



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

**ACOMPANHAMENTO DO DESENVOLVIMENTO DO CAMARÃO BRANCO  
DO PACÍFICO *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) NA FASE DE  
LARVICULTURA**

**RAIMUNDO MANUEL DE ARAÚJO NETO**

---

**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  
obtenção do título de Engenheiro de Pesca.**

---

**FORTALEZA - CEARÁ – BRASIL  
JULHO/2007**

**COMISSÃO EXAMINADORA**

---

**Prof<sup>a</sup> Silvana Saker Sampaio, Ph.D.**  
**Orientadora**

---

**Prof. Alexandre Holanda Sampaio, Ph.D.**  
**Membro**

---

**José Renato de Oliveira César, Ph.D.**  
**Membro**

**ORIENTADOR TÉCNICO**

---

**Ítalo Régis Castelo Branco Rocha, M.Sc.**

**VISTO**

---

**Prof. Moisés Almeida de Oliveira, D.Sc.**  
**Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca**

---

**Prof. Raimundo Nonato de Lima Conceição, D.Sc.**  
**Coordenador do Curso de Engenharia de Pesca**

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)

---

A691a Araújo Neto, Raimundo Manuel de.  
Acompanhamento do desenvolvimento do Camarão Branco do pacífico *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) na fase de larvicultura / Raimundo Manuel de Araújo Neto. – 2007.  
50 f. : il.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2007.

Orientação: Profa. Dra. Silvana Saker Sampaio.

Orientador Técnico: Bel. Ítalo Régis Castelo Branco Rocha.

1. Camarão (Crustáceo) - Brasil, Nordeste. 2. Camarão Branco (Crustáceo) - Criação. 3. Engenharia de Pesca. I. Título.

CDD 639.2

---

**Dedico,**

A Deus, por iluminar o meu caminho e a  
minha família, pelo amor que tem a mim.

## AGRADECIMENTOS

A Jesus Cristo, pois sem ele nada se consegue.

Aos meus pais, Antônia Freire de Araújo e José Waldecí de Araújo pelo carinho e educação a mim oferecidos.

A minha querida Rivânia e minha princesa Emilly, pelo dia a dia que me proporcionam.

Aos meus irmãos Ronaldo e Henrique e suas esposas Darcilene e Bárbara, pela amizade compartilhada.

A minha amiga e professora Silvana Saker Sampaio, pela orientação e ensinamentos dedicados a este trabalho e durante o curso.

Ao meu amigo Ítalo Régis Castelo Branco Rocha, pela orientação e conhecimentos compartilhados, durante este trabalho.

Ao meu amigo de infância, Carlos Átila, pela amizade que temos e pela ajuda oferecida a este trabalho.

Ao Engenheiro de Pesca Cristiano Maia.

A Compescal Comércio de Pescado Aracatiense Ltda e em especial ao gerente administrativo Ricardo Araújo, por ter permitido a realização desse trabalho.

Ao amigo e técnico em aquicultura Cristiano Januário dos Santos, pela simpatia e conhecimentos compartilhados, durante minha permanência na Compescal.

A todos funcionários do laboratório de produção de pós-larvas, pelos conhecimentos repassados.

Aos meus colegas de curso em especial Jefferson Pablo de Sousa Saboya, Francisco Hidalécio Braga Neto, Heber Lopes da Silva, Paulo Roberto Pereira Janico e Renato Teixeira Moreira.

Aos meus grandes amigos Márcio Pereira da Silva e Hugo Pereira da Silva.

E a todos, que de uma forma ou de outra, contribuíram para a conquista desse trabalho.

## SUMÁRIO

	Página
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE TABELAS	ix
LISTA DE ANEXOS	x
RESUMO	xi
1. INTRODUÇÃO	1
2. CARACTERIZAÇÃO DA EMPRESA	4
3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	6
3.1. MATURAÇÃO	6
3.1.1. Quarentena (aclimatação) dos reprodutores	7
3.1.2. Alimentação dos reprodutores	8
3.1.3. Processo reprodutivo	9
3.1.4. Desova	10
3.1.5. Eclosão	11
3.1.6. Entrega de náuplios	12
3.2. LARVICULTURA DO <i>Litopenaeus vannamei</i>	12
3.2.1. Recepção de náuplios	13
3.2.2. Caracterização da fase I	15
3.2.3. Caracterização da fase II	17
3.2.4. Análise da qualidade de água e Parâmetros físico-químicos	18
3.2.5. Manejo alimentar	21
3.2.6. Amostragem, Contagem e Determinação da sobrevivência	23
3.2.7. Comércio de pós-larvas	24
3.3. PRODUÇÃO DE MICROALGAS	26
3.3.1. Cultivo de microalgas	28
3.3.2. Cepário	29
3.3.3. Etapas do cultivo	30
3.4. PRODUÇÃO DE NÁUPLIOS DE <i>Artemia</i>	31
3.4.1. Condições ambientais para eclosão	31
3.4.2. Hidratação, Descapsulação e Lavagem	32
3.4.3. Processo de incubação e eclosão	33
4. CONCLUSÃO	35
5. REFERÊNCIAS	36

**LISTA DE FIGURAS**

	Página
Figura 1. Fazenda de engorda da Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	4
Figura 2. Laboratório de produção de pós-larvas de camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	5
Figura 3. Pós-larvas de camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> produzidas pelo Laboratório da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	5
Figura 4. Setor de maturação do laboratório de produção de pós-larvas do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	6
Figura 5. Machos e fêmeas do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , em processo reprodutivo no laboratório de produção de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	10
Figura 6. "Carboys" de 1.000 litros utilizados no processo de eclosão dos ovos de <i>Litopenaeus vannamei</i> no laboratório de produção de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	12
Figura 7. Quadros de acompanhamento das fases I (A) e II (B) no laboratório de produção de pós-larvas do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	14
Figura 8. Assepsia dos tanques de larvicultura do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	15
Figura 9. Caldeira a gás responsável pelo aquecimento da água usada na larvicultura (A) e grupo de compressores radiais utilizados na larvicultura (B), na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	16

- Figura 10. Filtros de areia e celulose utilizados no processo de limpeza da água (A); e reservatórios de água doce e salgada utilizadas no laboratório de produção de pós-larvas (B), na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 18
- Figura 11. Procedimento de sifonamento da água, indispensável na manutenção da qualidade da água, na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 19
- Figura 12. Adição de solução de probiótico em tanques de 80.000 litros, na Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 20
- Figura 13. Tipos de alimentos artificiais usados na maturação e na larvicultura (fase I e fase II) de camarão *Litopenaeus vannamei* do laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 21
- Figura 14. Processo de despesca das pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* em tanques de 80.000 litros para posterior transferência até a área de contagem, embalagem e venda, no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 25
- Figura 15. Transporte de pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* em caminhões com submarinos de 1.000 litros (A); e em sacos plásticos de 30 litros acondicionados em caixas de isopor (B). 27
- Figura 16. Setor de microalgas com os tanques de produção massiva na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 27
- Figura 17. Processo de limpeza de tanques de 10.000 litros utilizados no cultivo massivo de microalgas no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 29
- Figura 18. Tanques cilíndricos de 500 litros utilizados na etapa intermediária do cultivo massivo de microalgas no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 30
- Figura 19. Tanques de 10.000 litros utilizados no cultivo massivo de microalgas no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 31

- Figura 20. Processo de hidratação de cistos de *Artemia* na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 33
- Figura 21. Cistos de *Artemia* sendo eclodidos em “carboys” de 2.000 litros (A); e náuplios de *Artemia* já eclodidos, sendo lavados e desinfetados com iodo (B), na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 33
- Figura 22. Náuplios de *Artemia* em “carboys” isotérmicos de 2.000 litros prontos para serem usados pela larvicultura na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE. 34

## LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Tipos de alimentos, quantidade ofertada em função do peso dos animais reprodutores e horários de alimentação no laboratório de produção de pós-larvas do camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> , da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	9
Tabela 2. Alimentos ofertados e horários de administração para larvas de camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> na fase I do cultivo no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	23
Tabela 3. Alimentos ofertados e horários de administração para larvas de camarão <i>Litopenaeus vannamei</i> na fase II de cultivo no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	23
Tabela 4. Limites ideais das principais variáveis ambientais envolvidas na eclosão dos cistos, juntamente com os valores obtidos no laboratório de produção de <i>Artemia</i> , na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.	32

**LISTA DE ANEXOS**

	Página
Anexo 1. Ficha de Checagem Microscópica da Larvicultura.	37
Anexo 2. Ficha de Acompanhamento Diário da Larvicultura.	38
Anexo 3. Ficha de Levantamento da População da Larvicultura.	39
Anexo 4. Ficha de Produção Diária de Algas.	40

## RESUMO

A aqüicultura tem se destacado mundialmente como fonte produtora de alimentos de qualidade, e a carcinicultura, responsável pela produção de camarão em condições controladas, tem se desenvolvido bastante, sendo responsável por benefícios na economia mundial, bem como no desenvolvimento de diversos países. Buscando atender uma demanda crescente de matéria-prima (larvas), com uma tecnologia consolidada, a larvicultura surgiu como solução para o desenvolvimento sustentável da carcinicultura mundial. Com a experiência adquirida durante todos esses anos, sabe-se hoje que é imprescindível uma larvicultura manejada de forma correta, e sem dúvida, ela é um grande divisor, no que diz respeito ao posterior sucesso ou fracasso no desempenho técnico do cultivo. Com base no exposto, o presente trabalho visa acompanhar o desenvolvimento do camarão branco *Litopenaeus vannamei* em um laboratório de produção de pós-larvas em Aracati-Ceará. Buscou-se observar durante o Estágio Supervisionado, as diversas etapas e setores complementares de uma larvicultura, como a maturação, produção de microalgas em larga escala, produção de *Artemia* viva, ente outros. Acompanhou-se também o manejo alimentar, a análise de parâmetros físico-químicos da água de cultivo, os índices de sobrevivência nas diversas fases do cultivo e finalmente, tentou-se compreender a importância dessa fase (larvicultura) para o cultivo como todo.

# ACOMPANHAMENTO DO DESENVOLVIMENTO DO CAMARÃO BRANCO DO PACÍFICO *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) NA FASE DE LARVICULTURA

RAIMUNDO MANUEL DE ARAÚJO NETO

## 1. INTRODUÇÃO

Há centenas de anos, os asiáticos já se dedicavam a capturar alevinos, os quais eram utilizados em criações extensivas. Durante o período de despesca esses criadores observavam que associados aos peixes sempre vinham camarões. Posteriormente, esses passaram a ser cultivados também de forma extensiva. Para realizar o povoamento capturavam-se pós-larvas no ambiente natural, e essa forma de obtenção de “sementes” é realizada até hoje em muitos países. Porém, essa prática juntamente com os diversos problemas de desequilíbrio ambiental tem levado ao declínio muitas populações de camarão tornando escassa a fonte de sementes para cultivos (AQUÍLIDER, 1997a).

Diante desses problemas, em 1933, o cientista japonês Dr. Motosaku Fujinaga e sua equipe iniciaram estudos sobre o camarão *Penaeus japonicus* na Universidade de Tóquio. Em 1939, fechou-se o ciclo de criação em cativeiro com a utilização de diatomáceas como fonte de alimento nos primeiros estágios larvais, porém a mortalidade nessa fase era muito elevada. Em 1964 veio a descoberta de utilização de *Artemia salina* como fonte de proteína animal e, depois disso, houve um crescente desenvolvimento na criação de camarões marinhos mundialmente (AQUÍLIDER, 1997a).

O Brasil ensaiou seus primeiros passos na década de 70. Entretanto, a prática do cultivo de camarão marinho em termos empresariais somente teve início nos anos 80, com o uso da espécie exótica *Penaeus japonicus*. Em meados dessa década, ressentindo-se de pesquisas que possibilitassem o alcance de uma produtividade economicamente aceitável e ante a inaptidão do

*P. japonicus* às baixas salinidades, a carcinicultura brasileira redirecionou seus objetivos com as espécies nativas *P. subtilis*, *P. schmitti*, *P. brasilienses* e *P. paulensis*. Entretanto, as baixas produtividade e lucratividade dessas espécies provocaram a desativação e a reconversão de diversas fazendas na região Nordeste do Brasil a salinas. No Rio Grande do Norte, a área de cultivo foi reduzida de 1.000 ha para menos de 100 ha (NUNES, 2002).

A decisão de descontinuar a domesticação das espécies nativas nacionais como opção para viabilizar a carcinicultura no Brasil, levou o grupo pioneiro de técnicos e produtores a buscar solução com a espécie exótica *Litopenaeus vannamei*, ainda na década de 80 (BRASIL, 2001). As importações de pós-larvas e reprodutores e os trabalhos de validação se acentuaram nos primeiros anos da década de 90. O critério básico para a adoção da nova espécie foi o fato dela já ser cultivada no Equador e Panamá e haver demonstrado capacidade de adaptação aos ecossistemas de diferentes partes do hemisfério Ocidental (NUNES, 2002).

A partir do momento em que laboratórios brasileiros dominaram a reprodução e a larvicultura do *L. vannamei* e iniciaram a distribuição comercial de pós-larvas, o que veio a ocorrer na primeira metade dos anos 90, as fazendas, em operação ou semiparalisadas, adotaram o cultivo da nova espécie de camarão obtendo índices de produtividade e rentabilidade superiores aos das espécies nativas. As validações tecnológicas foram intensificadas no processo de adaptação do *L. vannamei*, sendo importante afirmar que a partir de 1995-1996 ficou demonstrada a viabilidade comercial de sua produção no país (BRASIL, 2001).

O cultivo de camarões marinhos compreende basicamente duas fases: a larvicultura, responsável pela produção de larvas, e a engorda, responsável pelo crescimento do camarão até o tamanho de comercialização. As tecnologias de maturação, reprodução e larvicultura, passo inicial do processo produtivo, estão bem desenvolvidas em laboratórios e asseguram o fornecimento regular de pós-larvas às fazendas de engorda (<http://www.shrimp.ufscar.br/historico/cultivo.php>).

Apesar disso tudo, a indústria de camarões marinhos cultivados vem enfrentando inúmeros desafios nos últimos anos, com enfermidades decorrentes de alterações climáticas e ambientais; aumento dos custos de

produção; queda nos preços de venda, entre outros, o que vem exigindo a implementação de ações para a superação dos impactos negativos causados por esses desafios. Nesse contexto, a adoção de boas práticas de cultivo, em todas as etapas do processo produtivo, envolvendo a produção de pós-larvas, a engorda na fazenda e o processamento do produto final vem se constituindo na ferramenta mais importante para produção de camarões saudáveis (PEREGRINO, 2006).

A nutrição e o manejo adequados na fase larvicultura trazem benefícios à sobrevivência e ao crescimento dos animais durante este período. Larvas bem manejadas e mantidas em regime alimentar de alta qualidade são mais saudáveis e mais resistentes ao estresse e a possíveis patologias associadas. Procedendo dessa maneira consegue-se obter elevada taxa de sobrevivência ao final do ciclo de cultivo nos viveiros de engorda (PEREGRINO, 2006).

Este trabalho consiste em um Relatório de Estágio Supervisionado que descreve as atividades acompanhadas durante o desenvolvimento do *Litopenaeus vannamei* em um laboratório de larvicultura na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-Ceará.

## 2. CARACTERIZAÇÃO DA EMPRESA

Criada para fortalecer o comércio de pescado e gêneros aquícolas, a Compescal – Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, foi fundada em 1982, sendo uma das principais empresas envolvidas na atividade de carcinicultura do Estado do Ceará, com uma unidade de engorda com mais de 600 ha, localizada na Ilha dos Veados em Aracati-Ceará (Figura 1).



Figura 1. Fazenda de engorda da Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

O laboratório de produção de pós-larvas da Compescal (Figura 2) está situado na praia de Lagoa do Mato, na BR 304, km 34 e é dotado de uma estrutura capaz de produzir 200 milhões de pós-larvas/mês. O laboratório foi projetado para ser autônomo, ou seja, com todos setores necessário à produção de pós-larvas (Figura 3): maturação, larvicultura, produção de alimento vivo (microalgas e *Artemia*) entre outros.

Sua produção é destinada a atender a fase de engorda da própria empresa, e o excedente é comercializado, maximizando lucro à empresa.



Figura 2. Laboratório de produção de pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.



Figura 3. Pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* produzidas pelo Laboratório da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

### 3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

O Estágio Supervisionado foi realizado no laboratório de produção de pós-larvas, da empresa Compescal, no mês de maio de 2007, com duração de 128 horas, e teve como objetivo principal acompanhar o desenvolvimento do camarão *Litopenaeus vannamei* em sua larvicultura, caracterizando as diversas etapas que a complementam. Todas as etapas acompanhadas serão descritas a seguir:

#### 3.1. MATURAÇÃO

O setor de maturação do laboratório de produção de pós-larvas de camarão *L. vannamei* consiste em um grande galpão coberto, com iluminação artificial e fotoperíodo controlado (Figura 4).



Figura 4. Setor de maturação do laboratório de produção de pós-larvas do camarão *Litopenaeus vannamei*, da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Todos os procedimentos adotados para a maturação e a reprodução por cópula natural do *L. vannamei* são seguidos de forma criteriosa pelos funcionários da Compescal. De um modo geral, o sucesso do processo reprodutivo está associado aos controles hormonal da reprodução, ambiental e nutricional.

No caso de camarões, a reprodução e a muda são eventos antagônicos, ou seja, em um determinado momento na vida do animal, ou ele cresce ou ele se reproduz. A ocorrência de um dos eventos exige um gasto extraordinário de energia metabólica, por isso há necessidade de um controle desses fatores. De forma resumida, no interior de cada pedúnculo ocular, existe uma glândula neurosecretora chamada órgão X, que produz o hormônio inibidor gonadal (HIG) e o hormônio inibidor da muda (HIM). Na reprodução em cativeiro, a ablação de um dos pedúnculos oculares é de fundamental importância, por reduzir o suprimento de HIG e permitir a reprodução sexual (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2001).

Embora o controle hormonal seja importante, o sucesso reprodutivo só é alcançado com o controle das variáveis físico-químicas e ambientais, como por exemplo, salinidade, temperatura, pH, oxigênio dissolvido, fotoperíodo e intensidade luminosa (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2001).

O outro aspecto relativo ao controle dos fatores nutricionais é imprescindível: uma alimentação equilibrada garantirá nutrientes e energia, para que ocorra a maturação gonadal e o acúmulo de reservas de vitelo, necessárias para a sobrevivência das larvas nos seus primeiros estágios de vida (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2001).

### **3.1.1. Quarentena (aclimação) dos reprodutores**

Os reprodutores, depois de selecionados na Fazenda Compescal, foram levados para o laboratório de larvicultura. A seleção foi realizada macroscopicamente, sendo observados aspectos como: (1) peso do animal, que deve ser superior a 35 gramas, (2) sistema reprodutor formado, (3) carapaça rígida e (4) ausência de danos no exoesqueleto.

Primeiramente, após a chegada dos reprodutores, eles foram transferidos para uma sala, específica para a aclimação, dotada de três tanques retangulares de 40.000 litros, com volume médio utilizado de 20.000 litros. Nessa aclimação, os animais foram expostos às condições de fotoperíodo invertido, na qual o dia será noite e a noite será dia, necessitando, por essa razão de iluminação artificial. Os parâmetros físico-químicos da água foram monitorados constantemente, para reduzir ao máximo o estresse

imposto ao animal quando do transporte até a maturação e preparando animal para a fase de acasalamento.

Depois de 20 dias, em média, os reprodutores foram separados por sexo. A sexagem foi feita através da observação do petasma (órgão sexual masculino) e téllico (órgão sexual feminino).

Em seguida, as fêmeas foram submetidas à ablação do pedúnculo ocular, a fim de maximizar o processo reprodutivo. Esse procedimento consiste na incisão de um dos olhos, retirando seu conteúdo ocular. É importante ressaltar, a revisão da saúde dos animais, quando da realização desse processo, a fim de se reduzir à mortalidade ao mínimo possível. Após a incisão do olho, o pedúnculo ocular foi tratado com iodo e pressionado por alguns segundos, com o objetivo de evitar infecções e de contribuir para uma rápida cicatrização do tecido.

Após a ablação, esperou-se 12 horas para colocar a recirculação da água. A primeira alimentação (meia alimentação) foi fornecida após 24 horas de renovação de água a 200% e, após 48 horas, foi fornecida a alimentação completa.

Os animais permaneceram nesta área em média por 20 dias.

### **3.1.2. Alimentação dos reprodutores**

O alimento ofertado aos reprodutores tem alto valor protéico e lipídico e consiste em víveres úmidos e secos, a saber: 12% de lula picada com adição de 0,5% de vitamina C por kg e 1% de páprica doce por kg que atuará como atrativo; 7% de biomassa de *Artemia*; 4% de sururu; 2,5% de ova de linguado e 0,6% de ração comercial para reprodutores, por dia.

É importante ressaltar que como todo ser vivo, os camarões também rejeitam, com o passar do tempo um determinado alimento. Por isso, a necessidade de sempre alternar o tipo de alimento, com o objetivo de evitar desperdício, promover a nutrição e a redução dos custos. A Tabela 1 apresenta os diferentes tipos de alimentos fornecidos aos reprodutores, a quantidade ofertada em função do peso e os horários de alimentação.

Tabela 1. Tipos de alimentos, quantidade ofertada em função do peso dos animais reprodutores e horários de alimentação no laboratório de produção de pós-larvas do camarão *Litopenaeus vannamei*, da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Alimento	%	Horários
Sururu	4,0	02:00
Lula	3,0	05:00
Biomassa de <i>Artemia</i>	4,0	09:00
Ração comercial para reprodutores	0,6	12:00
Lula	5,0	14:00
Biomassa de <i>Artemia</i>	3,0	17:00
Lula	4,0	21:00
Ova de linguado	2,5	24:00

Os itens usados na alimentação dos reprodutores foram preparados em uma sala contendo moedor elétrico e balanças (de grande e pequeno porte) e estocados em câmara frigorífica a  $-25^{\circ}\text{C}$  com capacidade para 15 toneladas. As refeições administradas durante um período de 24 horas foram preparadas pela manhã e conservadas em dois congeladores horizontais a  $-5^{\circ}\text{C}$ .

### 3.1.3. Processo reprodutivo

A reprodução dos indivíduos foi realizada em um galpão com fotoperíodo invertido (Figura 5). Esse galpão dispõe de trinta tanques circulares pretos de fibra, com capacidade de 20.000 litros preenchidos com 9.000 litros, para facilitar a cópula.

Em cada tanque foram colocados 25 casais. A renovação da água foi de 200% ao dia, com aeração constante, salinidade mantida a 32‰ e temperatura ambiente. A alimentação obedeceu ao mesmo padrão de administração da sala de quarentena, tanto quantitativamente como qualitativamente.

Todos os dias, às 6:00 horas, a aeração dos tanques de reprodução era desligada. Dava-se início, então, a perseguição do macho pela fêmea, nadando em paralelo, dando seguidas voltas e soltando o espermatóforo para ser colocado no tético da fêmea. Às 8:00 horas, funcionários faziam um acompanhamento para checar se as fêmeas já estavam fecundadas. Em caso positivo, elas eram transferidas para os tanques de desova. A captura e a identificação das fêmeas eram realizadas com auxílio de lanternas, puçás e

varas de bambus. Diariamente, em média, 7 a 15% das fêmeas eram capturadas e encaminhadas à desova.



Figura 5. Machos e fêmeas do camarão *Litopenaeus vannamei*, em processo reprodutivo no laboratório de produção de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

No laboratório de produção de pós-larvas da Compescal, sempre que a qualidade dos náuplios está comprometida, os reprodutores são descartados, principalmente em decorrência do desgaste físico. Esse descarte, normalmente, ocorre em média quatro meses após a primeira reprodução, considerando-se assim, o tempo de “vida útil” dos reprodutores.

#### **3.1.4. Desova**

A desova iniciou-se, quando se percebeu visualmente a presença de espermatóforos e do adiantado estágio de maturação gonadal das fêmeas. A partir daí, as fêmeas fecundadas foram transferidas para uma sala escura contendo quatro tanques circulares de fibra (tanques de desova) de 20.000 litros e quatro coletores de 1.000 litros. Os tanques de desova foram preenchidos com aproximadamente 8.000 litros de água, com fêmeas provenientes dos quinze tanques da sala de acasalamento.

É importante ressaltar, que a Compescal procede ao controle do número de fêmeas fecundadas em cada tanque de desova, possibilitando constatar a eficiência da fertilização e conseqüente desova. Esse procedimento ajuda também na renovação do estoque reprodutor, pois não se considera como

medida de controle, apenas o tempo de “vida útil” dos reprodutores. Cada fêmea com peso médio de 30-35 gramas produz de 100.000-140.000 ovos, e com 40-45 gramas, produz de 150.000-200.000 ovos.

Normalmente, no início da tarde, quando se constatava a presença de resíduos dos folículos ovarianos nas bordas do tanque ou pela percepção visual dos ovários vazios, imediatamente as fêmeas eram retiradas dos tanques de desova, transferindo-as para os tanques de manutenção de reprodutores, para dar início a um novo processo de cópula.

Depois da retirada das fêmeas, iniciou-se um processo bastante cuidadoso para coleta de ovos nos coletores de 1.000 litros, visando preservar a qualidade dos ovos e evitar o rompimento da película embrionária. Após a drenagem de toda a água do coletor, uma pequena quantidade de água foi usada para se remover os ovos que eventualmente ficaram retidos no fundo.

Terminada essa fase, iniciou-se a retirada das fezes que tinham ido para os coletores juntamente com os ovos. Utilizou-se para isso, uma peneira com 300  $\mu\text{m}$  de malha, permitindo que apenas as fezes ficassem retidas. A remoção das fezes evita possíveis contaminações e propicia maior segurança aos ovos. Após essa medida de controle, os ovos foram transportados em um recipiente com tela de 100  $\mu\text{m}$ , até a fase de eclosão.

### **3.1.5. Eclosão**

A eclosão se deu em quatro tanques cilíndrico-cônicos (“carboys”) de 1.000 litros cada, preenchidos com água na salinidade de 31‰ e temperatura de aproximadamente 31°C contendo 30mL de solução de iodo a 10ppm, para limpeza e desinfecção das larvas (Figura 6).

Durante esse processo, foram utilizadas nos “carboys” lâmpadas com luz amarela de 60 Watts, a fim de iluminar a parte central da superfície da água, com o objetivo de agrupar os animais que por possuírem fototaxia positiva migram para o centro do feixe de luz, facilitando a despesca. A luz atua como um seletor natural, pois apenas as larvas saudáveis são capazes de nadar em direção a ela.

A despesca foi realizada, em geral, no início da manhã, utilizando o mesmo procedimento usado na fase final da etapa de eclosão.



Figura 6. “Carboys” de 1.000 litros utilizados no processo de eclosão dos ovos de *Litopenaeus vannamei* no laboratório de produção de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

### 3.1.6. Entrega de náuplios

No laboratório de produção de pós-larvas da Compescal, a área de entrega de náuplios é composta de dez tanques circulares com capacidade de 100 litros, com aeração constante e monitoramento dos parâmetros físico-químicos.

Após serem transferidos para esses recipientes, os náuplios permanecem por pouco tempo, sendo logo remanejados para a larvicultura. Em geral, eles são entregues quando atingem o subestádio N<sub>III</sub>.

## 3.2. LARVICULTURA DO *Litopenaeus vannamei*

O sistema de larvicultura empregado no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal é bifásico. Esse tipo de sistema utiliza um grande número de pessoas envolvidas e demanda uma infra-estrutura adequada para sua aplicação, possuindo vantagens sobre um sistema monofásico. A primeira é o fato de se conseguir um maior número anual de ciclos de produção, uma vez que os tanques menores ficam rapidamente disponíveis para um novo ciclo. A segunda vantagem consiste na produção de pós-larvas (PL) maiores e mais fortes, devido à densidade empregada (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2001).

A fase I do cultivo, em geral, iniciou-se com larvas no subestádio N<sub>III</sub> terminando em PL<sub>3</sub>, passando então para a fase II, que foi de PL<sub>3</sub> a PL<sub>10</sub>. Os tanques utilizados na larvicultura eram retangulares e de diversos tamanhos. Na fase I, foram utilizados quatorze tanques de 25.000 litros e nove tanques de 50.000 litros. Na fase II, foram utilizados cinco tanques 60.000 litros e oito tanques de 80.000 litros.

Todos os tanques possuíam uma cobertura plástica para amenizar o efeito da radiação solar e, conseqüentemente, o aumento da temperatura da água. Os parâmetros físico-químicos como temperatura, salinidade; pH e oxigênio dissolvido eram monitorados três vezes ao dia, ou seja, em cada turno de trabalho.

No laboratório de microscopia realizou-se o acompanhamento da larvicultura, anotando-se tudo que foi observado em planilhas (Anexo 1) e quadros de acompanhamento (Figura 7). As principais observações, entre outras realizadas nesse laboratório, eram quanto ao manejo alimentar; monitoramento de parâmetros físico-químicos; observação do bem-estar larval; checagem de fluxo; contagem e cálculos de sobrevivência.

### **3.2.1. Recepção de náuplios**

Depois de terminada a fase de eclosão, os náuplios já em subestádio N<sub>III</sub> foram encaminhados para a larvicultura. Quando os náuplios são adquiridos de outros laboratórios, eles só são encaminhados para a larvicultura quando atingem o subestádio N<sub>V</sub>.

Ainda na maturação, os náuplios recém-eclodidos foram colocados em recipientes de 100 litros com aeração controlada. Os funcionários verificaram pH, temperatura, salinidade, oxigênio dissolvido e o bem-estar geral das larvas, para depois poderem usar aclimatadores e transferi-los para os tanques de larvicultura. Para facilitar o transporte da maturação até a larvicultura e o manejo, o volume do recipiente foi reduzido para cerca de 1/3 do inicial.

Dando início ao processo de aclimação, todo o volume do recipiente contendo os náuplios foi transferido para o aclimatador, dotado de aeração controlada, de forma rápida para evitar ao máximo o estresse. No centro do aclimatador existe um cano com pequenos orifícios onde era encaixada uma mangueira na sua extremidade para transportar água proveniente do tanque de

cultivo e promover à aclimação das larvas. Durante esse processo, periodicamente, os parâmetros físico-químicos eram checados e quando esses já se assemelhavam ao do tanque de destino, os náuplios foram transferidos.

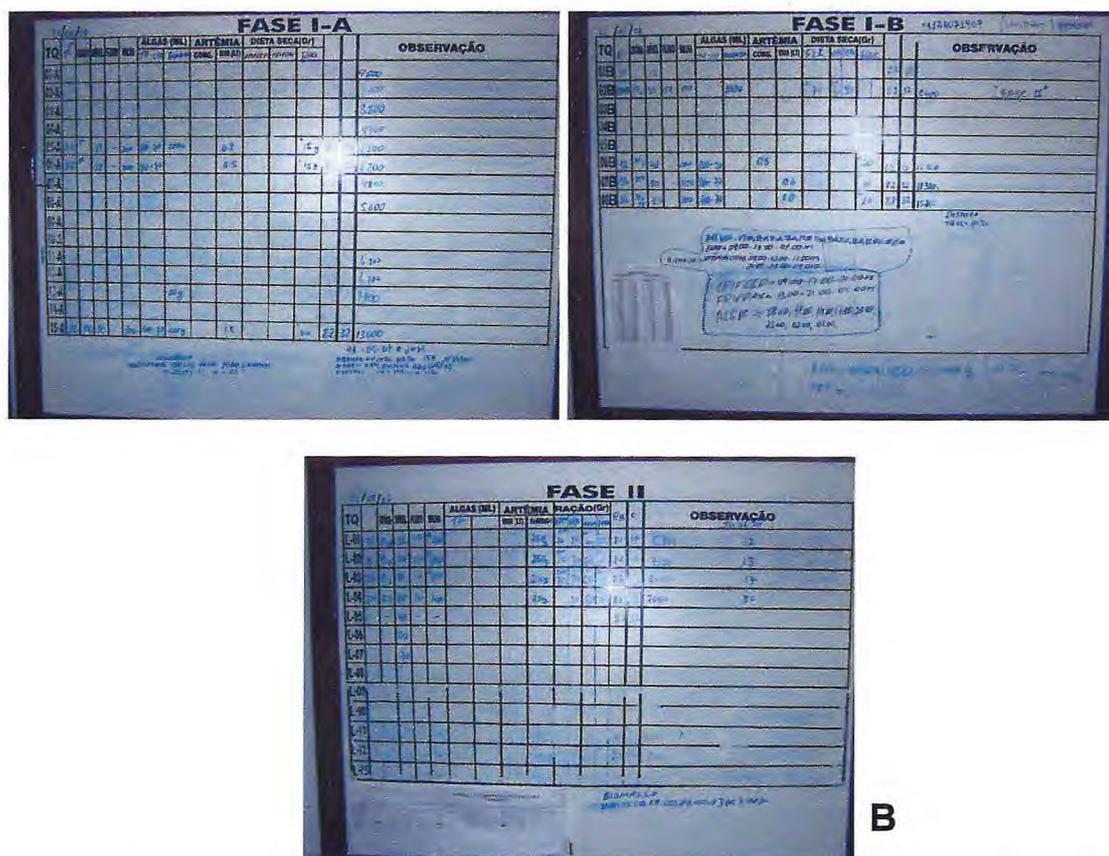


Figura 7. Quadros de acompanhamento das fases I (A) e II (B) no laboratório de produção de pós-larvas do camarão *Litopenaeus vannamei*, na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Para os náuplios adquiridos de outros laboratórios, o procedimento foi semelhante. A principal diferença era que as larvas chegavam embaladas em sacos plásticos de 30 litros, com volume utilizado de 15 litros, com aproximadamente 1.000 náuplios/L.

Na chegada dos náuplios até a larvicultura, era feita uma avaliação em sua qualidade, levando em consideração a coloração característica; resposta à luz (devido a fototaxia); mobilidade; possíveis má formações nos apêndices e setas; subestádio naupliar e presença ou não de organismos indesejáveis, características que influenciarão na fase final do cultivo.

### 3.2.2. Caracterização da fase I

Terminada a aclimação com os náuplios já estocados nos tanques de destino, iniciava-se a larvicultura propriamente dita. Na fase I da larvicultura, foram utilizados dois tipos de tanques: com volumes de 25.000 litros e com volumes de 50.000 litros, que foram devidamente preparados com antecedência, sempre no início de um novo ciclo de produção. Sendo assim, os funcionários da larvicultura iniciaram a desinfecção destruindo microrganismos patogênicos presentes nos materiais e instalações. Esse procedimento é importante, pois refletirá na qualidade final do cultivo. Utilizou-se para isso detergente, cloro a 10 ppm e ácido clorídrico a 10%, que foram aplicados diretamente nos tanques, com auxílio de vassouras, escovões e baldes (Figura 8).



Figura 8. Assepsia dos tanques de larvicultura do camarão *Litopenaeus vannamei*, na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Depois de aproximadamente 24 horas, os tanques começaram a receber água salina a 28‰, juntamente com microalgas (*Thalassiosira fluviatilis*) em uma densidade de  $3,0 \times 10^4$  células/mL e 10‰ de EDTA tetrassódico. É importante ressaltar que a salinidade usada foi padronizada e ajustada diretamente no armazenamento, havendo portanto uma comunicação entre os encarregados da larvicultura e os do abastecimento.

Para o aquecimento e manutenção da temperatura da água (especialmente à noite, quando a temperatura cai bastante), existe um sistema

de caldeira a gás, responsável por manter a temperatura constante e igual a 32°C. A aeração utilizada foi proveniente de compressores radiais distribuída para toda a larvicultura através de tubos de PVC e individualmente para os tanques, através de mangueiras e pedras porosas (Figura 9).

Após a preparação, os tanques já estão prontos para a estocagem dos náuplios, que é realizada preferencialmente à noite ou nas primeiras horas do dia. A densidade média de estocagem utilizada para os tanques de 25.000 litros foi de 260 náuplios/L e para os tanques de 50.000 litros foi de 324 náuplios/L, havendo alteração conforme a produção e a programação de estocagem.

O sistema de fluxo de renovação de água salgada iniciou-se com uma renovação de 14%, chegando a 140% do volume total do tanque, em um período de 24 horas.

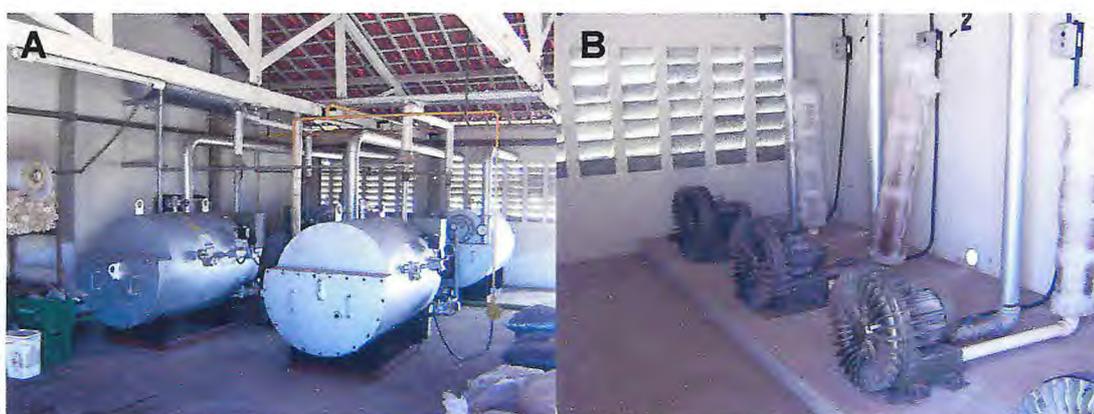


Figura 9. Caldeira a gás responsável pelo aquecimento da água usada na larvicultura (A) e grupo de compressores radiais utilizados na larvicultura (B), na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Quando os animais atingiram o subestádio mysis III, foi realizada uma amostragem para estimativa populacional, importante para: (1) orientar os procedimentos no decorrer do cultivo até o final da fase I, quando o animal é classificado como PL<sub>3</sub>; (2) quantificar o alimento a ser administrado, evitando quaisquer desperdícios e/ou o comprometimento da qualidade da água; (3) avaliar o bem-estar das larvas nessa fase do cultivo; e (4) calcular a sobrevivência média, que no final da fase I foi de 90%.

### 3.2.3. Caracterização da fase II

Nessa etapa os animais já se encontravam no subestádio PL<sub>3</sub>. A fase II foi realizada em dois tipos de tanques: de 60.000 litros e 80.000 litros, preparados em geral com três dias de antecedência, utilizando dois tipos de microalgas com suas respectivas densidades algais médias: *Thalassiosira fluviatilis* com  $4,0 \times 10^4$  células/mL e *Navicula* sp, com  $1,2 \times 10^4$  células/mL, contendo 10‰ de EDTA tetrassódico. É interessante comentar, que esses valores de densidade não são uma regra, podendo variar conforme os resultados obtidos no cultivo. O processo de aquecimento da água, através do sistema de caldeiras, foi realizado nos primeiros dias seguintes a transferência, para que houvesse uma aclimatação das pós-larvas ao novo ambiente de cultivo.

A salinidade é outra questão importante pois, dependendo da necessidade do comprador, ela era modificada. Normalmente a Compescal recomenda que as intenções de compra das pós-larvas sejam feitas com pelo menos quatro dias de antecedência, para permitir uma aclimatação gradual e sem estresse aos animais, visando assim, a qualidade final das pós-larvas.

Para a fase II, a densidade de estocagem foi menor, variando de 95 pós-larvas/L para os tanques de 60.000 litros a 135 pós-larvas/L para os de 80.000 litros. Estes valores não são fixos, podendo sofrer alterações de acordo com a sobrevivência obtida ao final de cada ciclo de cultivo; do programa de larvicultura empregado naquele ciclo e da demanda de pós-larvas no mercado.

Em geral os camarões permaneciam nessa fase até PL<sub>10</sub>, quando, então, eram comercializados. Nos casos em que a oferta de pós-larvas era grande e a demanda pequena, esses animais permaneciam mais tempo na larvicultura. Do ponto de vista econômico, isso não é interessante, pois acarreta mais gastos com ração, por exemplo, resultando em um menor retorno financeiro. As pós-larvas não vendidas eram remanejadas para a fase de engorda da própria Compescal.

A renovação de água nesta fase teve início com 27% chegando a 54% do volume total do tanque. A sobrevivência obtida no final do ciclo de cultivo ficou entre 70 e 80%, dependendo do manejo empregado.

### 3.2.4. Análise da qualidade de água e parâmetros físico-químicos

A água salgada utilizada no cultivo foi captada no período de preamar, a 6 metros de profundidade, por meio de tubulações que chegavam a adentrar 80 metros de praia. O período de maré cheia foi escolhido porque a água encontra-se em melhores condições, pela presença de um menor número de partículas estranhas e de grandes partículas de areia, que poderiam entupir e danificar os filtros que se localizam nas extremidades das tubulações.

Antes de a água ser armazenada ela passava inicialmente por uma bateria de filtros de areia, seguindo para outra bateria de filtros de celulose (Figura 10) e somente depois de passar por estes dois sistemas de filtração, a água era armazenada. O sistema de armazenamento era composto por dois reservatórios, um de 340.000 litros de água salgada e um outro com capacidade de 150.000 litros de água doce (Figura 10).

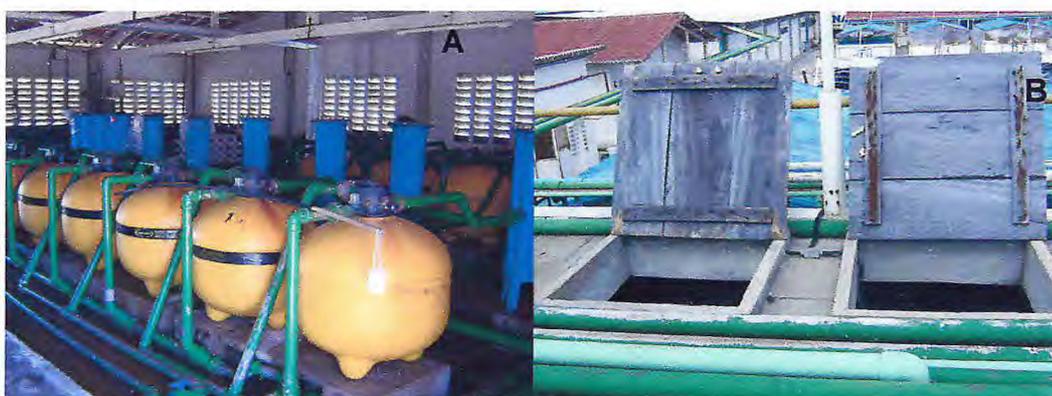


Figura 10. Filtros de areia e celulose utilizados no processo de limpeza da água (A); e reservatórios de água doce e salgada utilizadas no laboratório de produção de pós-larvas (B), na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Um dos principais pontos críticos no cultivo de camarões é a qualidade da água. Para manter a qualidade desejada, a água era monitorada três vezes ao dia, ou seja, em cada turno de trabalho, sendo realizadas observações em cada tanque de cultivo, procurando assim possíveis indicadores de alterações na qualidade da água, tais como: formação excessiva de espuma na superfície do tanque; morte de algas observadas a partir da contagem celular; sobras de alimentos; alterações físico-químicas e proliferação de bactérias patogênicas.

As principais intervenções realizadas a fim de se evitar maiores problemas foram: aumento do fluxo da água; adição de microalgas;

sifonamento, correção de parâmetros físico-químicos e uso de probióticos. Com o aumento do fluxo foi obtida uma maior renovação de água, melhorando a sua qualidade e diminuindo a concentração de metabólitos tóxicos que poderiam alcançar concentrações nocivas às larvas.

A adição de microalgas, um processo que deve ser contínuo devido à fase de declínio da cultura, melhorou a qualidade da água, através da incorporação de nutrientes (matéria orgânica) em razão da atividade fotossintética, servindo também para a alimentação das larvas.

O processo de sifonamento, realizado apenas na fase II do cultivo (Figura 11), foi feito sempre que na análise era detectado acúmulo de grande quantidade de matéria orgânica com odor pútrido característico. O sifonamento teve como objetivo retirar sobras de alimentos, fezes, carapaças e possíveis pós-larvas mortas que se depositam no fundo do tanque, evitando que se formasse uma zona anaeróbica de decomposição dessa matéria orgânica (presença de microrganismos) que contribuiria para a diminuição da qualidade da água.



Figura 11. Procedimento de sifonamento da água, indispensável na manutenção da qualidade da água, na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

A correção de parâmetros físico-químicos foi outra etapa importante na obtenção de uma água ideal para o cultivo. A temperatura de trabalho, que ficou por volta de 31°C, foi mantida constante, com variações de no máximo 0,5°C. Temperaturas mais altas poderiam propiciar intensa ação de agentes patogênicos (como bactérias, fungos e protozoários). O oxigênio dissolvido foi mantido em concentrações elevadas, evitando-se que ficasse em valores

inferiores a 5 mg/L, em especial na fase de muda quando a necessidade do animal por oxigênio é maior, devido sua captação ser menos eficiente nesta fase. A salinidade também é importante, pelo fato do *L. vannamei* necessitar de salinidade oceânica nos seus primeiros estágios de vida. Dificuldade de muda e morte são problemas decorrentes de grandes variações na salinidade. Outro elemento bastante importante nos tanques de larvicultura é o pH, que variou em torno de 7,5 a 8,5. Níveis respectivamente inferiores e superiores causam estresse podendo aumentar a mortalidade durante o cultivo.

O uso de probióticos para manutenção da qualidade do ecossistema aquático é uma atividade que traz ótimos resultados a larvicultura. Os probiontes, organismos que vivem de forma harmônica com outros seres vivos do mesmo ecossistema, concorrem para a estabilização do meio, através da exclusão competitiva de bactérias potencialmente patogênicas (AQÜALIDER, 1997b). O probiótico utilizado na Compescal, um produto comercial da "INVE Aquaculture Health", consistia em uma mistura microbiana composta de *Bacillus subtilis*, *B. licheniformes* e *B. pumilus*, com concentração média de  $5,0 \times 10^{10}$  unidades formadoras de colônias (UFC)/g. A solução era preparada com a adição de 1g do produto para 1L de água. Em geral a solução era preparada à noite e em volumes que variavam dependendo do tamanho do tanque onde ela seria administrada. A solução de probiótico era adicionada aos tanques no final da tarde (Figura 12).



Figura 12. Adição de solução de probiótico em tanques de 80.000 litros, na Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

### 3.2.5. Manejo alimentar

A alimentação ocupa um lugar importante, assim como a ecologia dos tanques de cultivo. A qualidade da alimentação, no que se refere ao manejo, está ligada à frequência alimentar e ao tipo de alimento utilizado. Nem todos os alimentos utilizados no cultivo, sejam eles vivos ou artificiais, contribuíram para uma boa qualidade da água, e para minimizar esse efeito, o alimento foi ofertado em pequenas quantidades e maior frequência, para que não faltasse ou fosse administrado em excesso.

Para conseguir uma alimentação adequada, foi necessário também selecionar o alimento levando-se em conta seu valor nutricional, tamanho, densidade ótima a oferecer as larvas, possibilidade de produção massiva, existência de técnicas viáveis e custos de produção. Os alimentos aqui utilizados foram testados para detectar sua eficiência quanto aos critérios supracitados (Figura 13).



Figura 13. Tipos de alimentos artificiais usados na maturação e na larvicultura (fase I e fase II) de camarão *Litopenaeus vannamei* do laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Os náuplios III foram estocados em tanques já contendo microalgas *Thalassiosira fluviatilis* na concentração de  $3,0 \times 10^4$  células/mL e *Chaetoceros* sp na concentração de  $5,0 \times 10^4$  células/mL. Isso era feito para que, quando os náuplios tivessem consumido toda a reserva vitelínica e sofressem mudança para protozoa I, este ambiente já estivesse qualitativa e

quantitativamente rico em alimento, propiciando ao animal a primeira alimentação exógena.

No subestádio protozoa II, fez-se uso de alimentos artificiais como “INVE frippak” e “epiffed-LHF”, consorciado com o alimento natural usado no subestádio anterior.

Já na transição de protozoa III para mysis I, a alimentação deixou de ser baseada em microalgas e passou a ser concentrada no zooplâncton, onde a oferta inicial foi de 100mL de náuplios de *Artemia* viva com densidade média de 2.000.000 de indivíduos/L. É de grande importância estar atento a quantidade de náuplios de *Artemia* ofertada, pois uma oferta exagerada desse alimento vivo, proporcionará seu crescimento e competição com as larvas de camarão por alimento.

No subestádio mysis II até PL<sub>3</sub>, ainda na fase I, a alimentação consistiu basicamente em náuplios de *Artemia*, “flake” e microalgas. Nesta etapa do cultivo, devido ao fluxo de água ser muito alto, a densidade algal é muito pequena, chegando a se realizar renovações periódicas apenas para amenizar a perda das microalgas com o fluxo. A partir do estágio PL<sub>1</sub> passou-se a usar biomassa de *Artemia* congelada.

Para facilitar o manejo empregado, a larvicultura usa tabelas pré-definidas incluindo os tipos de alimentos utilizados e frequência com que são ofertados, considerando sempre o excesso e a carência de um determinado alimento (Tabela 2) e fichas de acompanhamento alimentar (Anexo 2). É importante ressaltar que o manejo alimentar baseado em tabelas não é uma regra, valendo mais a experiência dos encarregados, frente a algum problema que por ventura surja no cultivo.

Depois da oferta do alimento, observava-se sua aceitação por parte das larvas, através de análises macroscópicas. O aspecto nutricional do alimento foi avaliado também através de análises microscópicas, observando-se, por exemplo, a reserva lipídica das larvas, o que proporcionava uma resposta positiva ou negativa do manejo alimentar. Quando negativa, promovia-se à substituição de um determinado alimento que não estivesse sendo consumido. Alimentos não consumidos, quando em excesso na água por um longo período, favoreciam a degradação da qualidade da água e então eram retirados por sifonamento.

Tabela 2. Alimentos ofertados e horários de administração para larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* na fase I do cultivo no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Alimento	Horários											
Royal caviar ou Frippak	8:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	-	-	-	-
Náuplio de <i>Artemia</i>	7:00	9:00	11:00	13:00	15:00	17:00	19:00	21:00	23:00	1:00	3:00	5:00
Epiffed-LHF	8:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	-	-	-	-
<i>Spirulina</i>	7:00	10:00	13:00	16:00	19:00	22:00	1:00	4:00	-	-	-	-
Flake	9:00	12:00	15:00	18:00	21:00	00:00	3:00	6:00	-	-	-	-
Biomassa de <i>Artemia</i>	8:00	12:00	16:00	20:00	00:00	4:00	-	-	-	-	-	-
Gema de ovo	9:00	12:00	15:00	18:00	21:00	00:00	03:00	06:00	-	-	-	-

Como já comentado, os tanques utilizados na fase II de cultivo foram preparados com duas espécies de microalgas (*Thalassiosira fluviatilis* e *Navicula* sp), servindo de alimento natural e reciclando matéria orgânica. Nessa fase utilizou-se bastante alimento artificial, principalmente “Flake”, “Mpex” e “Epiball 500”, além de biomassa de *Artemia*. Nessa fase de cultivo também foi adotada uma tabela de alimentação (Tabela 3).

Tabela 3. Alimentos ofertados e horários de administração para larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* na fase II de cultivo no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Alimento	Horários								
Mpex	09:00	12:00	15:00	18:00	21:00	00:00	03:00	06:00	
Flake	07:00	10:00	13:00	16:00	19:00	22:00	01:00	04:00	
Epiball 500	08:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	
Biomassa de <i>Artemia</i>	07:00	10:00	13:00	16:00	19:00	22:00	01:00	04:00	
Ração moída	08:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	

### 3.2.6. Amostragem, contagem e determinação da sobrevivência

Visando-se determinar os estádios e subestádios larvais, bem como sua qualidade e atividade, foram realizados em cada turno de trabalho, ou seja, três vezes ao dia, checagens macro e microscópicas. Em cada tanque de cultivo foi observado, por exemplo, o número de animais mortos, a evolução ou crescimento das larvas, o tipo de natação característica. Depois das observações macroscópicas, a amostra era encaminhada para o laboratório,

para a checagem microscópica, registrando-se tudo em uma planilha apropriada. Essa verificação é importante para se determinar o tipo de alimento a ser ofertado, que não deve ser maior que o diâmetro da boca do animal, evitando-se assim, desperdício de alimento e comprometimento da qualidade da água. Essa avaliação também permite a definição do diâmetro da malha para evitar o escape das larvas pelo fluxo de água e possibilitar a saída de partículas em suspensão, evitando que se depositem no fundo do tanque, causando prejuízo à qualidade da água.

A contagem populacional, juntamente com a determinação da sobrevivência, era realizada sempre que ocorria o processo de muda por completo. Este tipo de contagem, feita diretamente nos tanques de cultivo, só era realizada até o estágio mysis III, pois a partir disso, o animal se encontrava no estágio de pós-larva, possuindo hábito bentônico e maior agilidade, dificultando bastante a contagem da população e causando erros na estimativa de sobrevivência.

Para coletar a amostra para a contagem da população, aumentou-se a aeração, propiciando uma homogeneização na distribuição das larvas. Alíquotas de 125mL foram retiradas para a realização da contagem em uma placa de Petri. O valor encontrado foi usado para se determinar a população presente no tanque, bem como a sobrevivência estimada. Esse procedimento era repetido cinco vezes, com o objetivo de se conseguir valores mais próximos do real. O controle era anotado em planilhas (Anexo 3).

Para o cálculo de sobrevivência foi utilizada uma regra de três simples, onde a partir de um valor do número populacional obtido no início do cultivo e de valores determinados no decorrer do cultivo, obtinha-se um valor  $x$ , medido em percentual. A sobrevivência, obviamente, era resultado do manejo empregado. Quanto melhor o manejo, maior a sobrevivência. Manejos mal feitos implicaram em taxas de sobrevivência menores. Na fase I do cultivo, foram obtidos valores de sobrevivência média de 90%, e no final do cultivo, esses valores foram menores, variando de 70 a 80%.

### **3.2.7. Comércio de pós-larvas**

A Compescal produz pós-larvas tanto para sua própria área de engorda, como para outras fazendas. O local de contagem, embalagem e venda das

pós-larvas era composto por três tanques circulares de fibra branco, com volume de 1.000 litros; uma bancada de azulejos, onde era realizada a contagem para se determinar o tamanho da população e cilindros de oxigênio puro, utilizados no processo de embalagem e transporte.

Toda a água utilizada nos tanques e no transporte, seja submarino com volume de 1.000L, ou em sacos plásticos com volume 30L, possuía a mesma salinidade do lote das pós-larvas e era armazenada em três reservatórios de 10.000L cada, preparados um dia antes do processo de despesca e venda.

O processo de comercialização iniciava-se quando era efetuado um contato entre o comprador e o laboratório, especificando a quantidade e a salinidade desejadas. Esse aviso tem que acontecer com no mínimo quatro dias de antecedência, para dar tempo a larvicultura aclimatar o animal de forma correta, sem riscos de grandes mortalidades.

A despesca de pós-larvas foi iniciada às 03:00h, com o abaixamento gradual do nível da água, até às 07:00h. Se for uma despesca parcial, o nível é rebaixado até  $\frac{1}{3}$  do volume total; se for uma despesca total, o nível é reduzido até 50% do volume total. A despesca foi realizada com auxílio de puçás, quando funcionários da larvicultura adentraram o tanque e iniciaram a retirada das pós-larvas, que eram colocadas em baldes de 10L, com 2 litros de pós-larvas e deslocados até as caixas brancas de fibra de 1.000L, para posterior contagem (Figura 14).



Figura 14. Processo de despesca das pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* em tanques de 80.000 litros para posterior transferência até a área de contagem, embalagem e venda, no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

A despesca como um todo, a contagem e a embalagem das pós-larvas devem ser feitas por pessoas experientes, para que ocorra o mínimo de estresse possível aos animais. Durante essas operações, fatores indicativos de estresse, como atividade da larva, coloração (uma cor opaca determina estresse) e resposta ao alimento ofertado, são observados.

A coleta de cinco amostras de 125mL de água foi feita após uma homogeneização da água através de forte aeração. Cada amostra era passada em uma peneira e o material retido era levado para contagem. Depois da contagem, era calculada a média para posterior determinação de total de pós-larvas no volume da caixa.

Se o comprador exigir um teste de estresse, ele é realizado de imediato. Esse teste é simples e consiste na transferência de 100 pós-larvas para um recipiente de 1L de água doce (0‰), com aeração, onde elas permanecem por 1 hora. Decorrido esse tempo, as pós-larvas são transferidas para a salinidade original e, depois de trinta minutos, observa-se a sobrevivência. Se este valor for maior que 75%, indica que as pós-larvas são de boa qualidade. Valores inferiores a 75% indicam pós-larvas de baixa qualidade, que devem ser rejeitadas pelo comprador.

Depois da contagem e do teste de estresse, considerando pós-larvas de boa qualidade, pode-se transferi-las para submarinos ou sacos plásticos (Figura 15), conforme for o caso. A densidade média utilizada nos submarinos é de 2.000.000 PL<sub>10</sub>/1.000L. No transporte em sacos plásticos, a densidade é de 1.000 PL<sub>10</sub>/L. Essa densidade de transporte é determinada pelo encarregado da larvicultura e varia conforme o tamanho da pós-larva.

### **3.3. PRODUÇÃO DE MICROALGAS**

As microalgas têm importância na larvicultura por seu papel na alimentação direta das pós-larvas de camarão, especialmente no estágio protozoa, assim como, de outros organismos que compõem a cadeia alimentar. São fontes de nutrientes como proteínas, lipídios, carboidratos, vitaminas e elementos minerais. São ainda ricas em pigmentos carotenóides, fundamentais para a sobrevivência das pós-larvas. Elas também ajudam na manutenção da qualidade da água, pois têm um papel fundamental no

equilíbrio do oxigênio, dióxido de carbono e dos componentes nitrogenados, especialmente amônia (APOLINÁRIO, 2007).



Figura 15. Transporte de pós-larvas de camarão *Litopenaeus vannamei* em caminhões com submarinos de 1.000 litros (A); e em sacos plásticos de 30 litros acondicionados em caixas de isopor (B).

Assim, as microalgas são imprescindíveis na manutenção de uma larvicultura de qualidade sendo produzidas em larga escala na Compescal (Figura 16), com um valor médio de 220.000 litros de microalgas por dia. Como já comentado, três espécies são cultivadas, sendo as maiores produções de *Thalassiosira fluviatilis* e *Chaetoceros* sp e em menor escala, para *Navicula* sp devido seu alto poder de proliferação.



Figura 16. Setor de microalgas com os tanques de produção massiva na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

O setor de microalgas é complexo e requer muita atenção de seus funcionários. A estrutura interna do setor é composta de um cepário, um laboratório climatizado a 16°C e uma sala de cultivo em embalagens plásticas, também climatizada. A parte externa é composta de cilindros de 500L e tanques de fibra com volume máximo de 10.000L, para produção massiva e transferência para a larvicultura.

A produção de microalgas é iniciada no cepário, através da inoculação em placas de Petri para posterior seleção de colônias, inoculação em tubos de ensaio e, posteriormente, em frascos erlenmeyers.

A sala de cultivo em embalagens plásticas contém “embalagens matrizes” e “embalagens de produção”. As algas produzidas nas “embalagens de produção” são inoculadas em cilindros de 500mL e, posteriormente, nos tanques de 10.000L.

### **3.3.1. Cultivo de microalgas**

O cultivo empregado foi unialgal, onde a partir de um inóculo da espécie a produzir é realizada a multiplicação, obtendo-se grandes biomassas de algas. O método de cultivo foi do tipo “batch”, onde a partir de um determinado volume obtêm-se outros maiores, através de transferências sucessivas destes volumes para água enriquecida com diferentes meios de cultura, antes de atingirem a fase estacionária. Quando a cultura atinge o volume e a concentração celular desejados, elas são encaminhadas para uso na larvicultura.

O meio de cultura empregado foi o Guillard f/2, preparado com água salina a 28‰ previamente tratada e esterilizada em autoclave. Os reservatórios eram diariamente clorados, seguido da aplicação de tiosulfato de sódio para neutralizar a ação residual do cloro. Os cilindros de 500 litros e os tanques de 10.000 litros eram também tratados com detergente e cloro, sempre após a transferência de seu volume para a larvicultura (Figura 17).

Após o preparo do meio de cultura, este era distribuído em tubos de ensaios e erlenmeyers, iniciando-se a autoclavação e evitando-se assim a contaminação por microrganismos, como fungos, protozoários e dinoflagelados.



Figura 17. Processo de limpeza de tanques de 10.000 litros utilizados no cultivo massivo de microalgas no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

### 3.3.2. Cepário

O cepário é um ambiente climatizado a 16°C com iluminação em torno de 1.000 a 1.200 lux, onde são mantidas as cepas. É aqui onde se inicia a produção de microalgas para larvicultura. Por medida de segurança, as cepas de cada espécie são mantidas em geladeira e em cultivo unialgal em tubos de ensaio e em placas de Petri.

O processo de isolamento da cepa era feito em placas de ágar nutritivo, onde foi realizada a inoculação de uma colônia próxima ao bico de Bunsen, em um tubo de ensaio (tubo matriz) com 10mL de meio de cultura enriquecido com nitratos, fosfatos, vitaminas e quantidades traço de metais. Depois de cinco dias e constatado o sucesso da inoculação, três outros tubos de ensaio de 2mL foram repicados a partir do tubo matriz.

A propagação da cultura da cepa foi realizada através de diluições sucessivas, com o inóculo sendo retirado apenas dos dois últimos tubos de ensaio repicados. Este procedimento é importante porque sempre o primeiro tubo inoculado contém resíduo de ágar sendo então indesejado e descartado.

Após utilizar o tubo matriz de 10mL na propagação da cultura unialgal em tubos de ensaio de 2mL, foi realizada a repicagem de cada tubo, em frascos erlenmeyer de 250mL. Cada um desses erlenmeyers foi usado para inocular dois frascos de vidro de 1L, que por sua vez inocularam três frascos de vidro de 3L, finalizando a produção do cepário.

### 3.3.3. Etapas do cultivo

O cultivo em embalagens plásticas foi o próximo passo para dar continuidade a produção do cepário. Cada frasco de 3L foi usado para inocular três embalagens plásticas de 15L. Posteriormente, o volume total das três embalagens (45L) foi distribuído em dez e, finalmente, em 55, dando continuidade à produção de microalgas em cilindros de 500L (Figura 18).

Para o cultivo em tanques cilíndricos realizou-se a inoculação de três embalagens por cilindro de 500L. Depois de três dias, as microalgas na concentração desejada foram transferidas para os tanques de 10.000L, para serem cultivadas de forma massiva (Figura 19).

O cultivo em tanques de forma massiva, foi iniciado com a inoculação de dois cilindros de 500L em um tanque com 5.000L de água enriquecida com nutrientes. No dia seguinte subiu-se este volume para 10.000L, adicionando sempre nutrientes. No final de três dias os tanques já estavam com as microalgas na concentração desejada, prontas para serem usadas pela larvicultura. A produção diária de algas é registrada em uma planilha (Anexo 4).

Diariamente, um encarregado do setor de microalgas leva uma ficha de controle de produção para a larvicultura, determinando a quantidade de microalgas e as espécies disponíveis. Esta etapa é importante para a programação da larvicultura.



Figura 18. Tanques cilíndricos de 500 litros utilizados na etapa intermediária do cultivo massivo de microalgas no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.



Figura 19. Tanques de 10.000 litros utilizados no cultivo massivo de microalgas no laboratório de pós-larvas da empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

### 3.4. PRODUÇÃO DE NÁUPLIOS DE *Artemia*

Também conhecido como “camarão de salmoura” e internacionalmente como “brine shrimp”, a *Artemia* é um dos organismos mais utilizados no mundo, sendo o único alimento zooplanctônico ofertado às larvas. Os náuplios eclodidos são ricos em vitelo, lipídios e ácidos graxos insaturados (BARBIERI JÚNIOR; OSTRENSKY NETO, 2001). *Artemia* adultas congeladas são utilizadas no manejo alimentar dos camarões na fase de pós-larva.

O laboratório de eclosão de cistos de *Artemia* contém três ambientes: duas salas com 22 “carboys” de 2.000L para incubação dos cistos e uma sala com três “carboys” de 2.000L, utilizados para concentrar os náuplios eclodidos e facilitar seu uso. A produção de náuplios de *Artemia* e seu envio para a larvicultura foram realizados diariamente.

#### 3.4.1. Condições ambientais para eclosão

Para obtenção de uma taxa de eclosão ótima, ou seja, quantidade de náuplios de *Artemia* por cisto eclodido, faz-se necessário que as condições ambientais estivessem ótimas, em especial as físico-químicas.

As variáveis ambientais utilizadas, juntamente com seus limites ideais e os valores obtidos no ato da eclosão são apresentadas na Tabela 4.

Tabela 4. Limites ideais das principais variáveis ambientais envolvidas na eclosão dos cistos, juntamente com os valores obtidos no laboratório de produção de *Artemia*, na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Variável	Limites ideais	Valores obtidos
Salinidade (‰)	30 - 35	32
Luz (lux)	1.000 - 3.000	1.500
Temperatura (°C)	25 - 30	28
pH	8,0 - 9,0	8,2
Oxigênio dissolvido (mg/L)	≥ 1,5	4,0
Densidade (g/L)	≤ 4,0	0,5

#### 3.4.2. Hidratação, desencapsulação e lavagem

Uma das etapas primordiais na produção de cistos de qualidade é a desencapsulação, que consiste na eliminação do córion, que é uma membrana cuja função é proteger o embrião contra condições adversas. Uma desencapsulação bem feita é fundamental para maximizar resultados na alimentação das pós-larvas de camarão, uma vez que essa membrana não é digerida pelas pós-larvas, podendo ainda se depositar no fundo dos tanques, servindo de substrato para microrganismos (NORBERTO JÚNIOR, 2001).

Os passos para eliminação dessa membrana protetora foram os seguintes: hidratação, desencapsulação e lavagem. A hidratação foi realizada com 1kg de cistos armazenados em recipiente plástico de 15L contendo água doce e forte aeração. Os cistos permaneceram nesse recipiente em média por 90 minutos, sendo então retirados com o auxílio de uma malha de 100 $\mu$  e levadas para desencapsulação (Figura 20).

Os cistos hidratados foram colocados em solução desencapsulante por aproximadamente 10 minutos, até que se observasse uma mudança de cor de marrom para alaranjado. Para a desencapsulação, foi usado cloro na proporção de 2:1 em água para 1kg de cistos, obtendo desse modo a concentração final de 65% de cloro. Depois da remoção da cápsula, os cistos foram retirados e lavados abundantemente com água doce para eliminação do cloro residual.



Figura 20. Processo de hidratação de cistos de *Artemia* na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

### 3.4.3. Processo de incubação e eclosão

Após a lavagem, os cistos estavam prontos para incubação que foi realizada em “carboys” de 2.000L contendo água salgada, aeração e iluminação artificial no fundo do “carboy”. Após um período de 18 horas, tempo suficiente para a maioria dos cistos ter eclodido, a aeração foi desligada e a luz ligada, para que os animais migrassem para o fundo do “carboy”, sendo então levados para uma estrutura que promoveu uma lavagem e desinfecção. Nesse processo utilizou-se uma solução de iodo na concentração de 10ppm e durou em média 15 minutos (Figura 21).

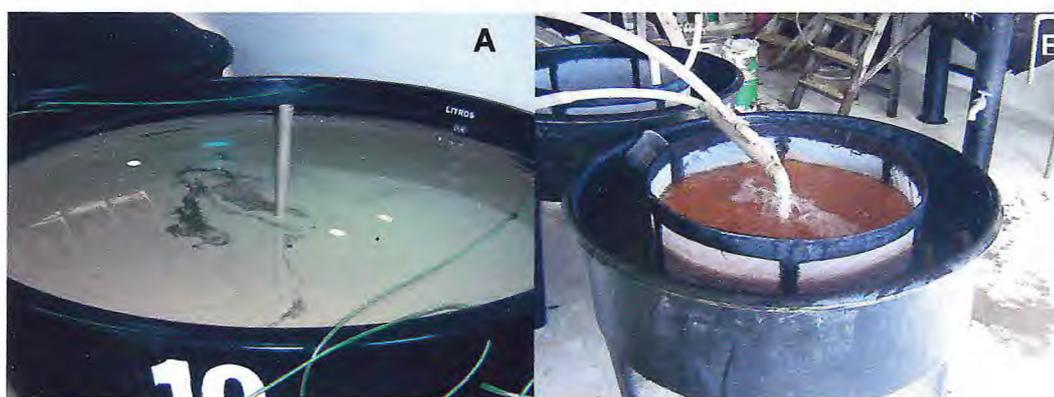


Figura 21. Cistos de *Artemia* sendo eclodidos em “carboys” de 2.000 litros (A); e náuplios de *Artemia* já eclodidos, sendo lavados e desinfetados com iodo (B), na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Depois deste processo, os animais foram divididos em lotes de aproximadamente 2.000.000 de náuplios por litro e transferidos para “carboys” de 2.000L, com aeração central, gelo e revestimento isotérmico (Figura 22). O abaixamento da temperatura é fundamental por provocar um atraso no crescimento da larva de *Artemia*, de náuplio para metanáuplio, preservando assim as características nutritivas do animal por um maior período de tempo.



Figura 22. Náuplios de *Artemia* em “carboys” isotérmicos de 2.000 litros prontos para serem usados pela larvicultura na empresa Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda, em Aracati-CE.

Esta etapa de produção de alimento vivo é realizada diariamente, visando sempre suprir a necessidade da larvicultura.

#### **4. CONCLUSÃO**

O Estágio Supervisionado realizado no laboratório de produção de pós-larvas da Empresa Compescal foi importante para a compreensão da relevância de uma larvicultura manejada de forma correta, juntamente com os diversos setores que dão suporte a essa atividade, contribuindo assim para a obtenção de pós-larvas de qualidade no final de todo processo produtivo.

## 5. REFERÊNCIAS

APOLINÁRIO, D.F. **Acompanhamento das atividades desenvolvidas no setor de larvicultura de camarões marinhos *Litopenaeus vannamei* (Bonne, 1931) realizado na empresa Compescal, Aracati-CE.** 2007. Monografia (Graduação em Engenharia de Pesca) – Departamento de Engenharia de Pesca, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2007.

AQÜALIDER MARICULTURA LTDA. **Manual de Larvicultura.** Recife, 1997a, 16 p.

AQÜALIDER MARICULTURA LTDA. **Manual de Produção de *Artemia*.** Recife, 1997b, 11 p.

BARBIERI-JÚNIOR, R.C.; OSTRENSKY-NETO, A. **Camarões Marinhos - Reprodução, Maturação e Larvicultura.** Viçosa: Editora Aprenda Fácil, 243 p, 2001.

BRASIL. **Plataforma Tecnológica do Camarão Marinho Cultivado.** Ministério da Agricultura, Pecuária e abastecimento, Departamento de Pesca e Aqüicultura, - Brasília: MAPA/SARC/DPA, CNPq, ABCC, 276 p. 2001.

<<http://www.shrimp.ufscar.br/historico/cultivo.php>> Acesso em: 19 de junho de 2007.

NORBERTO JÚNIOR, F.R. **Relatório sobre o acompanhamento das atividades desenvolvidas no laboratório de larvicultura do camarão branco *Litopenaeus vannamei* (Bonne, 1931), no município de Acaraú, CE.** Monografia (Graduação em Engenharia de Pesca) – Departamento de Engenharia de Pesca, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2001.

NUNES, A.J.P. Tratamento de Efluentes e Recirculação de Água. **Panorama da Aqüicultura**, Rio de Janeiro, v. 12, p. 27-29, 2002.

PEREGRINO, L.H.S. Critérios técnicos para aquisição de pós-larvas do camarão marinho. **Revista da ABCC**, ano 8, n.1, p. 38-41, mar 2006.







