



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

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO SETOR DE
LARVICULTURA DE CAMARÕES MARINHOS *Litopenaeus vannamei*
(BOONE, 1931) REALIZADO NA EMPRESA COMPESCAL, ARACATI-CE.**

DIEGO FELISMINO APOLINÁRIO

**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

JANEIRO/2007

2007/1

COMISSÃO EXAMINADORA

Prof. Alexandre Holanda Sampaio, Ph.D.
Orientador

Prof. Francisco Hirán Farias Costa
Membro

Prof. Pedro Alexandre Valentim Neto
Membro

ORIENTADOR TÉCNICO

Cristiano Januário dos Santos

VISTO

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

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

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária
Biblioteca Central do Campus do Pici Prof. Francisco José de Abreu Matos

A654a Apolinário, Diego Felismino.
Acompanhamento das atividades desenvolvidas no Setor de Larvicultura de
Camarões Marinhos *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) realizado na Empresa
Compescal, Aracati-Ce / Diego Felismino Apolinário. – 2007.
43 f. : il.

Monografia (Graduação)–Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências
Agrárias, Departamento de Engenharia de Pesca, Curso de Engenharia de Pesca,
Fortaleza, 2007.

Orientação: Prof. Dr. Alexandre Holanda Sampaio.

Orientador técnico: Bel. Cristiano Januário dos Santos.

1. Camarão marinho - Brasil, Nordeste. 2. Camarão marinho - Criação. 3. Engenharia
de Pesca. I. Título.

CDD 639.2

Dedico,
A minha namorada
Juliana, pelo sempre
apoio e companhia
inseparável.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pela presença e luz que me orientou nesta caminhada.

Aos meus pais, José Valdeci Apolinário e Maria de Fátima Felismino Apolinário pelo amor, dedicação e confiança para comigo.

Aos meus irmãos Igo, Nicole e Geórgia pelo apoio durante a realização deste curso.

A querida Professora Tereza Cristina Vasconcelos Gesteira pela recepção em seu laboratório CEDECAM, pela doação e conhecimentos repassados durante praticamente todo o curso e pela colaboração na elaboração deste trabalho.

Aos Bolsistas e membros do CEDECAM pelo companheirismo, repasse e compartilhamento de conhecimentos.

Ao Professor e orientador Alexandre Sampaio pela colaboração e observações pertinentes na formação deste trabalho.

A diretoria da empresa Compescal por ter aceitado o pedido de estágio bem como, pela recepção em seu Laboratório.

Ao Amigo Cristiano Januário dos Santos pela atenção, doação e conhecimentos repassados durante toda minha permanência na referida empresa.

Aos funcionários do Laboratório de produção de pós-larvas pelos ensinamentos e paciência durante todo o estágio.

Aos meus amigos de curso em especial: Evandro Junior, Rubens, Heber e Milena pelos momentos e conhecimentos compartilhados.

E em especial a minha namorada Juliana pelo sempre apoio e incentivo em todos os momentos.

E a todos que direta ou indiretamente fizeram parte desta conquista.

SUMÁRIO

	Página
AGRADECIMENTOS	iv
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE TABELAS	viii
RESUMO	ix
1. INTRODUÇÃO	1
2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	4
2.1. Caracterização da Empresa	4
2.2. Reprodução	4
2.2.1. Quarentena e Manejo dos Reprodutores	5
2.2.2. Acasalamento	8
2.2.3. Desova	10
2.2.4. Eclosão	12
2.2.5. Fornecimento de Náuplios	12
2.3. Larvicultura do <i>Litopenaeus Vannamei</i>	13
2.3.1. Recepção e Aclimação dos Náuplios	14
2.3.2. Fase I	15
2.3.3. Fase II	17
2.3.4. Qualidade de Água	18
2.3.5. Alimentação	19
2.3.6. Amostragem e Contagem	22
2.3.7 Venda de Pós-Larvas	23
2.4. Produção de Microalgas	26
2.4.1. Cultivo	27
2.4.1.1. Cepário	29
2.4.1.2. Cultivo em Embalagens Plásticas	30
2.4.1.3. Cultivo em Cilindros	31
2.4.1.4. Cultivo Massivo em Tanques	32
2.4.2. Produção de Náuplios de <i>Artêmia Salina</i>	32
2.4.2.1. Descapsulação dos Cistos	33
2.4.2.2. Incubação dos Cistos	33
2.5. Desinfecção do Laboratório	34
3. REFERÊNCIAS	35

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Sala de aclimação dos reprodutores.	5
Figura 2a. Circulo evidenciando o órgão reprodutor do macho (petasma)	6
Figura 2b. Circulo evidenciando o órgão reprodutor da fêmea (téllico).	6
Figura 3. Vista geral da sala de acasalamento.	8
Figura 4. Fêmea fecundada com espermátóforo depositado na região do téllico.	9
Figura 5. Fêmea ablada apresentando um único pedúnculo ocular	9
Figura 6. Aspecto geral da sala de desova.	10
Figura 7a. Coletor de ovos durante a despesca.	11
Figura 7b. Coletor de ovos antes do início da despesca.	11
Figura 8a. Tanques utilizados na eclosão de ovos.	12
Figura 8b. Setas evidenciando iluminação característica.	12
Figura 9a. Mostrando os tanques cobertos da fase I.	13
Figura 9b. Mostrando as tubulações utilizadas nos tanques de cultivo.	13
Figura 10. Avaliação do náuplio em microscópio de luz.	15
Figura 11a. Caldeira de aquecimento de água.	16
Figura 11b. Compressores radiais utilizados na larvicultura.	16
Figura 12a. Tanques da fase II de cultivo.	16
Figura 12b. Tanques da fase I de cultivo.	16
Figura 13a. Ponteiras utilizadas na captação de água.	18
Figura 13b. Estacas sinalizando a localização das ponteiras.	18
Figura 14. Figura demonstrando duas baterias de filtragens, uma de areia e outra de celulose.	19
Figura 15. Avaliação das PL's em microscópio.	21
Figura 16. Área de venda de PL's	23

Figura 17	Captura das PL's com auxílio de um puçá.	24
Figura 18	Metodologia de contagem de PL's para comercialização.	25
Figura 19a.	Submarino utilizado no transporte de PL's.	28
Figura 19b.	Embalagens plásticas utilizadas no transporte de PL's.	28
Figura 20	Propagação da cultura de microalgas no cepário.	29
Figura 21	Método de propagação das microalgas no cepário.	30
Figura 22	Vista geral da produção em embalagens plásticas.	31
Figura 23	Vista geral da produção em cilindros.	31
Figura 24	Vista geral do cultivo massivo.	32

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1. Tipos de alimentos e horário de administração	7
Tabela 2. Tipos de alimentos e horário de administração para larvas na Fase I de cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> .	21
Tabela 3. Tipos de alimentos e horário de administração para pós-larvas na Fase II de cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> .	22
Tabela 4. Composição do meio de cultura Guilard f/2, utilizado para o cultivo de microalgas.	28

RESUMO

Este relatório apresenta a descrição das etapas de acompanhamento no laboratório de produção de pós-larvas do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, na Compescal - (Comércio de Pescado Aracatiense Ltda), localizada em Lagoa do Mato – Aracati-Ce, em cumprimento a disciplina Trabalho Supervisionado. Foi realizado o acompanhamento de todas as atividades rotineiras necessárias à produção de pós-larvas (PL's), partindo da maturação para a produção de náuplios, bem como o manejo realizado e o período de quarentena dos reprodutores. Na larvicultura foram observados todos os procedimentos necessários à obtenção de pós-larvas, inclusive a produção de alimento vivo (algas e artêmia), o manejo realizado e os procedimentos de venda. A larvicultura da Compescal possui uma localização privilegiada, captando água marinha com excelente qualidade. O sistema de filtração para a larvicultura e maturação e o de esterilização para microalgas corrobora para a qualidade da água utilizada. Obtendo PL's com níveis de sobrevivência acima de outros laboratórios comerciais em ambas as fases de cultivo, devido a qualidade da água e o manejo alimentar realizado. Práticas de biossegurança são realizadas em todo o laboratório com a utilização de rodolúvios, pedilúvios e funcionários com fardamento adequado para tal trabalho. Antes do início de cada ciclo de cultivo é realizado uma limpeza e desinfecção com cloro e ácido em todos os tanques de cultivo, utensílios utilizados, tubulações, sistema de captação e áreas comuns. Devido a estes fatores que a larvicultura Compescal produz PL's de excelente qualidade para povoar seus mais de 600 ha de engorda e para venda às fazendas comerciais.

ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO SETOR DE LARVICULTURA DE CAMARÕES MARINHOS *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) REALIZADO NA EMPRESA COMPESCAL, ARACATI-CE.

DIEGO FELISMINO APOLINÁRIO

1. INTRODUÇÃO

Nos últimos anos, dentre os segmentos da aquicultura mundial, o cultivo de camarão marinho vem apresentando grandes índices de crescimento. Questões como a elevada demanda do produto no mercado internacional, a grande rentabilidade do agronegócio, a capacidade de gerar emprego e renda para o desenvolvimento do setor primário de muitos países, dentre outros, impulsionaram definitivamente o crescimento desse segmento aquícola nos países costeiros tropicais da Ásia e das Américas (DEPARTAMENTO DE PESCA E AQUICULTURA, 2001).

Os primeiros experimentos com o camarão cultivado no Brasil datam da década de 70 quando o governo do Rio Grande do Norte criou o "Projeto Camarão" para estudar a viabilidade do cultivo desse crustáceo, em substituição à extração de sal, atividade tradicional do Estado que na época confrontava séria crise de preço e mercado, com conseqüente desemprego generalizado nas áreas salineiras do Estado. Nesse período inicial, o Estado de Santa Catarina também desenvolveu pesquisas de reprodução, larvicultura e engorda do camarão cultivado conseguindo produzir as primeiras pós-larvas em laboratórios da América Latina (NUNES, 2002).

A realização do primeiro esforço organizado e orientado para a produção comercial de camarão confinado ocorreu no período de 1978-1984 por iniciativa do Governo do Rio Grande do Norte, que importou a espécie *Marsupenaeus japonicus*, reforçou o "Projeto Camarão" e envolveu a EMPARN (Empresa de Pesquisa Agropecuária do RN) para sistematizar e desenvolver os trabalhos de adaptação da espécie exótica às condições locais (BRASIL,

2001). Este período caracteriza a primeira fase do camarão cultivado no Brasil, na qual predominaram cultivos extensivos de baixa densidade de estocagem, reduzida renovação de água e uso de alimentação natural produzida no próprio viveiro (NUNES, 2002).

Em meados da década de 80, ressentindo-se de pesquisas que possibilitassem o alcance de uma produtividade economicamente aceitável e ante a inaptidão do *Marsupenaeus japonicus* às baixas salinidades, a carcinicultura brasileira redirecionou seus objetivos com as espécies nativas *Litopenaeus shimitti*, *Farfantepenaeus brasiliensis*, *F. subtilis* e *F. paulensis*. Entretanto a baixa produtividade e lucratividade dessas espécies provocou a desativação e a reconversão a salinas de diversas fazendas da região (ABCC, 2001).

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 de ser a mesma já 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 larvicultura do *L. vannamei* e iniciaram a distribuição comercial de pós-larvas, o que veio ocorrer na primeira metade dos anos 90, as fazendas em operação ou semi-paralizadas adotaram o cultivo do novo 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).

A carcinicultura marinha tem se mostrado como uma importante atividade agroindustrial, especialmente na região nordeste. No Ceará, esta atividade apresentou um enorme crescimento desde 1998, levando a um maciço volume de investimentos. Segundo dados da ABCC existem 3.804 ha

de fazendas de carcinicultura em operação no Ceará, correspondendo a 191 empreendimentos com uma produção no ano de 2004 de 19.405 toneladas, haja vista que a produção total brasileira foi de 75.904 toneladas, assumindo a liderança do setor na América Latina (ABCC, 2004).

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. A tecnologia de maturação, reprodução e larvicultura, passo inicial do processo produtivo, está bem desenvolvida em laboratórios e asseguram o fornecimento regular de pós-larvas às fazendas de engorda (ROCHA, 2003).

Entretanto, como em qualquer cultivo animal, esta atividade enfrenta problemas com doenças, tanto de origem bacteriana como viral, o que afeta de forma significativa a produção. A partir de 2002 o cultivo de camarão passou a lidar com mais um vírus, posteriormente identificado como o vírus da mionecrose infecciosa (IMNV) (COSTA, 2006).

A larvicultura se constitui de uma importante etapa no desempenho dos camarões durante a posterior fase de engorda em viveiros, sendo imprescindível a obtenção de ótimos resultados zootécnicos nos cultivos larvais para obter uma elevada taxa de sobrevivência ao final do ciclo de cultivo nos viveiros de engorda.

Este estágio supervisionado teve como objetivo acompanhar os procedimentos necessários à obtenção de Pós-Larvas na empresa Compescal, sendo imprescindível à formação do Engenheiro de Pesca que deseja atuar nesta área.

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

O estágio foi realizado no laboratório de produção de pós-larvas, passando pelas etapas de reprodução, larvicultura e produção de alimentos vivos da empresa Compescal – Comércio de Pescado Aracatiense Ltda durante o mês de agosto de 2006, através do acompanhamento de todas as atividades inerentes ao cultivo do camarão marinho, *Litopenaeus vannamei*.

2.1. Caracterização da Empresa

A Compescal - Comércio de Pescado Aracatiense Ltda foi fundada em 1982 sendo hoje a maior empresa envolvidas na atividade da carcinicultura do Estado do Ceará, sua unidade de engorda com mais de 600ha localiza-se na ilha dos veados em Aracati-ce.

O laboratório de produção de pós-larvas é localizado na BR 304, Km 34 na Praia de Lagoa do Mato e é dotado de última tecnologia com capacidade de produção de 200 milhões de pós-larvas/mês. O laboratório foi projetado com todos os setores necessários à obtenção de pós-larvas: maturação, alimento vivo e larvicultura onde o cultivo é bifásico. Os setores de maturação e alimento vivo foram dimensionados proporcionalmente à larvicultura não necessitando de interferência externa. No setor de alimento vivo são produzidas as microalgas e artêmias necessárias à larvicultura.

O laboratório produz pós-larvas de qualidade igual ou superior a outros laboratórios. Sua produção é destinada à unidade de engorda da própria Compescal e o excedente é vendido a fazendas comerciais.

2.2. Reprodução

Em geral, os procedimentos adotados para a maturação e reprodução dos camarões peneídeos por cópula natural, é obtido através de uma alimentação especial, combinada com a ablação de um dos pedúnculos oculares, e um bom controle da qualidade das instalações.

A remoção de um dos pedúnculos oculares diminui os níveis circulantes do hormônio inibidor gonadal (HIG), que proporciona então, o desenvolvimento gonadal (maturação) dos reprodutores. Um conjunto de fatores extrínsecos, incluindo temperatura, salinidade, fotoperíodo, e dieta também influenciam na atividade reprodutiva dos camarões (BARBIERI-JUNIOR & OSTRENSKY-NETO, 2001).

A sala de maturação é, em geral, um local completamente fechado onde há iluminação artificial e fotoperíodo controlado, permitindo deste modo obter sucesso nas diversas etapas do processo reprodutivo.

2.2.1. Quarentena e manejo de reprodutores

Os animais utilizados são selecionados através de uma análise macroscópica levando em consideração os seguintes itens: peso acima de 35g, formação do sistema reprodutor, rigidez da carapaça e integridade física, não havendo, portanto uma seleção genética. A aclimatação é realizada em uma sala específica, contendo três tanques retangulares de 40.000L, com volume utilizado de apenas 18.000 L. (Figura 1).

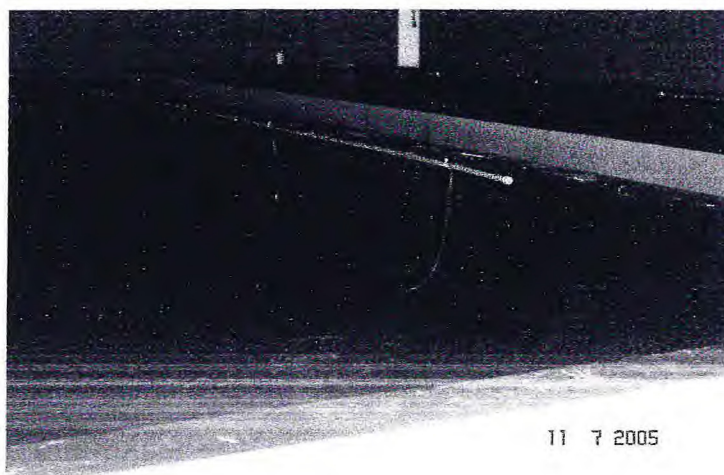


Figura 1. Sala de aclimatação dos reprodutores.

Inicialmente é realizada a aclimatação dos animais ao foto-período invertido, ou seja, luz durante a noite, através de iluminação artificial e escuro durante o dia. Os parâmetros físico-químicos da água, principalmente

salinidade, são monitorados dentro de seu nível ideal, evitando assim estresse dos animais ao serem transportados para sala de acasalamento.

Os camarões adultos, oriundos de viveiros da própria empresa, ao chegarem para a fase de aclimatação são separados por sexo, e em seguida é realizada a ablação do pedúnculo ocular das fêmeas. Os animais permanecem nesta sala por um período máximo de 10 dias quando são realizados os procedimentos de aclimatação e ablação.

O descarte de animais reprodutores é realizado quando a qualidade dos náuplios é comprometida em decorrência do desgaste físico dos mesmos, ocorrendo em média quatro meses após a primeira reprodução, constituindo assim, o tempo médio de vida útil dos reprodutores.

A sexagem é realizada através da observação do petasma e tético dos machos e fêmeas, respectivamente. (Figura 2a, 2b).

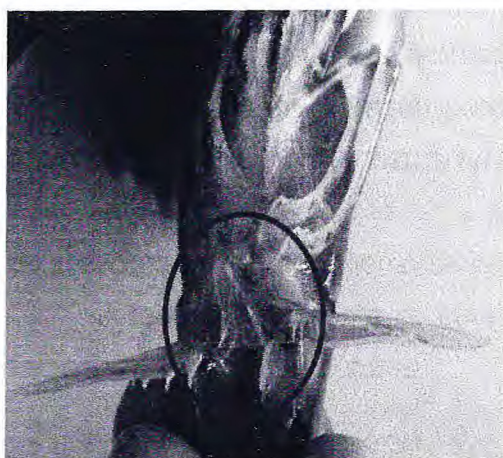


Figura 2a. Circulo evidenciando o órgão reprodutor do macho (petasma)



Figura 2b. Circulo evidenciando o órgão reprodutor da fêmea (tético).

A ablação é realizada apenas em fêmeas a fim de maximizar a taxa de maturação. Este processo consiste de uma incisão em um dos olhos, retirando seu conteúdo ocular. Após esta etapa, o pedúnculo ocular é submerso em iodo com o objetivo de evitar possíveis infecções e favorecer também uma rápida cicatrização. Este processo precisa ser realizado com bastante cuidado, diminuindo ao máximo o estresse causado pelo procedimento cirúrgico, que pode até mesmo levar o animal à morte.

Os reprodutores são mantidos nos tanques de aclimatação, onde a taxa de renovação da água é de 200% ao dia sob aeração constante.

A estocagem da alimentação é feita em uma câmara frigorífica de 15T de capacidade, havendo portanto espaço suficiente para estocagem de grande quantidade de alimentos como lula, mariscos, ração e biomassa de artêmia.

As alimentações são preparadas em uma sala contendo um moedor elétrico, uma balança de grande porte e uma de pequeno porte para pesagem das alimentações diárias. São preparadas as alimentações para 24h, sendo preparadas todos os dias pela manhã e estocadas em dois freezers horizontais. Uma hora antes da alimentação estas são retiradas dos freezers para o descongelamento.

O alimento é ofertado em função do peso dos animais, obedecendo aos critérios de oferta de alimento com alto valor protéico com o objetivo de maximizar o crescimento e maturação sexual dos indivíduos. A alimentação é dividida em alimentos úmidos e secos. Os alimentos são: 12% de lula, picada e com a adição de 0,5% de vitamina C por kg e 1% de páprica doce por kg que servirá como atrativo; 7% de biomassa de Artêmia; 4% de sururu; 2,5% de ova de linguado e 0,6% de ração para reprodutores. É sempre de fundamental importância observar o consumo do alimento, pois a partir desta avaliação é possível incrementar ou reduzir a oferta, tendo como objetivo a maximização do crescimento e conseqüentemente otimização dos custos.

A tabela 1 apresenta os tipos de alimentos e os respectivos horários de fornecimento aos reprodutores.

Tabela 1. Tipos de alimentos e horário de administração.

Horários de Alimentação							
02:00	05:00	09:00	12:00	14:00	19:00	21:00	24:00
4%	3%	4%	0,6%	5%	3%	4%	2,5%
Sururu	Lula	Biomassa	Ração	Lula	Biomassa	Lula	Ova

O manejo dos animais é realizado devido às mortes que ocorrem com o manuseio dos mesmos, principalmente ao estresse causado pela captura das fêmeas ou outros fatores muitas vezes desconhecidos. São escolhidos os tanques de um mesmo bloco, com o auxílio de uma caixa d'água de 1.000L com duas gaiolas contam-se os animais e selecionam-se os melhores. Após a

triagem das fêmeas que foram fertilizadas, através da observação da presença do espermátóforo no téllico da fêmea. (Figura 4).

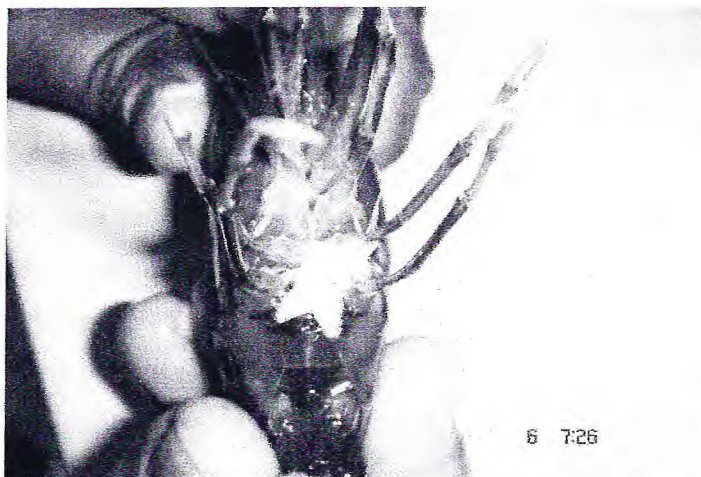


Figura 4. Fêmea fecundada com espermátóforo depositado na região do téllico.

A captura e identificação das fêmeas fecundadas é realizada com auxílio de lanternas, puçás e uma pequena vara de bambu. As fêmeas capturadas apresentando espermátóforo são imediatamente transferidas para a sala de desova. Um artifício utilizado para identificação das fêmeas nos tanques é a observação da presença de um único pedúnculo ocular, em decorrência da ablação (Figura 5). Diariamente em torno de 7 – 15% das fêmeas são capturadas e encaminhadas à desova.

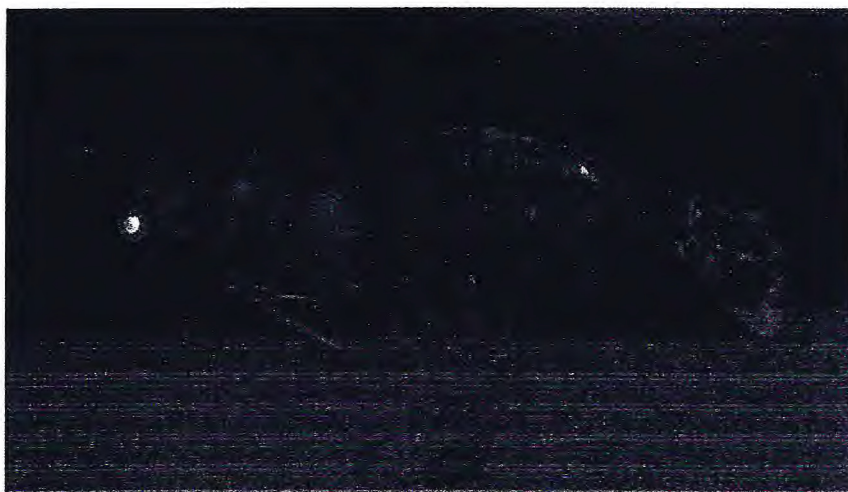


Figura 5. Fêmea ablada apresentando um único pedúnculo ocular.

2.2.3. Desova

A desova é iniciada após a transferência das fêmeas inseminadas para uma sala completamente escura contendo 4 tanques circulares de 20.000L e 4 coletores de 1.000L. Os tanques de desova são preenchidos com aproximadamente 8.000L de água, onde dois tanques contêm fêmeas provenientes de sete tanques da sala de acasalamento e os outros dois de oito tanques. É feito um controle da quantidade de fêmeas em cada tanque na sala de desova, o que possibilita ter uma idéia da eficiência da fertilização e conseqüentemente da desova (Figura 6). É através desse controle que é realizada a renovação do estoque reprodutor, pois não é adequado se basear apenas em uma média da vida útil reprodutiva dos animais, uma vez que o potencial reprodutivo depende das condições ambientais. Cada fêmea com peso médio de 30-35g produzem de 100.000-140.000 ovos e com peso médio de 40-45g produzem de 150.000-200.000 ovos.



Figura 6. Aspecto geral da sala de desova.

Às 12:00 horas os animais são retirados dos tanques de desova e recolocados nos tanques de reprodução para dar início novamente ao processo de cópula, não havendo, portanto, descanso para os animais. O controle mencionado anteriormente para constatar a eficiência das fêmeas é feito em conjunto e não individualmente, ou seja, são consideradas as fêmeas contidas

nos sete ou oito tanques da reprodução que abastecem um tanque na sala de desova. Quando há a renovação do estoque, este é realizado nos sete ou oito tanques que apresentam baixos índices de produção.

O próximo passo desta etapa é a coleta dos ovos que é realizada logo após a retirada das fêmeas. Antes da abertura dos registros para o início da despesca os coletores já se encontram cheios (Figura 7a, 7b) para que não haja o rompimento da película embrionária. Iniciada a despesca, que deve ser feita com uma vazão não muito intensa para também evitar o rompimento da película, espera-se um certo tempo até que não seja possível o esvaziamento dos tanques por gravidade.

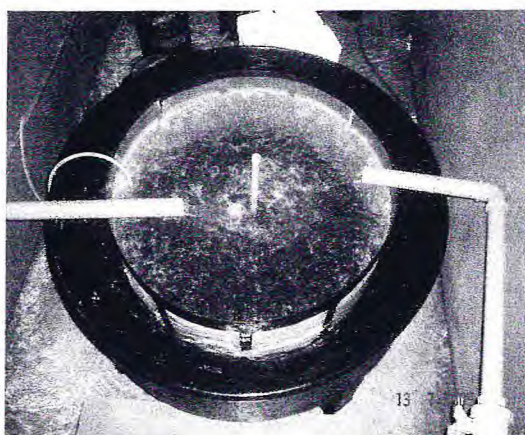


Figura 7a. Coletor de ovos durante a despesca.

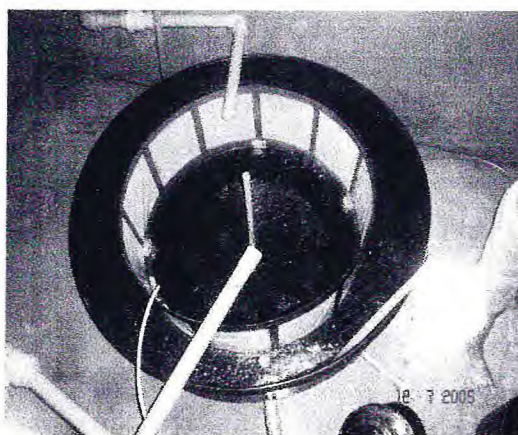


Figura 7b. Coletor de ovos antes do início da despesca.

Após a saída de toda a água do coletor, uma pequena quantidade de água de mesma salinidade é derramada pelas bordas dos tanques para retirada dos ovos que eventualmente tenham ficado retidos no fundo.

Terminada a fase de despesca é iniciada a retirada de fezes, que por ventura tenha ido para os coletores juntamente com os ovos, usando um pequeno coador com tela de 300 μ m para que somente as fezes fiquem detidas, evitando assim uma possível contaminação. Após este processo os ovos são transportados em um recipiente, com uma tela de 100 μ m no fundo, para reduzir ao máximo a quantidade de água.

Depois de terminar efetivamente o processo de despesca são realizadas várias medidas sanitárias tais como a desinfecção das tubulações, coletores e baldes para o transporte dos ovos destinados a eclosão.

2.2.4. Eclosão

A eclosão dos ovos se dá em uma sala contendo 4 carboys de 1.000 L preenchidos com água 31‰, na temperatura de 31°C contendo 30mL de iodo para a limpeza e desinfecção dos náuplios (Figura 8a).



Figura 8a. Tanques utilizados na eclosão de ovos.

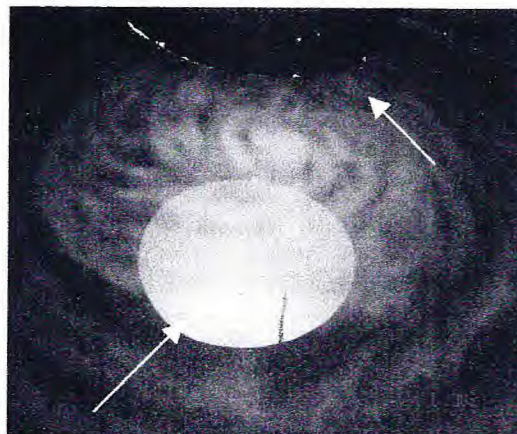


Figura 8b. Setas evidenciando iluminação característica.

Os carboys de eclosão são munidos de lâmpadas de 60 watts embutidas dentro de um tubo de PVC focalizando o centro do mesmo (Figura 8b). É essencial que a iluminação seja restrita apenas ao diâmetro central do carboy. O objetivo da luz é para agrupar os náuplios na superfície do carboy, pelo fato dos mesmos possuírem fototaxia positiva durante esse estágio de vida, facilitando a despesca e promovendo uma seleção natural. A despesca é realizada às 9:00h com o auxílio do mesmo recipiente utilizado durante a despesca dos ovos.

2.2.5. Fornecimento de Náuplios

A sala de entrega de náuplios é composta por 10 recipientes com capacidade de 100L todos contendo aeração constante e uniforme. Os náuplios após serem transferidos para estes recipientes permanecem por pouco tempo sendo encaminhados o mais rápido possível para a larvicultura.

No sub-estádio N_{III} estes já estão aptos para serem entregues à larvicultura, podendo ficar neste ambiente até o sub-estádio N_V.

2.3. Larvicultura do *Litopenaeus vannamei*

O sistema de cultivo da larvicultura é bifásico iniciando a fase I de cultivo em N_{III} e terminando em PL₃ passando então para a fase II da larvicultura finalizando em PL₁₀. Na fase I são utilizados 14 tanques de 25.000L e 9 de 50.000L, enquanto que na fase II são 8 tanques de 85.000L e 5 de 65.000L. Os tanques de ambas as fases são cobertos e com controle da temperatura, possuindo quatro tipos de tubulações: uma marrom utilizada para a transferência de algas, uma azul claro utilizada na difusão do oxigênio para todo o tanque; uma verde escura que abastece de água salgada e uma verde clara com água doce (Figura 9a, 9b). Os parâmetros como temperatura, salinidade e pH são observados em cada turno de trabalho, portanto três vezes ao dia realizando um monitoramento contínuo e eficaz, necessário ao sucesso de uma larvicultura.

Na sala de microscopia realiza-se todo o monitoramento da larvicultura: oferta e controle das alimentações, monitoramento da temperatura e salinidade realizando correções se necessário, observações das larvas e pós-larvas, checagem do fluxo, e outras atividades que são desenvolvidas.

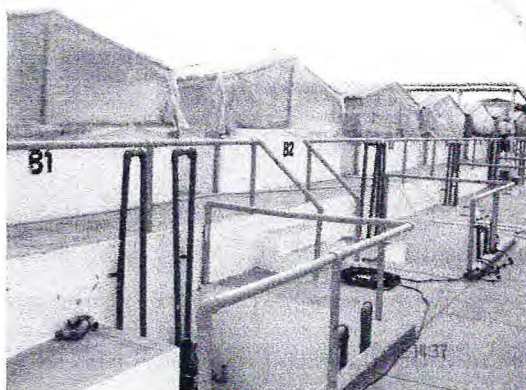


Figura 9a. Mostrando os tanques cobertos da fase I.

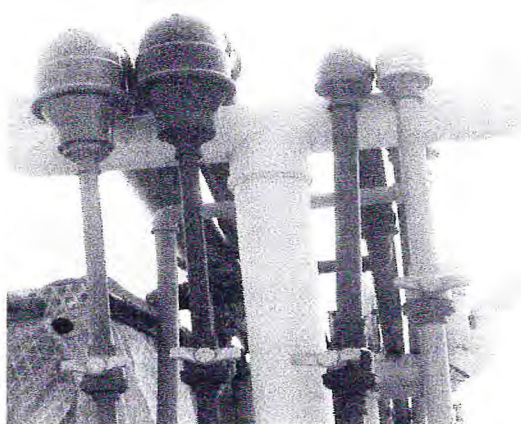


Figura 9b. Mostrando as tubulações utilizadas nos tanques de cultivo.

2.3.1. Recepção e Aclimação dos Náuplios

Os náuplios utilizados na larvicultura podem ser oriundos da própria maturação no sub-estádio N_{III} ou, quando provenientes de outras empresas que comercializam náuplios, estes se encontram no sub-estádio N_V.

Para a entrega de N_{III} da própria maturação, os náuplios são acondicionados previamente em recipientes de 100L com aeração uniforme, constante e moderada. Os encarregados da larvicultura verificam o pH, salinidade e a temperatura para a aclimação dos náuplios com o uso de aclimatadores e posterior transferência para o tanque de destino. Para o transporte é reduzido o nível de água dos recipientes com o auxílio de uma malha de 100 μ m cerca de 1/3 de seu volume, sendo os mesmos transportados em um carrinho até o local desejado. Na aclimação transfere-se todo o volume dos recipientes para o aclimatador, em média 10 milhões de náuplios, com cuidado e rapidez para evitar o mínimo de estresse nos náuplios. O aclimatador contém aeração semelhante à utilizada na maturação e no centro possui um cano com pequenos furos onde está encaixada uma mangueira na sua extremidade com água proveniente do próprio tanque realizando deste modo aclimação dos náuplios. Quando as diferenças entre os parâmetros checados não são mais significativas os náuplios são transferidos em recipientes ao tanque de destino. Após a aclimação é realizado um aumento gradual da temperatura até a temperatura de trabalho estabelecida 32°C.

Na recepção de náuplios de maturação externa utiliza-se o mesmo padrão de aclimação, sendo a única diferença é que estes vêm embalados em sacos plásticos de 45L com apenas 15L de água, contendo em média 1.000 náuplios/L.

Na chegada dos náuplios é feita uma avaliação dos mesmos, pois a qualidade destes reflete na qualidade das larvas. É observada a coloração; resposta a luz (calcular qualitativamente a percentagem que apresenta resposta positiva); presença de náuplios mortos ou lentos. Uma avaliação mais detalhada é realizada microscopicamente observando possíveis má formações dos apêndices e setas; limpeza das setas e sétulas; sub-estádio naupliar e possível presença de organismos indesejáveis na água (Figura 10).



Figura 10. Avaliação do náuplio em microscópio de luz.

2.3.2. Fase I

A fase I da larvicultura possui dois tipos de tanques (com o volume de 25.000 e 50.000L), onde estes são preparados proporcionalmente da mesma forma utilizando algas (*Thalassiosira fluviatilis*) em uma densidade de 30×10^3 cel/mL e 10‰ de EDTA tetrassódico. A salinidade de todo o laboratório é ajustada diretamente no armazenamento havendo, portanto uma comunicação entre os encarregados da larvicultura e os do abastecimento para a manutenção destes parâmetros. Para o aquecimento e manutenção da temperatura da água é utilizado um sistema de caldeiras a gás, sendo ajustado no próprio tanque até a temperatura desejada de 32°C, com pequenas variações de $\pm 0.5^\circ\text{C}$ (Figura 11a). A aeração utilizada é proveniente de compressores radiais que é distribuída em toda a larvicultura por tubulações de PVC. Cada tanque possui uma saída de ar onde este é distribuído uniformemente com o uso de torçais e pedras porosas (Figura 11b).

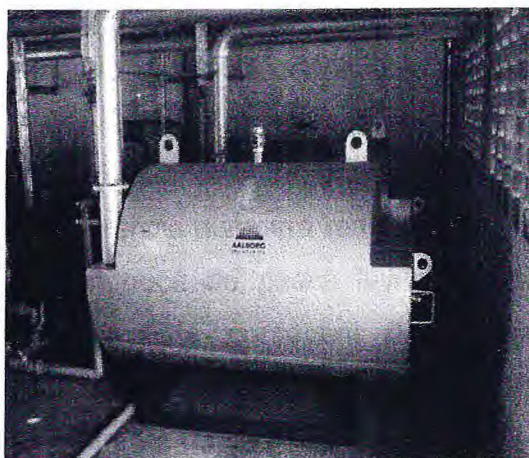


Figura 11a. Caldeira de aquecimento de água.

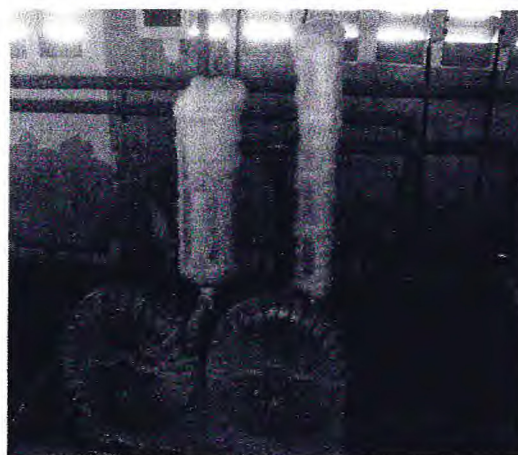


Figura 11b. Compressores radiais utilizados na larvicultura.

Após a preparação do tanque este já está apto para a estocagem dos náuplios devendo ser realizada preferencialmente à noite devido à temperatura ser amena e menor variação de pH da água (Figura 12a, 12b).



Figura 12a. Tanques da fase II de cultivo.



Figura 12b. Tanques da fase I de cultivo.

Para as estocagens são observados os parâmetros de salinidade, temperatura e pH. Na fase I de cultivo quando as diferenças entre esses parâmetros não são mais significativas é realizada a transferência dos náuplios com o uso de recipientes para o tanque de destino. A densidade média de estocagem utilizada para os tanques da fase I que têm capacidade de 25.000L é de 324 náuplios/L e para os tanques de 50.000L é de 260 náuplios/L, podendo haver alterações conforme a produção de náuplios e a programação de estocagem.

O sistema de fluxo contínuo desta fase este inicia-se com uma renovação de 14% podendo chegar até a 140% do volume total do tanque.

Quando os animais atingem o sub-estádio mysis III é realizada uma amostragem para uma estimativa populacional, servindo este dado para a transferência que será realizada no sub-estádio PL₃. Isto é realizado com o uso de um puçá de pesca levando os animais diretamente para o tanque de destino. Esta contagem de população servirá não só para estimar a sobrevivência final da fase I, mas para auxiliar na quantificação do alimento a ser ofertado na fase II, evitando deste modo sobras excessivas de alimento que podem influenciar a qualidade da água. A sobrevivência média obtida ao final da fase I de cultivo é de 90% dando início a segunda fase.

2.3.3. Fase II

A fase II é composta também por dois tipos de tanques (com o volume de 65.000 e 85.000L), preparados com antecedência de três dias, utilizando a densidade algal média de 100×10^3 cel/mL de *Thalassiosira fluviatilis*, 40×10^3 cel/mL de *Chaetoceros* sp. e 12×10^3 cel/mL de *Navícula* sp, contendo 10‰ de EDTA tetrassódico, podendo haver modificações conforme os resultados obtidos em cada cultivo. O aquecimento é utilizado apenas em dois dias seguintes a transferência das pós-larvas, para que ocorra uma aclimação da mesma ao ambiente. A salinidade é outro ponto importante na fase II, pois o comprador irá comunicar a larvicultura a salinidade desejada, na faixa de 5 e 32‰ com até 4 dias de antecedência para que ocorra uma aclimação gradual e sem estresse aos animais, mantendo a qualidade das PL's adquiridas.

Para a fase II a densidade de estocagem utilizada é menor e varia entre 95 PL's/L para os tanques de 65.000L e 135 PL's/L para os tanques de 85.000L, podendo variar estas densidades de estocagem conforme a sobrevivência obtida na primeira fase de cultivo. Estes valores de densidade de estocagem em ambas as fases não são fixos e podem sofrer alterações conforme as sobrevivências obtidas ao final de cada ciclo de cultivo e também devido à demanda de pós-larvas no mercado. A renovação de água nesta fase têm início com 27% podendo chegar a 54% do volume total do tanque. As sobrevivências obtidas ao final do ciclo de cultivo estão entre 70-80%.

2.3.4. Qualidade de água

A captação da água do mar é realizada a seis metros de profundidade no litoral, e apenas nos períodos de preamar, garantindo assim uma água com qualidade e apresentando constância nas características físico-químicas, evitando assim a necessidade de aclimatação dos animais frente a variações desses parâmetros (Figura 13a, 13b).

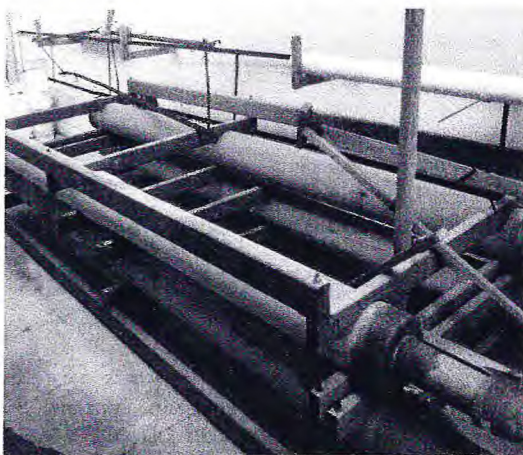


Figura 13a. Ponteiras utilizadas na captação de água.

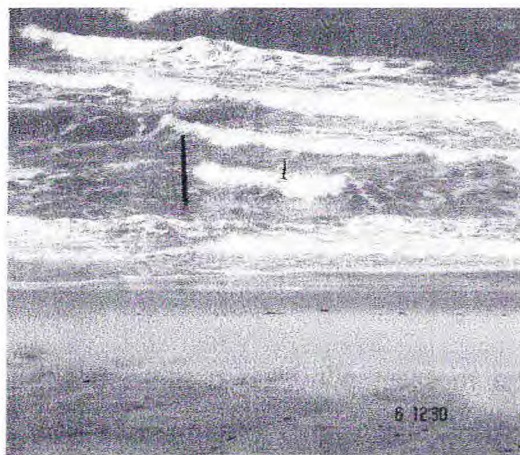


Figura 13b. Estacas sinalizando a localização das ponteiras.

Antes de a água ser armazenada ela passa inicialmente por uma bateria de filtros de areia seguindo para outra bateria de filtros de celulose e somente depois de passar por estes dois sistemas de filtração, esta é armazenada (Figura 14). O sistema de armazenamento é composto por dois reservatórios de 340.000L de água salgada e um com capacidade de 150.000L de água doce.

Um dos principais pontos críticos no cultivo de camarão é a qualidade de água. Para manter a qualidade ideal, a água é monitorada três vezes ao dia, ou seja, em cada turno de trabalho, sendo realizadas observações visuais em cada tanque procurando alguns indicadores de possíveis alterações na qualidade da água tais como: formação excessiva de espuma na superfície do tanque; morte de algas observada a partir da contagem de células e sobras de alimentos.

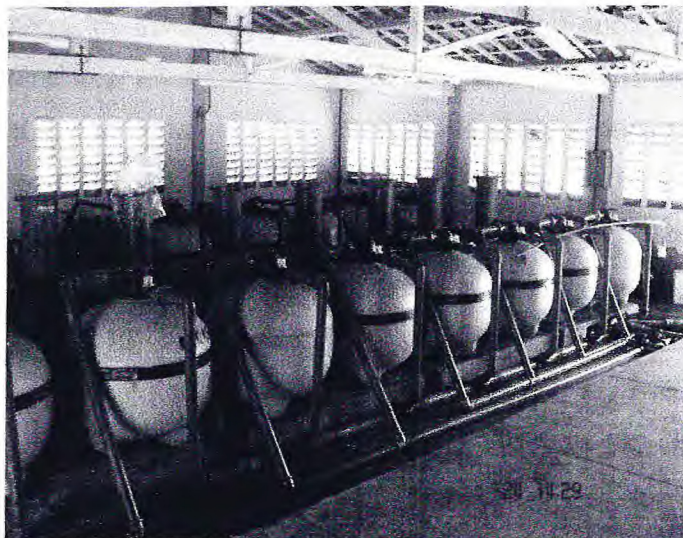


Figura 14. Figura demonstrando duas baterias de filtragens, uma de areia e outra de celulose.

As principais intervenções realizadas durante o cultivo consistem em: aumento do fluxo de água, adição de algas e sifonamento. Com o aumento do fluxo é obtida uma maior renovação da água, melhorando a sua qualidade e diminuindo a concentração de metabólitos tóxicos que por ventura possam estar em concentrações nocivas às larvas.

A adição de algas para alimentação pode melhorar também a qualidade da água através da incorporação dos nutrientes (matéria orgânica) disponíveis na água através da atividade fotossintética.

O processo de sifonamento diário, realizado apenas na fase II de cultivo, tem como objetivo a retirada das sobras de alimento, fezes, carapaças e possíveis PL's mortas que se depositam no fundo do tanque, evitando que se forme uma zona anaeróbica de decomposição desta matéria orgânica que contribuiria para a diminuição da qualidade da água.

2.3.5. Alimentação

A qualidade da pós-larva está intimamente ligada à frequência alimentar e ao tipo de alimento utilizado em cada estágio e sub-estádio larval. A alimentação também influencia diretamente na qualidade da água. Nem todos

os alimentos utilizados contribuem para uma boa manutenção da qualidade de água, e para minimizar este efeito, o alimento é fornecido em pequenas doses, com maior frequência, observando sempre a quantidade, para que não falte ou seja administrado em excesso. Os alimentos utilizados foram selecionados conforme trabalhos realizados anteriormente onde se obteve resultados nutricionais satisfatórios aliados com a otimização dos custos.

Os náuplios III são estocados nos tanques já contendo algas *Thalassiosira fluvialitis* na concentração de 30×10^3 cel/mL. Posteriormente, no sub-estádio protozoa I é utilizado como alimento *Chaetoceros* sp na concentração de 50×10^3 cel/mL com o objetivo de que quando estes consumirem toda a reserva vitelínica e realizarem a muda para protozoa I este ambiente já possua alimento em qualidade e quantidade suficientes para que as larvas vençam esta primeira barreira após o consumo de sua reserva, à alimentação exógena.

No sub-estádio protozoa II faz-se o uso de alimentos artificiais como o Frippak e a gema de ovo, consorciando com as mesmas densidades de alimento natural utilizada no sub-estádio anterior.

Já em protozoa III e mysis I estas consomem zooplâncton onde a oferta é iniciada com 100mL de náuplios de artêmia viva com densidade média de 2.000.000 /L. A oferta de artêmia é de acordo com o consumo em horários pré-estabelecidos, devendo ser tomado bastante cuidado na checagem das sobras, pois é o ambiente ideal para o seu crescimento e competição com as larvas por alimento.

No sub-estádio mysis II até PL₃ a alimentação consiste apenas na oferta de náuplios de artêmia e uma alimentação artificial, na forma de floco. Neste nível de cultivo devido ao fluxo ser muito alto, a densidade algal é muito pequena, pois se perde com a renovação contínua da água, chegando até a realizar renovações somente com algas para tentar amenizar a perda destas com o fluxo. A partir do estágio de PL₁ até PL₃ pode ser utilizado também a biomassa de artêmia.

Uma tabela de alimentação com a variedade de alimentos e a frequência da oferta destes é adotada pelos encarregados (Tabela 2). Os alimentos utilizados no atual manejo podem variar conforme a tabela, sempre observando o estágio larval e horário, como por exemplo, o Frippak e o Epifeed - LHF.

Tabela 2. Tipos de alimentos e horário de administração para larvas na Fase I de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

Alimentações	Horários											
	8:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	-	-	-	-
Royal caviar ou Frippak*	8:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	-	-	-	-
Náuplio de Artêmia*	7:00	9:00	11:00	13:00	15:00	17:00	19:00	21:00	23:00	01:00	03:00	05:00
Epifeed-LHF	8:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00	-	-	-	-
Espirulina	7:00	10:00	13:00	16:00	19:00	22:00	01:00	04:00	-	-	-	-
Flake	9:00	12:00	15:00	18:00	21:00	00:00	03:00	06:00	-	-	-	-
Biomassa de Artêmia	8:00	12:00	16:00	20:00	00:00	04:00	-	-	-	-	-	-
Gema	9:00	12:00	15:00	18:00	21:00	00:00	03:00	06:00	-	-	-	-

* Fabricado pela INVE Aquaculture corp.

Após a oferta do alimento é observada a aceitação do mesmo em uma checagem macroscópica através do consumo. O aspecto nutricional do alimento é avaliado pela observação da reserva lipídica das larvas (checagem microscópica), o que proporciona uma resposta ao manejo alimentar ou a uma possível substituição de algum alimento que as pós-larvas não estejam consumindo, que é retirado por sifonamento (Figura 15).

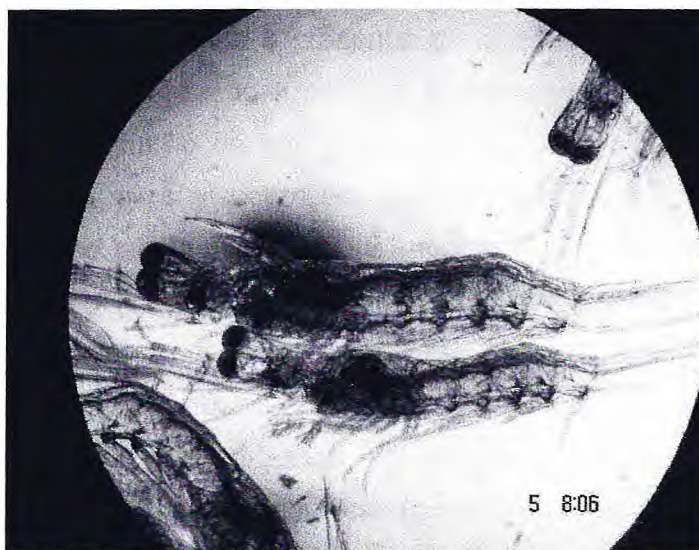


Figura 15. Avaliação das PI's em microscópio.

Como mencionado anteriormente, os tanques da Fase II de cultivo são preparados com a utilização de três espécies de algas (*Thalassiosira fluviatilis*, *Chaetoceros sp* e *Navícula sp*) servindo de alimento natural e utilizando

também neste período alimentos artificiais como Epibal 500, Mpex, Flake e biomassa de Artêmia.

Na Fase II de cultivo também é adotada uma tabela de alimentação (Tabela 3).

Tabela 3. Tipos de alimentos e horário de administração para larvas na Fase II de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

Alimentações	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
Epibal 500	08:00	11:00	14:00	17:00	20:00	23:00	02:00	05:00
Biomassa de Artêmia	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

2.3.6. Amostragem e Contagem

Para a determinação dos estádios e sub-estádios larvais, bem como o monitoramento da qualidade e do estado dos animais é realizado em cada turno de trabalho, portanto três vezes ao dia, uma checagem macroscópica. Em cada tanque é observada a presença de animais mortos e dos estádios larvais através da visualização a olho nu da característica natatória de cada estágio larval, com auxílio de um frasco de vidro do tipo Becker. Uma sub-amostra é retirada para visualização, em microscópio, do estágio larval e registrando em uma tabela apropriada. É importante a verificação do estágio ou sub-estádio larval devido ao tipo de alimento a ser ofertado, que deve ser proporcional a abertura de sua boca. Essa avaliação também permite a definição do diâmetro da malha para evitar a saída das larvas pelo fluxo de água, e possibilitando que partículas em suspensão saiam, evitando que se depositem no fundo do tanque, prejudicando a qualidade de água.

A contagem da população é realizada diariamente em cada tanque, desde protozoa I até mysis III, e é realizada sempre que ocorre a muda por completo. Essa avaliação não pode ser realizada nas pós-larvas, pois a partir deste estágio, estas passam a ter hábitos bentônicos e maior agilidade causando erros constantes na contagem da população.

Para a obtenção da amostra populacional, é realizado um aumento da aeração no tanque para que ocorra uma homogeneização da distribuição das larvas, retirada uma alíquota de 125mL e a contagem efetuada com auxílio de uma placa de Petri. Esse valor é então utilizado para o cálculo da biomassa do tanque e o procedimento realizado em três amostragens para uma melhor confiabilidade do tamanho da população.

2.3.7 Venda de pós-larvas

O empreendimento também realiza a venda de PL para terceiros. O local de contagem e venda de PL's é composto por 4 tanques de 1.000L e dois de 500L, ambos de fibra de vidro, e uma bancada de azulejos onde é realizada a contagem das larvas (Figura 16).



Figura 16. Área de venda de PL's.

Estes tanques possuem aeração constante proveniente de compressores radiais e de cilindros de oxigênio puro. Toda a água utilizada nos tanques e no transporte, seja submarino com volume de 1.000L ou embalagens plásticas com volume de 45L, possui a mesma salinidade do lote das pós-larvas e armazenada em três reservatórios com 10.000L cada.

Quando o local de entrega das pós-larvas não se situa a uma grande distância do Laboratório, é utilizada uma densidade algal de 60×10^3 cel/mL de *Thalassiosira fluviatilis*. Em distâncias mais longas é utilizado apenas o oxigênio para que não haja competição das algas e camarões pelo mesmo.

O processo de venda é efetuado com o contato entre o comprador e o laboratório, que indica a salinidade desejada (entre 5 e 32‰), fazendo com que haja uma programação no laboratório para a fixação da salinidade e posterior despesca do lote no estágio de PL₁₀. A padronização da salinidade solicitada pelo comprador ocorre com no mínimo 4 dias de antecedência da despesca, sendo iniciada esta mudança em PL₆, concluída em PL₈ e estando aptas para a despesca em PL₁₀.

Os procedimentos da despesca das larvas para comercialização são iniciados as 03:00h da madrugada, com o abaixamento gradual do nível do tanque até as 7:00h da manhã. Se for uma despesca parcial o nível é baixo até cerca de 1/3 do volume total do tanque e se for uma despesca total, a redução do volume será igual a 50% do volume total do tanque. Cuidados especiais devem ser tomados para que se evite a colmatação da malha do dreno do tanque que é de 500µm, que é geralmente evitado com um baixo fluxo de saída de água. A despesca é realizada com o auxílio de puçás, quando dois encarregados entram dentro do tanque e iniciam a retirada das PL's que são colocadas em baldes de 10L com apenas 2L de PL's transferida para caixas de fibra de vidro para posterior contagem (Figura 17).

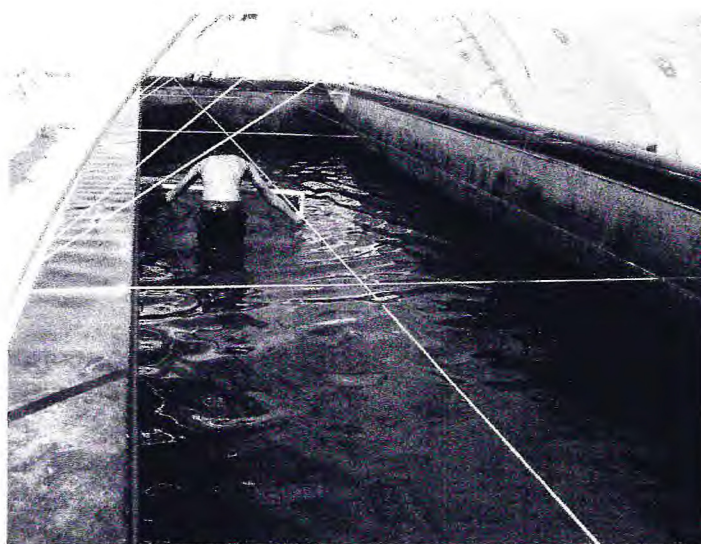


Figura17. Captura das PL's com auxílio de um puçá.

A despesca é realizada por pessoas com experiência para que ocorra o mínimo de estresse possível aos animais, sendo observado constantemente alguns fatores indicativos de estresse, como a atividade da larva, a coloração

(quando uma larva está estressada esta fica levemente opaca) e sua resposta a alimentação que é ofertada constantemente (biomassa de artêmia). Após a observação destes fatores uma amostra é retirada pelo comparador para verificar a ausência de organismos epibiontes aderidos; presença de alimento no trato digestório; cromatóforos bem definidos sem expansão; sistema branquial completamente formado; o sexto segmento mais curto que o comprimento da carapaça; elevado teor de lipídeos no hepatopâncreas e enfim observações que possam garantir a qualidade da PL adquirida.

Para a contagem das larvas é realizada uma homogeneização das PL's através de forte aeração, quando são retiradas 5 amostras de 125mL. A contagem é feita após a retirada da água com o auxílio de uma peneira. Após a contagem das 5 amostras é calculada a média para posterior determinação do total de larvas para o volume da caixa (Figura 18)



Figura 18. Metodologia de contagem de PL's para comercialização.

Caso seja solicitado pelo comprador pode ser realizado um teste de estresse que consiste na utilização de cerca de 100 PL's em um recipiente contendo 1L de água doce com aeração. Após cerca de 1 hora as larvas são novamente colocadas em água na salinidade original e depois de 30 minutos é observada a taxa de sobrevivência. Caso seja superior a 75%, isto indica que o lote de pós-larvas apresenta boa qualidade. Valores inferiores a 75% é fornecido ao lote um suprimento de náuplios de artêmia durante 24h e é

repetido o teste. Concluídos os testes e considerando as pós-larvas de boa qualidade estas podem ser transferidas aos submarinos através do puçá utilizado anteriormente na despesca. A densidade utilizada nos submarinos é de 2.000.000/1.000L PL₁₀ (Figura 19). Quando o transporte é realizado em embalagens plásticas, é utilizada a densidade de 1.000 PL₁₀/L (Figura 19). A densidade de estocagem para o transporte das pós-larvas é indicada pelo encarregado da larvicultura. Caso a densidade de estocagem solicitada seja acima da recomendada, toda a responsabilidade será do comprador caso haja um elevado índice de mortalidade.

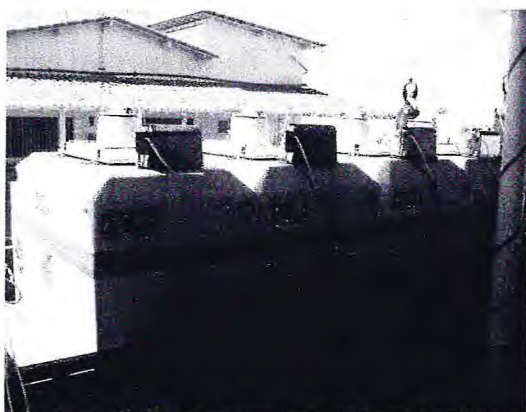


Figura 19a. Submarino utilizado no transporte de PL's.



Figura 19a. Embalagens plásticas utilizadas no transporte de PL's.

2.4. Produção de microalgas

As microalgas têm grande importância na dieta das larvas, pois são fontes de macronutrientes como proteínas, lipídeos, carboidratos, vitaminas e elementos-traço. São ainda ricas em pigmentos carotenóides que são importantes para as larvas. Além disso, as microalgas contribuem também na manutenção da qualidade de água, tendo um papel fundamental no equilíbrio do oxigênio, do dióxido de carbono e dos compostos nitrogenados especialmente a amônia.

As microalgas são, portanto, fundamentais na larvicultura de camarão marinho e são produzidas em larga escala uma média de 220.000L por dia. Três espécies de algas são cultivadas, sendo a maior produção direcionada à *Thalassiosira fluviatilis*, seguindo de *Chaetoceros* sp e *Navicula* sp, em menor intensidade devido ao seu poder de formação de colônias.

O setor de microalgas é mais complexo e requer mais atenção dos funcionários. Uma engenheira agrônoma é responsável pela produção diária de algas, com qualidade e quantidade necessária ao empreendimento. Para isto, ela conta com um cepário, laboratório climatizado com temperatura constante de 16°C. A produção de microalgas é iniciada no cepário, através da inoculação em placas de Petri para posterior seleção das colônias, inoculação em tubos de ensaio e posteriormente em frascos erlenmeyers.

A “sala de sacos” contém sacos matrizes e sacos de produção. As algas oriundas dos sacos de produção são utilizadas para inoculação em cilindros de 500L e tanques de 10.000L, que estão em uma área externa, para a produção das microalgas em larga escala.

2.4.1. Cultivo

O sistema de cultivo utilizado é o unialgal, onde é isolado um inóculo da espécie que se deseja produzir e a partir deste é realizada a multiplicação do inóculo obtendo grandes biomassas de algas. O método de cultivo utilizado é do tipo “batch”, que consiste em transferências sucessivas destes volumes para volumes maiores já contendo água enriquecida com os diferentes meios de cultura. Quando o volume e a concentração de células atingem os níveis desejados estas são encaminhadas à larvicultura para sua utilização na alimentação das larvas.

O meio de cultura utilizado é o Guillard f/2 (Tabela 4), preparado com água de salinidade 28‰, previamente tratada e esterilizada. O processo de tratamento da água de cultivo é realizado através de uma filtração e em seguida passa por um filtro ultra-violeta antes de ser armazenada. Diariamente os reservatórios de 90.000L são clorados, seguido da aplicação de tiosulfato de sódio para neutralizar a ação residual do cloro.

Após o preparo do meio de cultura este é distribuído em erlenmeyers e tubos de ensaio que segue para a esterilização em auto-clave, evitando assim a contaminação por fungos, protozoários e dinoflagelados.

Todos os reagentes utilizados no cepário para o preparo do meio de cultura são grau P.A., o que não é necessário para o cultivo em massa das microalgas.

Tabela 4 – Composição do meio de cultura Guilard f/2, utilizado para o cultivo de microalgas.

Solução 1 - Estas quantidades se preparam em 100mL de água destilada esterilizada.	Quantidade (g)
Nitrato de Sódio	75
Fosfato Monobásico de Sódio	5

Solução 2 - Esta quantidade se prepara em 1L de água destilada esterilizada.	Quantidade (g)
Silicato de Sódio	30

Solução 3 (elementos traços) - Estas quantidades se preparam em 1L de água destilada esterilizada + 2mL de solução primária.	Quantidade (g)
EDTA Dissódico	4,35
Cloreto Férrico	3,15

Solução Primária - Estas quantidades são preparadas cada uma em 100mL de água destilada esterilizada.	Quantidade (g)
Molibdato de Sódio	0,63
Sulfato de Cobre	0,98
Sulfato de Zinco	1,05
Cloreto de Cobalto	1,00
Cloreto de Manganês	18

2.4.1.1. Cepário

O cepário é um ambiente extremamente controlado tendo acesso apenas o responsável técnico pelo laboratório e um auxiliar especializado nesta função. Neste ambiente climatizado a 16°C e com iluminação especial em torno de 1000 a 1200 lux são mantidas as cepas e onde se realiza o início da

produção das algas utilizadas pela larvicultura. Cada espécie é mantida em cultivo unialgal, em tubos de ensaio e em placas de Petri por segurança.

O isolamento da cepa é feito através de placas de ágar, onde é realizada a inoculação de uma colônia próximo a um bico de Bunsen, em um tubo de ensaio com 10mL de meio enriquecido. Após 5 dias, é verificado se a inoculação foi realizada com sucesso, e a partir desse tubo matriz é realizada a repicagem em outros 3 tubos de ensaio de 2mL (X_1 , X_2 e X_3), conforme especificado na figura 20.

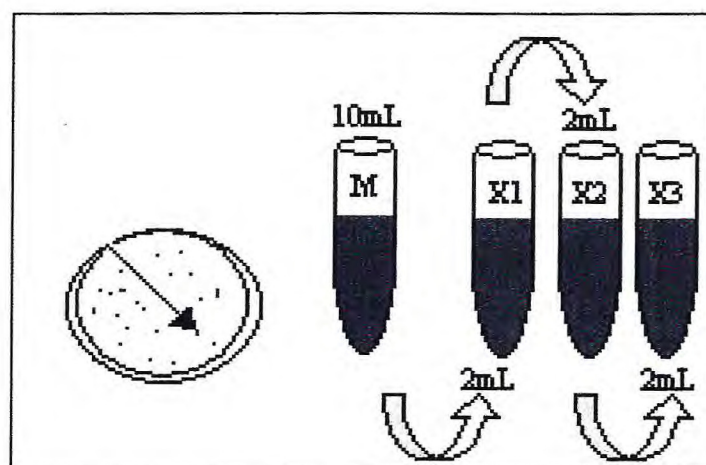


Figura 20. Propagação da cultura de microalgas no cepário.

A propagação da cultura de cepa da microalga é realizada através de diluições sucessivas, com o inóculo sendo retirado apenas dos tubos X_2 e X_3 . O tubo X_1 quase sempre contém resíduo de ágar o que é indesejável, sendo então descartado. O esquema de produção no cepário é realizado conforme está apresentado na figura 21.

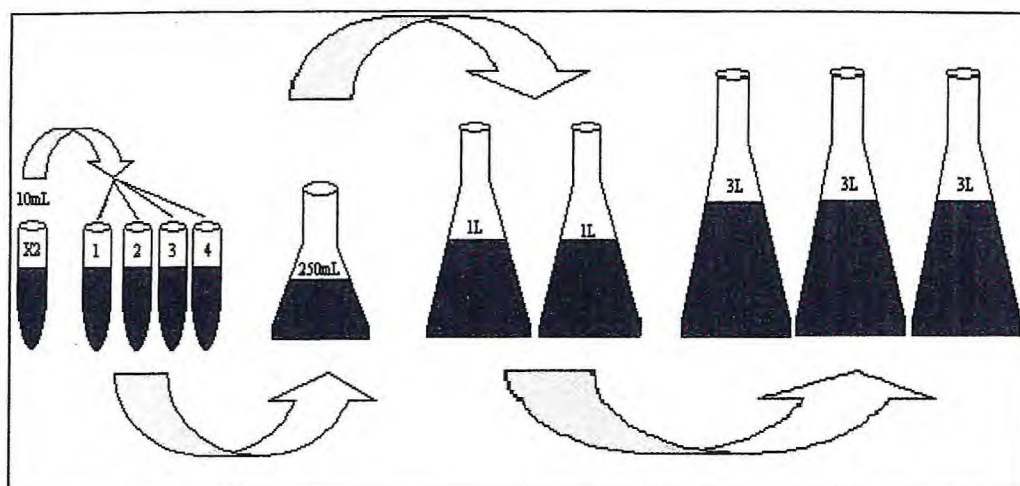


Figura 21. Método de propagação das microalgas no cepário.

Após o primeiro inóculo em tubos de 10mL, e posterior propagação da cultura unialgal em tubos de ensaio de 2mL, é realizada a repicagem da cultura de cada tubo, em frascos erlenmeyer de 250mL. Cada um desses erlenmeyers é utilizado para inocular outros dois frascos de 1L que por sua vez irão inocular três frascos de 3L, finalizando a produção das microalgas no cepário.

2.4.1.2. Cultivo em Embalagens Plásticas

O próximo passo da produção das microalgas é o cultivo em embalagens plásticas, realizados em uma sala especial climatizada. Cada frasco erlenmeyer de 3L é usado para inocular 3 embalagens plásticas de 15L. Posteriormente, o volume das 3 embalagens (45L) é distribuído em 10 embalagens e finalmente em 55 embalagens de produção que segue então para o cultivo em cilindro (Figura 22).

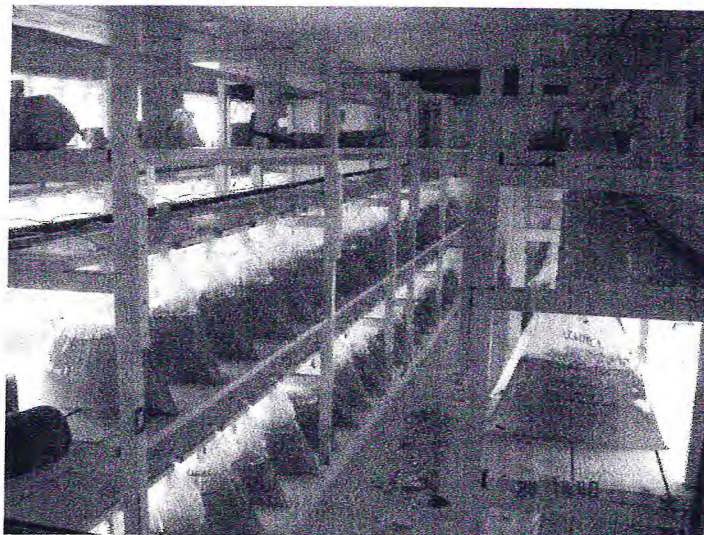


Figura 22. Vista geral da produção em embalagens plásticas.

2.4.1.3. Cultivo em Cilindros

Para o cultivo em cilindros realiza-se a inoculação de 3 embalagens por cilindro de 500L e depois de 3 dias estes já estão prontos para serem transferidos para o cultivo massivo em tanques. Antes de se realizar a inoculação nos cilindros faz-se uma limpeza e desinfecção com o uso de sabão e cloro para evitar contaminações (Figura 23).



Figura 23. Vista geral da produção em cilindros.

2.4.1.4. Cultivo Massivo em Tanques

O cultivo massivo é iniciado com a inoculação de 2 cilindros para 5.000L de água enriquecida com nutrientes e no dia seguinte sobe para 10.000L adicionando os devidos nutrientes. Diariamente um encarregado do cultivo de algas leva uma tabela apropriada à larvicultura com a quantidade de algas disponíveis e espécie, bem como a qualidade, sendo esta a última etapa do cultivo de algas disponibilizando-as a larvicultura (Figura 24).

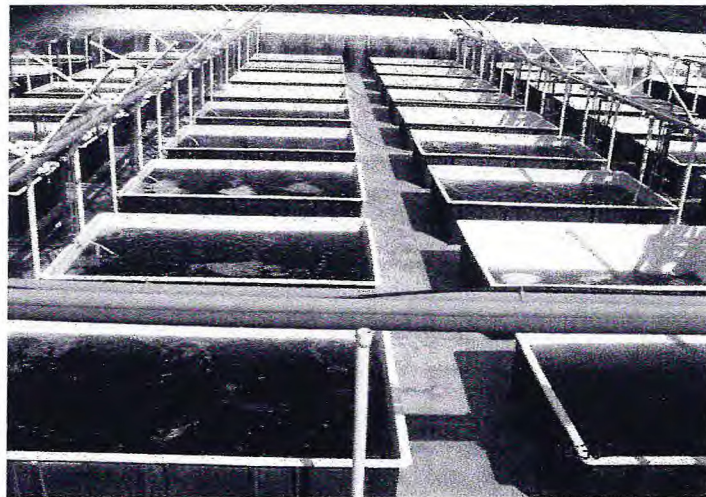


Figura 24. Vista geral do cultivo massivo.

2.4.2. Produção de náuplios de *Artêmia salina*

A *Artêmia salina* é um excelente alimento para o camarão, qualquer que seja sua fase de vida, sendo o único alimento zooplanctônico ofertado às larvas. O náuplio recém eclodido apresenta grande quantidade de reserva vitelínica altamente rica, composta de lipídeos e carboidratos. Artêmias adultas congeladas são utilizadas para alimentação dos camarões na fase de PL's.

O laboratório de eclosão de cistos de artêmia possui três ambientes: duas salas com 22 "carboys" de 1.000L para a incubação dos cistos e uma sala com quatro "carboys" de 2.000L, utilizados para concentrar os náuplios eclodidos prontos para o uso. A produção de náuplios se dá durante todo o mês, mas apenas durante oito a dez dias por mês estes são coletados e enviados à larvicultura.

2.4.2.1. Descapsulação dos cistos

A primeira etapa para a produção de artêmia consiste na descapsulação dos cistos, devido à existência do córion, que tem como função proteger o embrião contra os efeitos dos impactos mecânicos e da radiação solar. Este material não é digerido pelas larvas, além do que podem se depositar no fundo dos tanques, servindo de substrato para microorganismos.

Os passos são os seguintes: hidratação dos cistos; descapsulação e lavagem. A hidratação é realizada em um recipiente plástico com volume de 15L contendo água doce com forte aeração a partir do fundo do mesmo. Os cistos permanecem no recipiente por um período de 2h sendo então retirados com o auxílio de uma malha de 100µm e levados para a descapsulação. A solução descapsulante utilizada é o cloro na proporção de 2:1 em água para 1Kg de cistos, obtendo deste modo a concentração final de 65% de cloro. Os cistos hidratados são colocados na solução descapsulante com aeração até que se observe uma mudança na coloração dos cistos de marrom para laranja, permanecendo ainda por um período de 5 minutos. Logo após a mudança de coloração, os cistos são retirados da solução descapsulante e lavados abundantemente com água doce para a retirada de todo o resíduo de cloro.

2.4.2.2. Incubação dos Cistos

Após o processo de lavagem os cistos estão prontos para a incubação que é realizada em um "carboy" de 2.000L contendo água salgada e forte aeração central. Após o período de 18 à 20 h, tempo necessário para a eclosão da maioria dos cistos, a aeração é desligada para que haja a migração dos náuplios para o fundo do "carboy" e as cascas para a parte superior. Os náuplios são então drenados pelo fundo do "carboy", separados em lotes de aproximadamente 2.000.000 de náuplios por litro e transferidos para "carboys" de 2.000L, com aeração central, contendo gelo e revestimento isotérmico. Esta etapa é fundamental que ocorra um atraso no processo de muda da larva, de náuplio para metanáuplio, preservando assim as características nutritivas do vitelo por um maior período de tempo. Esta etapa de produção de alimento vivo

é realizada diariamente para que haja disponibilidades constantes de náuplios, suprimindo assim, todas as necessidades da larvicultura.

2.5. Desinfecção do Laboratório

Sempre após o término de cada ciclo de cultivo é realizado em todo o laboratório uma limpeza e desinfecção em todos os setores. Iniciando-se pela captação de água e seguindo para tubulações, utensílios, tanques, todo o material utilizado direta ou indiretamente no cultivo e inclusive nas áreas comuns com a utilização de ácido e cloro. Desta forma o laboratório assegura a seus clientes a qualidade do ambiente oferecido as larvas e conseqüentemente a qualidade das pós-larvas.

3. REFERÊNCIAS

ABCC – Associação Brasileira de Criadores de Camarão, acesso em setembro de 2006. <http://www.abccam.com.br/hist-in.htm>. 2001.

ABCC – Associação Brasileira de Criadores de Camarão, acesso em setembro de 2006. <http://www.abccam.com.br/TABELAS%20CENSO%20SITE.pdf>. 2004.

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

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

Costa, A. M. Avaliação imunológica, através da contagem total e diferencial de hemócitos, do camarão *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) em cultivos com ocorrência de IMNV. Monografia (Graduação em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará, Ceará. 2006.

DPA – Departamento de Pesca e Aqüicultura, 2001.

NUNES, A. J. P. Tratamento de Efluentes e Recirculação de Água. Panorama da Aqüicultura. Vol.12. pg 27-29.2002.

ROCHA, I. P. A indústria Brasileira do Camarão Cultivado. Associação Brasileira dos Criadores de Camarão, 2003.