artemia* e das bactérias na decomposição das proteínas existentes nos resíduos de alimentos, fezes e organismos mortos. Já no cultivo em sistema fechado utilizado para altas densidades, há recirculação da água de cultivo, tornando possível sua reutilização através da passagem da água por um filtro biológico, que por meio de bactérias aeróbicas e outros microrganismos metaboliza as substâncias tóxicas existentes.

O sistema fechado dinâmico é o mais recomendado e utilizado atualmente devido as suas inúmeras vantagens. Uma delas se dá pelo fato da água circular continuamente, passando por filtros mecânicos e posteriormente pelo biofiltro, o qual favorece um processo constante de nitrificação (VALENTI; DANIELS, 2000). Ainda neste sistema se faz necessária a reposição da água perdida por evaporação e sifonamento para a manutenção da sua qualidade.

A principal desvantagem do sistema fechado de recirculação com utilização de filtração biológica é que a maior proporção de água do sistema é usada nos filtros biológicos, sendo mínima a utilizada no cultivo de larvas propriamente dito (OTTE; ROSENTHAL, 1979).

Correia e Castro (1998) apontam que a escolha do local de instalação do laboratório dependerá da captação de água, que deve ser preferencialmente afastado de cidades, indústrias ou áreas que possam comprometer sua viabilidade, com diferentes tipos de poluição.

O CPC utiliza o sistema fechado dinâmico, pois como se encontra próximo ao mar, não há dificuldades em relação ao abastecimento com água salgada aproveitando-a e utilizando filtros biológicos visto que, o nitrato é acumulado ao longo do período de reutilização da água.

5. ESTRUTURA DO LABORATÓRIO NA LARVICULTURA DO CENTRO DE PESQUISAS EM CARCINICULTURA

5.1. Origem dos animais

Os reprodutores são originários da região amazônica, e no Centro de Pesquisas em Aquicultura em Pentecoste são mantidos em viveiros de terra. Quinzenalmente são feitas biometrias para o acompanhamento do crescimento em peso e reajuste da alimentação.

Para seleção dos reprodutores foi realizado um arrasto com rede de malha nos viveiros de terra abastecidos pelo açude Pereira de Miranda, em Pentecoste, Ceará (Figura 6). As larvas utilizadas na larvicultura foram obtidas de fêmeas ovígeras com aparência saudável, natação ativa, sem áreas necrosadas, apêndices completos e estruturas reprodutoras completas.



Figura 6 - Manejo para seleção de reprodutores no Centro de Pesquisas em Aquicultura, Pentecoste-CE.

5.2. Tanques de desova e eclosão de ovos

As desovas foram acompanhadas no Centro de Pesquisas em Carcinicultura – CPC em Fortaleza. De Pentecoste, as 52 fêmeas (Figura 7) foram transportadas em sacos plásticos de 60 L com $\frac{1}{3}$ de água e $\frac{2}{3}$ de oxigênio comprimido por um período de aproximadamente 1 hora em transporte terrestre.

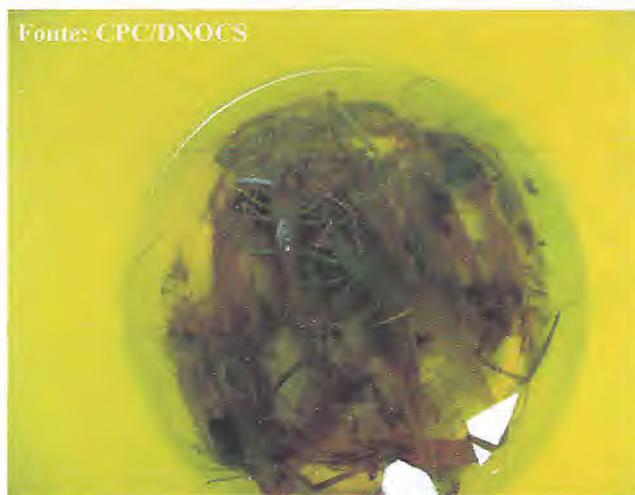


Figura 7 - Fêmeas ovadas de *Macrobrachium amazonicum*.

As fêmeas mantidas em condições adequadas para o processo reprodutivo, ao chegar ao CPC foram desinfetadas por 15 a 20 segundos em solução contendo formaldeído na concentração de 200 ppm para eliminação de microrganismos indesejáveis e patógenos. Seguidamente foram transferidas para os tanques de desova e eclosão (Figura 8) com salinidade da água de 8‰, temperatura entre 27 e 28,5 °C e oxigênio de 4 mg/L providos de aeração constante, que segundo Vieira *et al.* (2009), são considerados os parâmetros ideais. Deste modo, permaneceram no local até realizarem a desova total que ocorreu em 14 dias.



Figura 8 - Tanque de desova e eclosão.

Nos tanques de desova e eclosão, a incidência de luz era produzida de forma artificial com fotoperíodos de 24 h na parte lateral do tanque para induzir a migração das larvas, pois as mesmas são guiadas pela luz (fototaxismo positivo). Os tanques são circulares com capacidade de 250 L, possuem aeração constante e filtro biológico com recipiente envolto em malha de 200 μm para reter as larvas eclodidas.

Correia *et al.*(2000), afirma que o uso de intensidade luminosa adequada na larvicultura de camarões de água doce pode reduzir o custo de produção e aumentar a produtividade por meio do encurtamento do ciclo larval, reduzindo, assim, os custos com alimentação, mão de obra e eletricidade.

No dia seguinte a estocagem, sempre no período da manhã as larvas eclodidas eram contadas. Para a contagem foram retiradas de 3 a 5 amostras de 250 mL de um recipiente de 10 L, sempre com aeração constante para promover a homogeneidade das larvas. Para se obter o resultado, foi feita uma média de cada amostra e o resultado multiplicado pelo volume do recipiente (10 L).

Terminado esse procedimento, iniciou-se o processo de aclimação da salinidade até obter 12‰, elevando-se 1 ppt a cada hora. De imediato, as larvas foram deslocadas para os tanques de desenvolvimento larval e aclimatadas em relação à temperatura do tanque, evitando problemas relacionados a diferenças de temperatura.

5.3. Tanques de desenvolvimento larval

Os dois tanques estão localizados em ambiente aberto, mais precisamente em um galpão. Estes são em fibra de vidro, apresentam formato circular, fundo cônico e revestidos com tinta epóxi preta, para facilitar a visualização e apreensão do alimento pelas larvas de camarão, além de um sistema de circulação de água por filtros biológicos e aeração constante (Figura 9). Os referidos tanques possuem estrutura adaptada para um ciclo em pequena escala.

Sua capacidade total é de 800 L, mas para este procedimento utilizou-se apenas 400 L, pois tornam as operações realizadas durante o ciclo, como sifonamento, troca de água e manejo alimentar mais produtivas e ainda há uma melhor distribuição das larvas nos reservatórios.



Fonte: CPC/DNOCS

Figura 9 - Tanques de desenvolvimento larval.

As larvas ficaram estocadas nos tanques com salinidade 12 e temperatura em torno 27 e 28,5 °C em um intervalo aproximado de 30 dias, sendo que a partir do 13º dia começaram a surgir as primeiras pós-larvas. A partir do vigésimo quarto dia foram adicionados termostatos garantindo a faixa de temperatura ótima para acelerar o processo de metamorfose larval.

Segundo Cavalcante *et al.* (1986), New e Singholka (1984), a faixa compreendida entre 25 e 30 °C é considerada ideal para o cultivo de camarões, reduzindo o desenvolvimento em temperaturas menores que 24 °C e maiores que 31 °C.

5.3.1. Limpeza dos tanques de desenvolvimento larval

Sempre às 7 h e 30 min e às 13 h e 30 min era realizado o “Naupliograma” (técnica que consiste na contagem de náuplios existentes em um determinado volume) nos tanques para determinar a densidade de náuplios de *Artemia*. O procedimento era realizado com uma pipeta de extremidade mais fina cortada, eram escolhidos pontos aleatórios do tanque. Após as contagens (observação visual), calculou-se a média.

Para Valenti, Mallasen e Barros (2009), o ideal é obter-se aproximadamente 1 indivíduo/mL; se este valor for maior, reduzir o fornecimento em relação ao dia anterior, ou se o valor for menor, aumentá-lo.

Dependendo ou não da sobra do alimento, às 8 h e às 16 h, realizava-se a troca das telas mais finas com malha de 200 μm por telas mais grossas com malha de 500 μm para a retirada de sobras de cistos, náuplios de *Artemia* e COMA (dieta inerte).

De 9 h e às 17 h iniciava-se o processo de limpeza dos tanques (sifonamento) para recolher os restos de alimentos e excretas das larvas retirando a aeração e/ou qualquer outro material que dificulte o manejo, bem como a tela de 500 μm substituindo-a por um cano impedindo a passagem das larvas. Depois, utilizar um rodo para remover resíduos do fundo, deixando-os em suspensão na coluna d'água. Promover em seguida, um movimento circular para que a decantação acumule-se no centro do tanque. Após a retirada do cano, os restos eram transferidos para um recipiente. Notando-se a presença de larvas, fazia-se novamente o sifonamento, só que dessa vez com uma mangueira pequena para retirada das larvas que vieram junto aos resíduos e devolução ao sistema.

Posterior a execução desse processo, recolocou-se a tela de 200 μm para impedir a passagem da *Artemia* ministrada, e a aeração foi ligada. Com esta operação, sempre foi observado a quantidade de larvas mortas.

Para uma melhor visualização, as atividades diárias realizadas nos tanques de desenvolvimento larval seguem na Tabela 1.

Tabela 1 – Atividades diárias realizadas nos tanques de desenvolvimento larval.

MANHÃ	TARDE	ATIVIDADE
7:30	13:30	Naupliograma COMA
8:00	16:00	Troca de tela
9:00	17:00	Sifonamento
9:30	17:30	Alimentação com <i>Artemia</i>
11:30	15:30	COMA

5.4. Tanques de mistura

São tanques destinados a armazenagem de água do mar, água doce e preparação da água salobra utilizada nos tanques de desenvolvimento larval. São construídos de alvenaria, formato retangular, volume de 14 m³, impermeabilizados e pintados com tinta atóxica epóxi (Figura 10). Todos os tanques estavam providos de aeração constante em toda sua extensão, facilitando a homogeneização da água.



Fonte: CPC/DNOCS

Figura 10 - Tanques de mistura.

A preparação da água salobra utilizada nos tanques de desenvolvimento larval (12‰ de salinidade) se dá pela mistura da água doce com a água do mar. Para determinar o volume de água marinha necessária, utilizou-se a fórmula (adaptado de RODRIGUES *et al.*, 1991):

$$V_{AM} = \frac{V_{TM} \times S_{TM} (\text{‰})}{S_{AM} (\text{‰})}$$

Onde:

V_{AM} = volume da água do mar (L)

V_{TM} = volume do tanque de mistura (L)

S_{TM} (‰) = salinidade desejada no tanque de mistura

S_{AM} (‰) = salinidade da água do mar

Antes de chegar ao tanque de mistura tanto a água doce como a salgada, devem ser filtradas e desinfetadas antes da preparação da água salobra. Com a filtração, partículas sólidas em suspensão, parasitas e até mesmo predadores são removidos e com a desinfecção há destruição dos microrganismos patogênicos.

No tratamento para desinfecção da água salobra utilizou-se cloro (50 mL/m^3), EDTA (15 g/m^3), tiosulfato de sódio (15 g/m^3) e sulfato de alumínio (16 g/m^3), permanecendo sob aeração constante até sua utilização. Todos os parâmetros físico-químicos foram analisados diariamente.

5.5. Setor de eclosão de *Artemia*

Neste setor são desenvolvidos trabalhos de eclosão de cistos de *Artemia*. A sala é provida de “carboys” em fibra de vidro translúcida e volumes de 30 L com aeração e iluminação artificial constantes (Figura 11).



Figura 11 - Setor de eclosão de *Artemia*. CPC/DNOCS

5.6. Laboratório de análises físico-químicas e microscopia

O laboratório do Centro de Pesquisas em Carcinicultura conta com microscópios, lupa, balança analítica, estufas, agitador magnético, titulador, espectrofotômetro, medidor de pH, destilador, vidraçarias, reagentes para determinação de compostos nitrogenados e análise larval (Figura 12).



Figura 6 - Laboratório de análises físico-químicas e microscopia.

6. CONDIÇÕES IDEAIS PARA CULTIVO DAS LARVAS DE *Macrobrachium amazonicum*

6.1. Higiene

A higiene é um fator de extrema importância para o sucesso de um laboratório de larvicultura. Todos os tanques e seus acessórios devem estar totalmente desinfetados, assim como os equipamentos utilizados rotineiramente. Os funcionários devem ser treinados sobre como manter todo ambiente limpo e livre de contaminação. O sistema de captação e drenagem de água deve ser bem monitorado, procurando-se eliminar qualquer resíduo alimentar ou restos de animais da estrutura que, direta ou indiretamente, possam entrar em contato com as larvas (SEBRAE, 2005).

No CPC, antes do início do cultivo das larvas, todos os tanques, equipamentos como telas de drenagem, sifões, puçás, baldes e etc., foram lavados e desinfetados com cloro líquido (hipoclorito de sódio) a 12% e posteriormente enxaguados em água corrente.

6.2. Cultivo de alimento vivo

O principal alimento utilizado para larvas de peixes e crustáceos é a *Artemia* (SORGELOOS *et al.*, 1998).

A *Artemia* do Tipo A foi a escolhida para ser usada no CPC, visto que 1 g de cisto de *Artemia* eclode aproximadamente 250 mil náuplios.

Os cistos de *Artemia* devem passar por um processo de descapsulação para garantir uma maior eclosão de náuplios. Mas antes, os cistos foram colocados para hidratar em um recipiente contendo água doce por 1 hora e intensa aeração (Figura 13).



Figura 7 - Hidratação de cistos de *Artemia*. CPC/DNOCS.

Os cistos hidratados foram filtrados em puçá com malha de 200 µm e lavados em água corrente. Com o auxílio do puçá, os cistos foram transferidos para outro recipiente contendo a solução descapsulante, preparada através da dissolução em 2 L de cloro (hipoclorito de sódio) de 48 g de carbonato de sódio (Na_2CO_3) que tem atuação neutralizante sobre a ação corrosiva do cloro.

Promoveu-se então movimento circular com a ajuda de um bastão nos cistos descapsulados durante alguns minutos, tomando cuidado com a elevação da temperatura. Quando cistos passam da coloração marron/cinza para alaranjado a descapsulação está completa. O tempo necessário para total descapsulação dos cistos variou de 1 a 3 min. Os cistos foram lavados novamente em puçá, mas agora para a redução do odor de cloro. Estes foram transferidos para um recipiente contendo tiosulfato de sódio e deixados em repouso para decantarem, passados 2-3 min foi desprezada toda a água juntamente com as impurezas (cistos não-eclodidos) que ficaram na superfície.

Com a ajuda do puçá, os cistos decantados foram transferidos para “carboys” com água salgada, iluminação constante e aeração relativamente forte. O tempo médio para a eclosão dos náuplios de *Artemia* variou de 24 a 48 horas.

O fluxograma da Figura 14 ilustra as operações desde a hidratação dos cistos até sua transferência para os “carboys”.



Figura 8 - Tratamento dos cistos de *Artemia*.

Terminado esse processo, antes dos náuplios serem ofertados para as larvas, faz-se necessário o “Naupliograma” que é a técnica que consiste na contagem de náuplios existentes em um determinado volume.

Este foi feito da seguinte maneira: as *Artemias* eclodidas foram transferidas para um *becker* com volume de 1.000 mL contendo água com 12‰ de salinidade. Deste volume foi retirada uma amostra 0,5 mL com uma pipeta e transferida para uma proveta de 25 mL. Em seguida, o material foi homogeneizado e novamente foram retiradas 5 amostras de 0,5 mL que foram quantificadas, sendo a contagem realizada na própria pipeta contra a luz como mostrados na Figura 15.

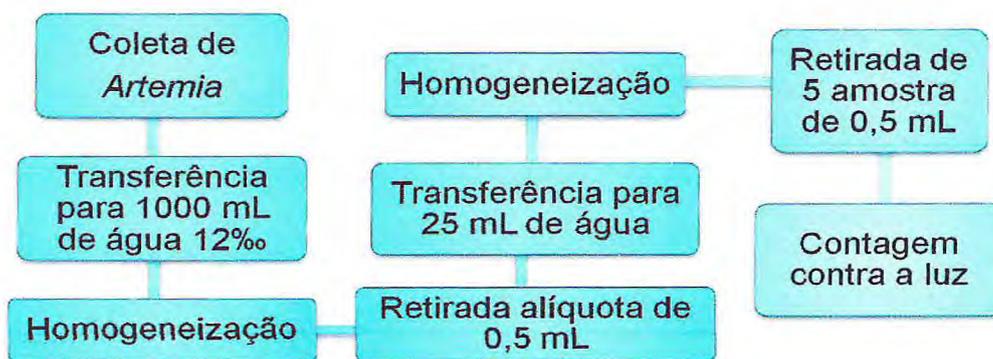


Figura 9 - Procedimento de contagem de náuplios de *Artemia*.

Com base no valor médio obtido calculava-se o número total de náuplios disponíveis e procedia-se cálculos dos volumes necessários para a obtenção da quantidade de *Artemia* necessária em cada sistema (adaptado de JOMORI, 1999) através da fórmula:

$$\frac{\frac{\text{MÉDIA} \times 25 \text{ mL} \times 1000 \text{ mL}}{0,5 \text{ mL}}}{0,5 \text{ mL}}$$

6.3. Alimentação das larvas

Uma alimentação saudável e adequada é um dos fatores de maior importância para o sucesso de qualquer larvicultura. O uso de alimento vivo necessita de cuidados e monitoramento específico, elevando os custos da larvicultura, pois o mesmo apresenta irregularidade na produção, constituição nutricional e sofrem oscilações de preços de mercado (JORGELOO *et al.*, 1998).

O náuplio de *Artemia* é o tipo de alimento vivo mais comum devido à praticidade do uso e seu alto valor nutritivo (SORGELOOS *et al.*, 1983). Para Anh *et al.* (2009), a *Artemia* é um alimento extremamente rico em proteínas e lipídios, que diminuem à medida que o tempo de cultivo aumenta, enquanto os sais minerais apresentam um ligeiro aumento.

No primeiro dia de eclosão quando as larvas foram transferidas para os tanques de desenvolvimento larval nenhum alimento foi ofertado porque estas realizam alimentação endógena através de suas reservas vitelínicas. A partir do segundo dia de cultivo foram ofertadas duas refeições constituídas por náuplios de *Artemia* recém-eclodidos nos horários de 9 h 30 min e 17 h e 30 min.

Araújo (2005) observou que larvas de *M. amazonicum* aceitam a dieta inerte desde o estágio IV, pois é nesta fase que estas mudam o hábito alimentar de predador dando preferência pela dieta inerte e devido ao fato dos náuplios de *Artemia* serem possivelmente pequenos para os últimos estágios larvais da espécie, aumentando a demanda de energia para sua captura.

Neste contexto, quando as larvas de camarão encontravam-se no IV estágio de desenvolvimento larval (nono dia de cultivo), além de náuplios de *Artemia* a alimentação foi complementada com uma dieta inerte (COMA) preparada no próprio Centro, fornecida inicialmente em quatro refeições, 7 h 30 min, 11 h 30 min, 13 h 30 min e 15 h 30 min. À medida que as larvas se desenvolviam toda a alimentação foi completamente substituída pelo COMA. Os ingredientes utilizados na dieta inerte foram baseados nas propostas Mallasen & Valenti (1998) (Tabela 2).

Tabela 2 – Formulação da dieta inerte (COMA)

INGREDIENTES	Quantidade			
	(g)	(mL)	(un)	(colher)
Ovo cru	-	-	2	-
Leite em pó integral	-	-	-	1½
Emulsão Scoth	-	-	-	1½
Farinha de trigo	-	-	-	1
Complexo vitamínico Bionate	-	10	-	-
Peixe	50	-	-	-
<i>Spirulina</i>	5	-	-	-
Água	-	50	-	-

Todos os ingredientes para formulação do COMA foram misturados em um liquidificador até formar um creme e, em seguida, cozinhou-se o creme em banho-maria por aproximadamente 20 minutos até atingir consistência de pudim. O alimento era armazenado a 4 °C em geladeira por até dois dias. Antes do seu fornecimento as larvas, o alimento foi passado através de peneira com malha variando de 0,5 a 1,0 µm. A quantidade de alimento ofertada inicialmente foi de 5 g mudando o valor conforme o crescimento das larvas.

6.4. Parâmetros físico-químicos da água

Os principais fatores físico-químicos da água dos tanques foram monitorados e controlados durante todo o cultivo, sendo observado o oxigênio dissolvido, a temperatura e a salinidade através de uma sonda multiparamétrica, modelo YSI 85. As demais variáveis como amônia e nitrito foram determinadas em laboratório por meio do teste colorimétrico. Os monitoramentos foram realizados 2 vezes ao dia nos horários de 7 h 30 min e 13 h 30 min.

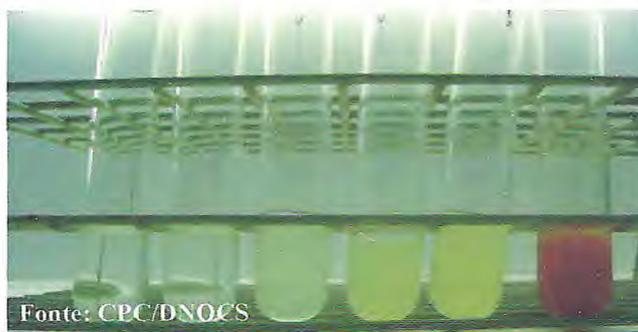
O método colorimétrico usado para determinar a presença de amônia e nitrito foram descritos por Koroleff (1976), Golterman; Clymo e Ohnstad (1978), Mackereth; Heron e Talling (1978) e realizados através da análise de água duas vezes ao dia.

Para verificar a presença de nitrito na água foram coletados amostras de água em recipientes de vidro para posterior análise em laboratório. Após, adicionou-se 100 mL da amostra em tubos de ensaios, 1mL da solução acética de α -naftilamina e 1mL da solução acética de ácido sulfanílico. Imediatamente fez-se a leitura da concentração de nitrito (visualmente). Em caso de presença do íon nitrito haverá uma mudança na coloração de incolor para vermelho e quanto maior a concentração de nitrito mais forte será a coloração da amostra (Figura 16). Após a constatação da presença de nitrito era feita a renovação da água.



Fonte: CPC/DNOCS
Figura 16 - Resultados do teste de nitrito nos tanques de desenvolvimento larval.

Para determinação da concentração de amônia colocava-se 5 mL de amostra de água e 3 gotas do reagente de Nessler em um tubo de ensaio. A presença positiva era observada pela formação do íon amônia através da mudança da coloração que vai do amarelo a marrom. (Figura 17).



Fonte: CPC/DNOCS
Figura 10 - Análise de amônia nos tanques de desenvolvimento larval.

6.5. Avaliação dos estágios de desenvolvimento larval

Diariamente, 5 larvas de cada tanque eram coletadas e feitas as análises ao microscópio dos estágios de desenvolvimento e sanidade das larvas. A determinação dos estágios larvais do gênero *Macrobrachium* foi realizada com o auxílio de uma chave de identificação com figuras confeccionadas em vista dorsal e lateral, destacando os aspectos que identificam os referentes estágios de desenvolvimento larval de acordo com Valenti [s.d.].

No primeiro dia de observação, as larvas estavam no estágio de zoea I, pois via-se a presença de olhos sésseis (Figura 18), carapaça lisa sem espinhos, rostro reto sem dentes, sexto somito contínuo com o telso.

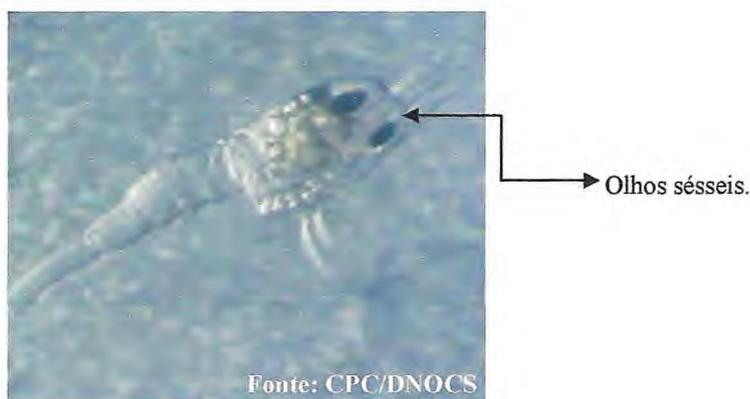


Figura 11 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea I.

No terceiro dia, as larvas estavam na fase de zoea II, apresentando olhos pedunculados (Figura 19), carapaça com um espinho supra-orbital, rostro reto sem dentes, urópodos ausentes.

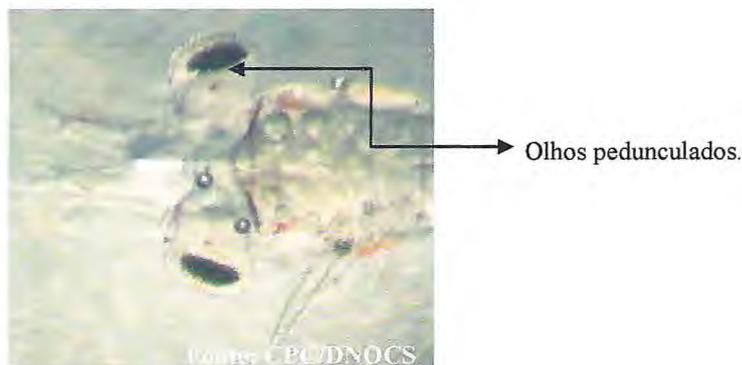


Figura 19 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea II

No quinto dia, as larvas encontram-se no estágio de zoea III, já nota-se rostro com um dente dorsal (Figura 20), abdome com o sexto somito separado do telso e o urópodo constituído por exopoditos (endopodito ainda rudimentar).

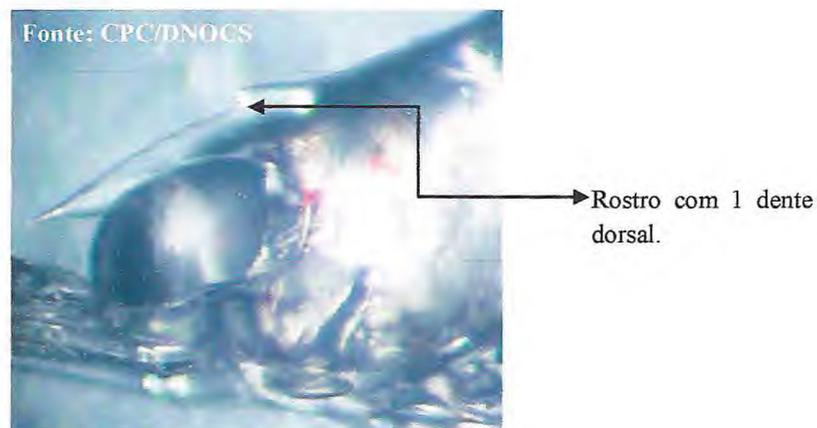


Figura 20 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea III.

No sétimo dia, as larvas encontram-se no estágio de zoea IV, rostro com dois dentes dorsais (Figura 21), telso ainda em forma de leque e urópodo com exopodito e endopodito desenvolvidos e com cerdas.

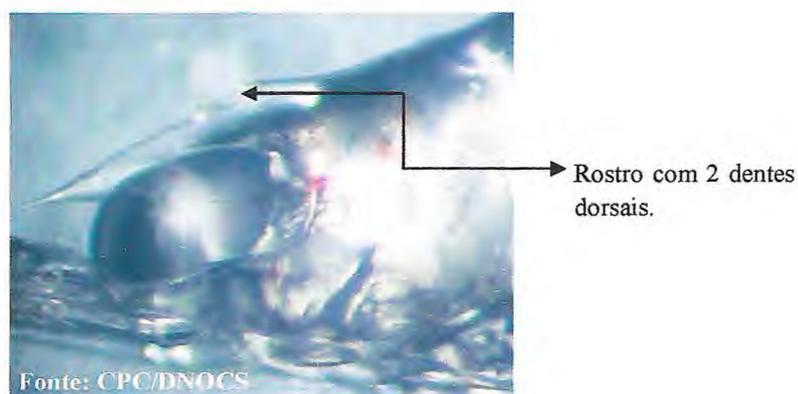


Figura 12 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea IV.

No nono dia, notava-se em evidência botões que originaram os pleópodos (Figura 22), urópodo com exopodito e endopodito com maior número de cerdas plumosas, caracterizando o estágio de zoea V.

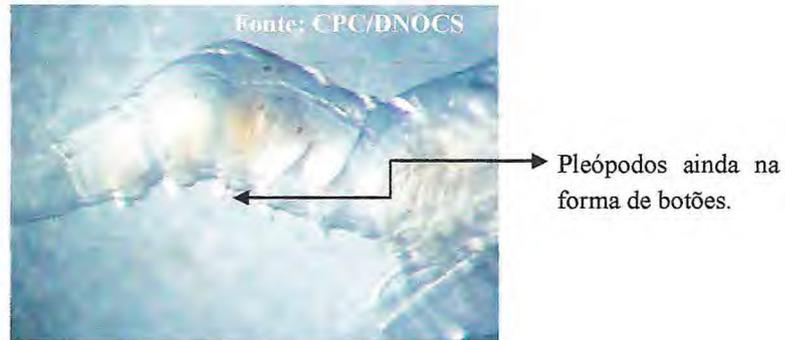


Figura 13 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea V.

No décimo segundo dia, observou-se pleópodos rudimentares diferenciados em exopoditos e endopoditos caracterizando o estágio de zoea VI (Figura 23). Neste estágio notou-se o surgimento das primeiras pós-larvas, onde o pico de metamorfose se realizou no 23º dia de cultivo em virtude da temperatura.

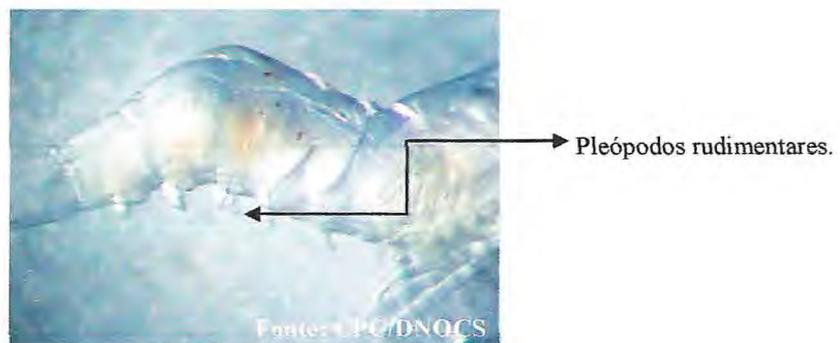


Figura 14 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea VI.

No décimo quinto dia, os pleópodos já se encontravam bastantes diferenciados com exopodito e endopodito ainda rudimentar sem cerdas plumosas, caracterizando o estágio de zoea VII (Figura 24).

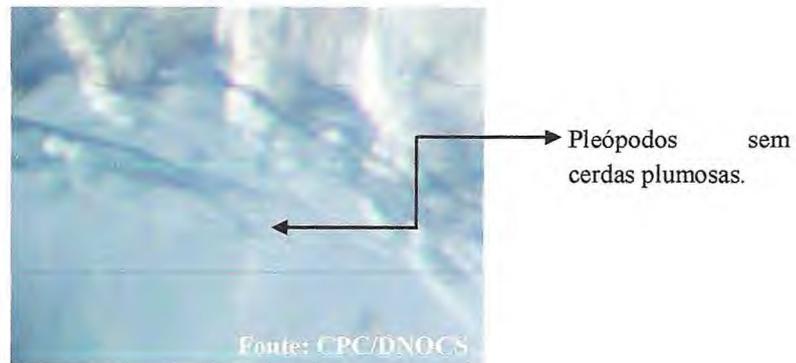


Figura 15 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea VII.

No décimo oitavo dia, observou-se pleópodos bem mais desenvolvidos com exopodito e endopodito bem evidentes e presença de cerdas nos endopoditos (Figura 25), rostro liso ou com dentes em formação, caracterizando o estágio de zoea VIII.

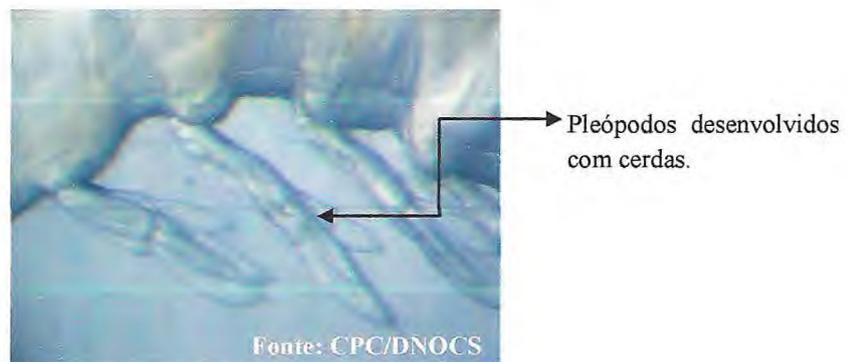


Figura 16 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea VIII.

No vigésimo dia, analisou-se rostro com seis dentes na região dorsal (Figura 26), exopodito e endopodito dos pleópodos com cerdas plumosas e presença do apêndice interno em todos, exceto no primeiro pleópodo, caracterizando o estágio de zoea IX.

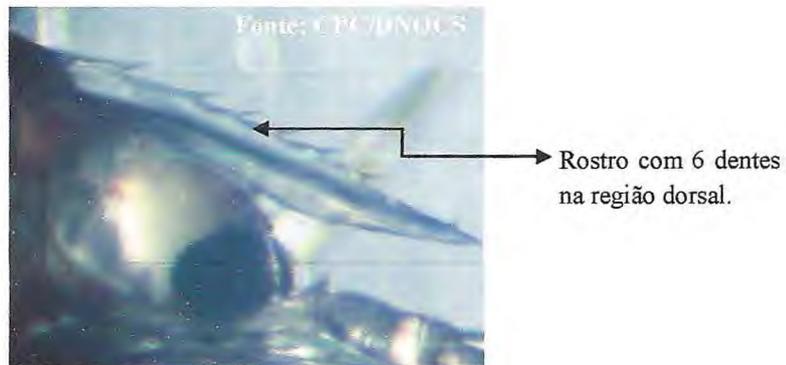


Figura 17 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio zoea IX.

A partir do vigésimo terceiro dia, notou-se a presença de pós-larvas com espinhos mais evidentes em todas as extensões das regiões dorsal e ventral do rostro, caracterizando o estágio X (Figura 27).

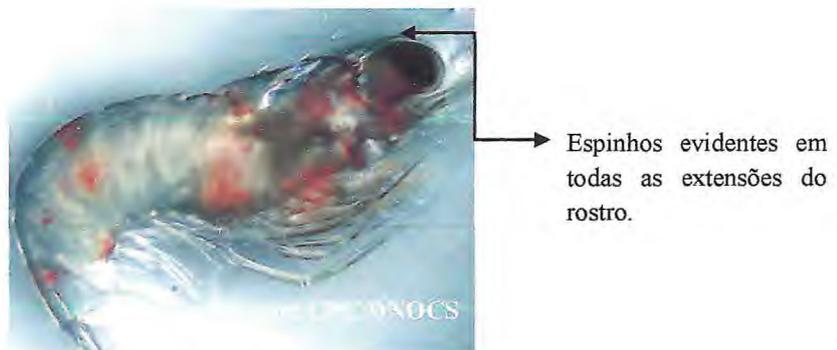


Figura 18 - Larva de *Macrobrachium amazonicum* no estágio X.

6.6. Transporte de pós-larvas

Ao observar que mais de 90% das larvas já haviam se metamorfoseado em pós-larvas, iniciou-se o processo de aclimatização dos animais para a mesma salinidade da água das lagoas que serão estocados. Os animais foram transferidos para um tanque de aclimatação, onde a salinidade da água foi baixada em um ppt, de forma gradativa (1 hora), evitando qualquer choque de salinidade. No CPC baixou-se de 12‰ até chegar a salinidade 0‰, após este procedimento fez-se necessário o desligamento da aeração e a redução do nível da água dos tanques. Posteriormente iniciou-se o processo de contagem das pós-larvas por amostragem, que consistiu na retirada de 3 amostras de PLs existentes em um determinado recipiente, calculando-se a média para estimar o número total de pós-larvas no tanque.

Após a contagem, foi realizada a embalagem para o posterior transporte das pós-larvas. As PLs foram estocadas em sacos plásticos de 60 L com $\frac{1}{3}$ de água e $\frac{2}{3}$ de oxigênio puro (Figura 28) e acondicionadas em caixas de isopor, contendo gelo entre as paredes internas e os sacos plásticos, evitando a elevação da temperatura e o aumento do metabolismo das pós-larvas para que não haja um aumento do consumo de oxigênio pelas mesmas.



Figura 28 – Embalagem de pós-larvas de *M. amazonicum* para transporte.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estágio supervisionado realizado no Centro de Pesquisas em Carcinicultura (CPC) no período de 2008 a 2010 possibilitou o acompanhamento de todas as etapas da larvicultura do camarão-da-amazônia (*Macrobrachium amazonicum*), desde o recebimento dos reprodutores até o povoamento com as pós-larvas nas lagoas da Região Metropolitana de Fortaleza.

As observações deste Relatório de Estágio Supervisionado levam a concluir que a larvicultura realizada em laboratório pode levar ao desenvolvimento de um pacote tecnológico onde o manejo correto trará melhores indicadores como alta produtividade e sobrevivência da espécie, sendo viável economicamente.

A otimização do cultivo no CPC se dá principalmente devido à utilização do sistema fechado dinâmico, pois há recirculação da água através de filtros biológicos que reduzem os níveis de amônia, que é altamente prejudicial. De modo geral, observou-se que a qualidade da água é mais dependente dos processos biológicos que ocorrem dentro dos tanques de desenvolvimento larval do que as características da água de renovação para algumas variáveis.

No entanto, o referido estágio, ofereceu para minha formação à oportunidade do desenvolvimento e análises de situações, complementando o processo de ensino-aprendizagem, incentivando a busca de aprimoramento pessoal e profissional na área de Engenharia de Pesca.

REFERÊNCIAS

- ADIYODI, R. G. Endocrine control of ovarian function in crustaceans. *In: Comparative Endocrinology*. (Eds. P.J. Gaillard and H.H. Boer) Elsevier / North-Holland Biomedical Press, Amsterdam, p. 25-28, 1978
- AMMAR, D.; MÜLLER, Y. M. R.; NAZARI, E. M. Biologia reprodutiva de *Macrobrachium olfersii* (Wiegman) (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae) coletados na Ilha de Santa Catarina, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 18, n. 2, p. 523-528, 2001.
- ANH, N. T. N. *et al.* Effect of different supplemental feeds on proximate composition and *Artemia* biomass production in salt ponds. **Aquaculture**, v. 286, n. 3/4, p. 217-225, 2009.
- ARAÚJO, M. C. **Efeito da salinidade, luminosidade e alimentação na larvicultura do camarão-da-amazônia, *Macrobrachium amazonicum***. Tese de Doutorado em Aqüicultura - Universidade Estadual Paulista. 87 f. 2005.
- ARMITAGE, K. B.; BUIKEMA, K. L.; WILLEMS, N. J. The effect of photoperiod on constituents and molting of the crayfish *Orconestes nais* (Faxon.) **Comp. Bioch. Physiol.** v. 44A, p. 431-456, 1973.
- BARROS, H. P. **Alimentação de *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879) (Crustacea, Palaemonidae) durante a fase larval: efeitos da densidade de náuplios de *Artemia*, do tamanho das partículas de ração, do tipo de alimento e do fotoperíodo**. Tese (Doutorado em Aqüicultura) - Centro de Aqüicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 76 f. 2001.
- CAVALCANTI, L. B.; CORREA, E. S.; CORDEIRO, E. A. **Camarão, Manual de Cultivo do *Macrobrachium rosenbergii* (pitu havaiano gigante da Malásia)**. Recife: Aquaconsult, 143 p. 1986.
- CORREIA, E. S.; SUWANNATOUS, S.; NEW, M. B. Flow-through hatchery systems and management. *In: NEW, M.B.; VALENTI, W.C. Freshwater prawn culture: The farming of *Macrobrachium rosenbergii**. Oxford: Blackwell Science, cap. 5, p. 52-68, 2000.
- CORREIA, E. S.; CASTRO, P. F. Larvicultura em sistema aberto. *In: VALENTI, W. C. Carcinicultura de água doce: Tecnologia para produção de camarões*. Brasília: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), p. 77-94, 1998.

GAMBA, A. L. Different egg-associated and larval development characteristics of *Macrobrachium jelskii* and *Macrobrachium amazonicum* (Arthropoda: Crustacea) in venezuelan continental lagoon. **International Journal Invertebrate Reproduction and Development**, v. 7, p. 135-142, 1984.

GARDNER, C.; MAGUIRE, B. M. Effect of photoperiod and light intensity on survival, development and cannibalism of larvae of the australian giant *Pseudocarcinus gigas* (Lamarck). **Aquaculture**, v. 165, p. 51-63, 1998.

GOLTERMAN, H. L.; CLYMO, R. S.; OHNSTAD, M. A. M. **Methods for physical and chemical analysis of freshwaters**. IPB Handbook number 8 Blackwell Scientific Publications, London. 1978.

GOMES-CORRÊA, M. M. **Palemonídeos do Brasil (Crustacea-Decapoda-Natantia)**. Dissertação de Mestrado - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 135 f. 1977.

GUEST, W. C.; DUROCHER, P. P. Palaemonid shrimp, *Macrobrachium amazonicum*: Effects of salinity and temperature on survival. **The Progressive Fish-Culturist**, v. 41, n. 1, p. 14-18, 1979.

GURGEL, J. J.; MATOS, M. O. M. Sobre a criação extensiva de camarão canela, *Macrobrachium* (Heller) nos açudes públicos do nordeste brasileiro. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 3., 1983, São Carlo. **Anais...** São Paulo: Universidade Federal de São Carlos, p. 39. 1983.

HOLTHUIS, L. B. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea, Decapoda, Natantia) of the Americas. II. The Subfamily Palaemonidae. **Occ. Pap. Alan Hancock Fdn.**, Los Angeles 12. 396 f. 1952.

HOLTHUIS, L. B. Nomenclature and Taxonomy. In: NEW, M. B.; VALENTI, W. C. (Eds.). **Freshwater prawn culture: the farming of *Macrobrachium rosenbergii***, London: Blackwell Science, 443 f. 2000.

JOMORI, R. K. **Estudos sobre a alimentação de larvas de pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), com náuplios de *Artemia* e a sua substituição por dieta artificial**. (Monografia de graduação) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, São Paulo, Brasil., 70 f. 1999.

JONES, D. A., KUMLU, M., VAY, L. Le.; FLETCHER. The digestive physiology of herbivorous, omnivorous and carnivorous crustacean larvae: a review. **Aquaculture**, v. 155, p. 285-295, 1997.

JONES, D. A.; YULE, A. B.; HOLLAND, D. L. Larval nutrition. *In*: D'ABRAMO, L. R.; CONKLIN, D. E.; AKIAMA, D. M. *Crustacean Nutrition*. **Advances in World Aquaculture Society**, Baton Rouge, LA. p. 353-387, 1997.

KAMARUDIN, M. S. *et al.* Ontogenetic change in digestive enzyme activity during larval development of *Macrobrachium rosenbergii*. **Aquaculture**, v. 123, p. 323-333, 1994.

KOROLEFF, F. Determination of nutrients. *In*: GRASSHOFF, K.; KREMLING, K.; ERHARDT, M. (Ed.). **Methods of seawater analysis**. Weinheim: Chemie, p. 117-187, 1976.

KUTTY, M. N.; HERMAN, F.; LE MENN, H. Culture of other prawn species. *In*: NEW, M. B.; VALENTI, W. C. **Freshwater prawn culture: The farming of *Macrobrachium rosenbergii***. Oxford: Blackwell Science, cap. 21, p. 393-410, 2000.

LAVENS, P.; THONGROD S.; SORGELOOS, P. Larval prawn feeds and the dietary importance of *Artemia*. *In*: NEW, M. B.; VALENTI, W. C. **Freshwater prawn culture: The farming of *Macrobrachium rosenbergii***. Oxford: Blackwell Science, cap. 7, p. 91-110, 2000.

LOYA-JAVELLANA, G. Ingestion saturation and growth responses of *Penaeus monodon* larvae to food density. **Aquaculture**, v. 81, p. 329-336, 1989.

MACKERETH, F. J. H.; HERON, J.; TALLING, J. F. **Water analysis some revised methods for limnologists**. Ambleside, Cumbria: Freshwater Biological Association, p. 1-128, 1978.

MCNAMARA, J. C.; MOREIRA, G. S.; MOREIRA, P. S. The effect of on respiratory metabolism, survival and moulting in first zoea of *Macrobrachium amazonicum* (Heller) (Crustacea; Decapoda). **Hydrobiologia**, v. 101, p. 239-242, 1983.

MAGALHAES, C. 1985. Desenvolvimento larval obtido em laboratório de palaemonídeos da Região Amazônica. I. *Macbrachium amazonicum* (Heller, 1862) (Crustacea, Decapoda). **Amazoniana**, v. 9, n. 2, p. 247-274, 1985.

MALLASEN, M.; VALENTI, W. Comparison of artificial and natural new and reused, brackish water for the larviculture of the freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* in a recirculating system. **Journal of the of the World Aquaculture Society**, v. 29, n. 3, p. 345-350, 1998.

MELO, G. A. S. Famílias Atyidae, Palaemonidae e Sergestidae. *In*: MELO, G. A. S. (Ed.). **Manual de identificação dos Crustacea Decapoda de água doce do Brasil**, São Paulo: Loyola, 425 p. 2003.

MINAGAWA, M. Effects of photoperiod on survival, feeding and development of larvae of the red frog crab, *Ranina ranina*. **Aquaculture**, v. 120, p. 105-114, 1994.

MORAES-RIODADES, P. M. C.; VALENTI, W. C. Freshwater prawn farming in Brazilian Amazonia shows potential for economic and social development. **Global Aquaculture Advocate**, v. 4, p. 73-74, 2001.

MORAES-RIODADES, P. M. C.; VALENTI, W. C.; PERALTA, A. S.; AMORIM, M. D. L. Carcinicultura de água doce no estado do Pará: situação atual e perspectivas. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 9., 1999, Recife, **Anais...** Recife: Associação de Engenharia de Pesca e Associação Latino- Americano de Engenharia de Pesca, p. 598-604, 1999.

MORAES-RIODADES, P. M. C. **Cultivo do camarão-da-amazônia, *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) (crustacea, decapoda, palaemonidae) em diferentes densidades: fatores ambientais, biologia populacional e sustentabilidade econômica**. Tese (Doutorado em Aqüicultura) - Centro de Aqüicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal. 118 p. 2005.

MORAES-VALENTI, P.; VALENTI, W. C. Culture of the Amazon river prawn *Macrobrachium amazonicum*. *In*: NEW, M. B. et al. (Eds). **Freshwater prawns: biology and farming**. Oxford: Wiley-Blackwell, p. 485-501, 2010.

MORAES-VALENTI, P. M. C.; VALENTI, W. C. Effect of Intensification on grow-out of Amazon River Prawn *Macrobrachium amazonicum*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 38, n. 4, p. 516-526, 2007.

MOREIRA, G. S.; MCNAMARA, J. C.; MOREIRA, P. S. The effect of salinity on upper thermal limits of survival and metamorphosis during larval development in *Macrobrachium amazonicum* (Heller) (Decapoda, Palaemonidae). **Crustaceana**, v. 50, n. 3, p. 231-238, 1986.

- NEW, M. B. History and global status of freshwater prawn farming. In: NEW, M. B.; VALENTI, W. C. (Ed.) **Freshwater Prawn Farming: The Farming of *Macrobrachium rosenbergii***. Oxford: Blackwell Science, p. 01-11, 2000.
- NEW, M. B.; SINGHOLKA, S. Freshwater prawn farming. A manual for the culture *Macrobrachium rosenbergii*. **FAO Fishery Technical**, v. 225, v. 1, p. 118, 1984.
- NEW, M. B. Farming freshwater prawns: a manual for the culture of the giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*). **FAO Fisheries Technical Paper**, n. 428, p. 212, 2002.
- ODINETZ-COLLART, O. 1993 Ecologia e potencial pesqueiro do camarão-canela *Macrobrachium amazonicum* na Bacia Amazônica. In: FERREIRA, E. J. G. et al. (Ed.) **Bases Científicas para Estratégias de Preservação e desenvolvimento da Amazônia**. v. 2, p. 147-166, 1993.
- ODINETZ-COLLART, O.; MOREIRA, L. C. Migração vertical nictemeral das larvas de *Macrobrachium amazonicum* num lago de várzea na Amazônia Central, Ilha do Careiro, Brasil. **Amazoniana**, v. 3, n. 4, p. 385-389, 1993.
- OTTE, G.; ROSENTHAL, H. Management of a closed brackish water systems for high density fish culture by biological and chemical water treatment. **Aquaculture**, v. 18, n. 2, p. 169-181, 1979.
- PENTEADO, J. M. A; HOMEM, B. D; MORAES-RIODADE, P. M. C; VALENTI, W. C. Effect of stocking density and culture time on Amazon River Prawn, *Macrobrachium amazonicum* in indoor nursery. In: **World aquaculture society**. Puerto Rico: Latin American e Caribbean Chapter, p. 111, 2007.
- REIS, J. A. et al. Estudo higiênico-sanitário dos camarões dulcícolas *Macrobrachium amazonicum* e *M. jelskii*. **Higiene Alimentar**, v. 18, n. 116/117, p. 58-67, 2004.
- RODRIGUES, J. B. R. **Manual de cultivo do camarão de água doce *Macrobrachium rosenbergii* na região sul do Brasil**. Florianópolis: UFSC, 76 p. 1991.
- SANTOS, S.; GOMES, S. O.; LOPES, J. P.; Contribuição de elódea *Egeria densa* à piscicultura através da colonização do camarão-canela *Macrobrachium amazonicum* no sub-médio rio São Francisco, no nordeste do Brasil. **Rev. Bras. Eng. Pesca**, v. 1, n. 1, p. 102-118, 2006.

SERVIÇO BRASILEIRO DE APOIO ÀS MICRO E PEQUENAS EMPRESAS (SEBRAE). **Tecnologia de criação do camarão da Malásia (*Macrobrachium rosenbergii*)**. Manual de carcinicultura de água doce. Centro de Tecnologia em Aquicultura e Meio Ambiente Ltda (CTA). Vitória: SEBRAE, 57 p. 2005.

SHORT, J. W. A revision of Australian river prawn, *Macrobrachium* (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae). **Hydrobiologia**, v. 525, p. 1-110, 2004.

SORGELOOS, P. *et al.* The use of brine shrimp *Artemia* in crustacean hatcheries and nurseries. *In*: J. P. Mc Vey (Ed). Handbook of Maricult. 1: **Crustacean Aquaculture**. Flórida: CRC Press Inc., p. 71-96, 1983.

SORGELOOS, P.; LÉGER, P. H. Improved larviculture outputs of marine fish, shrimp and prawn. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 23, p. 251-264, 1992.

SORGELOOS, P. *et al.* Use of brine shrimp *Artemia* spp., in larval crustacean nutrition: a review. **Reviews in Fisheries Science**, v. 6, n. 1/2, p. 55-68, 1998.

VALENTI, W. C. Rotina para instalação e manejo da larvicultura de *M. rosebergii* e *M. amazonicum* em sistema fechado. **Universidade Estadual Paulista**. Centro de Aqüicultura – Setor de Carcinicultura. s.d.

VALENTI, W. C. **Estudo populacional dos camarões de água doce *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836) e *Macrobrachium carcinus* (Linneus, 1758) do Rio Ribeira de Iguapé (Crustacea, Palaemonidae)**. Dissertação (Mestrado) - Departamento de Biologia do Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, 149 f. 1984.

VALENTI, W. C. **Cultivo de camarão de água doce**. São Paulo: Nobel, 82 p. 1985.

VALENTI, W. C. Comportamento reprodutivo de camarões de água doce. *In*: ENCONTRO NACIONAL DE ENTOMOLOGIA, 5., Jaboticabal. **Anais...Jaboticabal**, p. 195-202, 1987.

VALENTI, W. C. **Criação de camarões em águas interiores**. Jaboticabal: FUNEP, (Boletim técnico, 2), 81 p. 1996.

VALENTI, W. C. **Carcinicultura de Água Doce**. Tecnologia para a produção de camarões. IBAMA, 383 p. 1998.

VALENTI, W. C. Aquaculture for sustainable development. *In*: VALENTI, W. C.; *et al.* (Eds.) **Aqüicultura no Brasil**: Bases para um desenvolvimento sustentável. Brasília: CNPq/MCTp. 17-24, 2000.

VALENTI, W. C.; DANIELS, W. H. Recirculation hatchery systems and management. *In*: NEW, M. B.; VALENTI, W. C. Freshwater prawn culture: The farming of *Macrobrachium rosenbergii*. Oxford: Blackwell Science, cap. 6, p. 69-90, 2000.

VALENTI, W. C. Criação de camarões de água doce. *In*: CONGRESSO DE ZOOTECNIA, 2002, Vila Real, Portugal, **Anais...** Vila Real: Associação Portuguesa dos Engenheiros Zootécnicos, p. 229-237, 2002.

VALENTI, W. C.; FRANCESCHINI-VICENTINI, I. B.; PEZZATO, L. E. 2003. The potential for *M. amazonicum* culture. *In*: WORLD AQUACULTURE, 2003, Salvador. **Anais...** Salvador, p. 804, 2003.

VALENTI, W. C. Camarão de água doce como agronegócio. *In*: CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE AQUICULTURA E BIOLOGIA AQUÁTICA. 1., 2004, Vitória. **Anais...** Vitória, ES: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática (Aquabio), p. 52, 2004.

VALENTI, W. C.; MALLASEN, M.; BARROS, H. P. Sistema de recirculação e rotina de manejo para larvicultura de camarões de água doce *Macrobrachium rosenbergii* em pequena escala. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 35, n. 1, p. 141-151, 2009.

VARGAS, R. M.; PATERNINA, A. S. Contribucion la ecologia y cultivo de larvas em laboratorio del camaron de agua dulce *Macrobrachium amazonicum* (Heller) (Decapoda, Palaemonidae). **Ecologia Tmpkal**, v. 3, p. 1-36, 1977.

VEIGA, J. E. 1998. Política Agrária. **Ciência Hoje**, v. 141, p. 26-31, 1998.

VETORELLI, M. P.; VALENTI, W. C. 2004. Post-larvae productivity of Amazon River Prawn *Macrobrachium amazonicum* stocked at different densities. *In*: **3 Brazilian crustacean congress and the crustaceana society meeting**. Florianopolis/SC. 1(1), 129. 2004.

VIEIRA, M. J. A. F. *et al.* Acompanhamento da reprodução e larvicultura do camarão *Macrobrachium amazonicum* no CPC do DNOCS. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA DE PESCA, 16., 2009, Natal. **Anais...** Natal: CONBEP, 2009.