

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



SAULO DA COSTA RIBEIRO

ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA
LARVICULTURA DE CAMARÃO MARINHO DA SEAFARM (PRAIA DE CANOA
QUEBRADA, ARACATI, CEARÁ).

FORTALEZA
2010

SAULO DA COSTA RIBEIRO



ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA
LARVICULTURA DE CAMARÃO MARINHO DA SEAFARM (PRAIA DE CANOA
QUEBRADA, ARACATI, CEARÁ)

Relatório de Estágio Supervisionado
submetido à Coordenação do
curso de Graduação em Engenharia de
Pesca, da Universidade Federal do Ceará,
como requisito parcial para a obtenção do
grau Engenheiro de Pesca.

Área de Concentração: Aqüicultura
Orientador: Prof. Dr. Marcelo Vinicius do
Carmo e Sá

FORTALEZA
2010

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

R372a Ribeiro, Saulo da Costa.
Acompanhamento das atividades desenvolvidas na larvicultura de camarão marinho da Seafarm (praia de Canoa Quebrada, Aracati, Ceará) / Saulo da Costa Ribeiro. – 2010.
53 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2010.
Orientação: Prof. Dr. Marcelo Vinicius do Carmo e Sá.

1. Larvicultura. 2. Aquicultura. I. Título.

CDD 639.2

SAULO DA COSTA RIBEIRO

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA
LARVICULTURA DE CAMARÃO MARINHO DA SEAFARM (PRAIA DE
CANOA QUEBRADA, ARACATI, CEARÁ).**

Relatório de Estágio Supervisionado submetido à Coordenação do Curso de Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para a obtenção do grau de Engenheiro de Pesca.

Aprovada em ___/___/_____.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Marcelo Vinicius do Carmo e Sá (Orientador)
Universidade Federal do Ceará – UFC

Prof. Dr. Moisés Almeida de Oliveira
Universidade Federal do Ceará – UFC

Prof. Dr. José Wilson Calíope de Freitas
Universidade Federal do Ceará - UFC

AGRADECIMENTOS

A Deus, por sempre ter me dado força e vitalidade nas horas mais difíceis para que eu superasse mais uma batalha em minha vida e ter presenteado-me com um família maravilhosa,

Ao CNPQ, pelo apoio financeiro, gratificado com uma bolsa de apoio a pesquisa científica,

Aos meus pais, José Orlando de Carvalho Ribeiro e Neuzé Maria da Costa Ribeiro, pela educação, carinho e respeito durante todos esses anos de minha vida e por sempre mostrarem o caminho correto a seguir,

A minha esposa e mãe do meu filho, Jaqueline Martins Barbosa, pela paciência, dedicação, carinho e apoio incondicional durante toda essa etapa da minha vida, passando força para que eu possa batalhar e conseguir meus objetivos,

Ao meu filho, Vinicius Martins Ribeiro, por ser a coisa mais preciosa que tenho hoje, por ser o combustível para que eu possa sempre superar as dificuldades da vida, por alegrar meu dia com um simples sorriso e um afago, por ser a razão do meu viver,

Aos meus familiares, tios, primos, avós, avôs e irmãs, pelos bons momentos vividos até hoje,

Ao meu orientador, Prof. Dr. Marcelo Vinícius do Carmo e Sá, pela orientação e atenção na realização do presente trabalho,

A todos os professores da Universidade, sem exceção, pelos ensinamentos passados durante o curso,

Aos colegas de trabalho pelo engrandecimento pessoal e profissional obtido,

Aos colegas de curso, Micael, Pedro, Ulisses, Danilo, Letícia, Liana, Carol, Erika, Diana pelas parcerias que fizemos em sala e pelos ensinamentos compartilhados para que possamos nos tornar profissionais de sucesso,

A empresa Seafarm e Camarati, por ter dado a oportunidade de realizar esse enriquecedor estagio, especialmente aos amigos, Rubnilson, Rômulo, Nilton, Agnaldo, Railís, Jorge e Elievandro, e aos demais funcionários pelos ensinamentos passados e pela total disposição enquanto estive na empresa,

A todos aqueles que contribuíram de alguma forma para a realização dessa importante e inesquecível etapa da minha vida e não foram citados.



RESUMO

Este relatório tem como base um estágio realizado no laboratório de produção de pós-larvas de camarão marinho *Litopenaeus vannamei* da empresa Seafarm e Camarati nos meses de fevereiro de 2009 e julho de 2010, onde foi visto e analisado todas as etapas relacionadas aos setores de reprodução, maturação, larvicultura e setor de alimentos vivos. Foram acompanhadas todas as atividades rotineiras necessárias a obtenção de pós-larvas de camarão marinho de *Litopenaeus vannamei*. Assim, será descrito sucintamente as etapas exercidas durante o estágio, abordando cada fase de produção de pós-larvas, detalhando, em cada fase, os procedimentos de segurança até a obtenção do produto final. Será descrito o processo de despesca final das pós-larvas e da venda ao produtor.

Palavras Chaves – Larvicultura. Aqüicultura.

ABSTRACT

This report is based on a stage production performed at the post-larvae of marine shrimp *Litopenaeus vannamei* of Camarati and Seafarm company in February 2009 and July 2010, where he was seen and discussed all the steps related to the sectors of reproduction, maturation, hatchery and food sector alive. Was accompanied all the routine daily necessary to obtain post-larvae of marine shrimp *Litopenaeus vannamei*. It will therefore be briefly described the steps performed during the stage, addressing each stage of production of postlarvae, detailing in each phase, the safety procedures to obtain the final product. Was describe the process of despesca end of post-larvae and their sale to the producer.

Keyword: Hatchery. Aquiculture.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	Evolução do desempenho da carcinicultura brasileira (1998 – 2007)	13
Figura 2	Vista aérea da Seafarm, em 2003	17
Figura 3	Sopradores localizados na sala de aeração (7,5HP)	19
Figura 4	Detalhe da tubulação de aeração em um dos tanques de larvicultura fase I da Camarati	20
Figura 5	Sopradores e Bomba de Captação	21
Figura 6	Reservatórios e casa de bomba. Reservatórios coberto com lona	21
Figura 7	Caldeira a gás	21
Figura 8	Filtros de cartuchos e disposição dos cartuchos na carcaça de fibra de vidro.	22
Figura 9	Filtros imersos em ácido e produtos utilizados na lavagem (ácido e cloro)	22
Figura 10	Cistos desidratados	23
Figura 11	Cistos em hidratação	24
Figura 12	Carboys e sistema de luz e aeração.	24
Figura 13	Detalhe da parede lateral pintada em preto e parede inferior transparente	24
Figura 14	Detalhe da coleta por sifonamento e baldes utilizados na coleta.	25
Figura 15	Balde com massa de náuplio de artêmia com gelo e sacos plásticos (não congelada e congelada) onde é armazenada.	25
Figura 16	Detalhe dos recipientes, tubo de ensaio, enlermeyer pequeno e grande e carboys	26
Figura 17	Sacos plásticos utilizados no setor de algas	27
Figura 18	Aclimatação nos tanques de cultivo externo	27
Figura 19	Nutrientes - nitrato, vitamina, silicato e traços de metais.	30
Figura 20	Viveiros de formação de reprodutores	31
Figura 21	Inspeção visual dos indivíduos	31
Figura 22	Detalhe de fêmea com o pedúnculo ocular direito retirado	33
Figura 23	Tanques de reprodução	34
Figura 24	Lula triturada e biomassa de artêmia congelada	35
Figura 25	Checagem das fêmeas, detalhe para a presença do espermatóforo	36
Figura 26	Tanques circulares de desova com fêmeas	37
Figura 27	Captura de Náuplios, detalhe para o feixe de luz	38
Figura 28	Estrutura de coleta de náuplios	39
Figura 29	Tratamento profilático dos náuplios	40
Figura 30	Tanques de Fase I, Seafarm e Camarati, respectivamente	41
Figura 31	Pesagem, detalhe da bateria, em detalhe a bateria de tanques (16 ao 20)	45
Figura 32	Dietas artificiais (#2 CD, Spirulina e #1CAR)	46
Figura 33	Análise visual na borda do tanque, um a um	46
Figura 34	Amostra de cada bateria para análise microscópica	47

Figura 35	Detalhe da troca de tela de um dos tanques	48
Figura 36	Detalhe de sifonamento de tanque de fase I	48
Figura 37	Tanques de larvicultura fase II	49
Figura 38	Tanques sendo fertilizados e preparados para a recepção das PL's	49
Figura 39	Detalhe da dieta artificial , mistura ração + flake, flake negro moído e ração comercial moída	51
Figura 40	Análise visual em tanque fase II	51
Figura 41	Despesca final de pós-larvas	52
Figura 42	Homogeneização e coleta de amostras para contagem	53
Figura 43	Contagem de pós-larvas	53
Figura 44	Transferência para caixa de transporte	54

SUMARIO

1.	INTRODUÇÃO	12
1.1	Atividade da Carcinicultura no Brasil	12
1.2	Larvicultura de <i>Litopenaeus Vannamei</i>	15
2.	CARACTERIZAÇÃO GERAL DO LABORATÓRIO DA SEAFARM E CAMARATI	16
2.1	Caracterização da empresa	16
2.2	Instalações e estrutura da empresa	17
3.	PROCESSO PRODUTIVO	19
3.1	Sala e sistema de aeração	19
3.2	Captação, armazenamento e tratamento da água salgada	20
3.3	Filtragem de água	22
3.4	Setor de alimentos vivos	22
3.4.1	Sala de descapsulação e eclosão de artêmia	22
3.4.2	Cepário e sala de microalgas	26
3.5	Sala de maturação e acasalamento	30
3.5.1	Formação de reprodutores na fazenda	30
3.5.2	Recepção e aclimação dos reprodutores no setor de quarentena	32
3.5.3	Ablação das Fêmeas	32
3.5.4	Setor de maturação e acasalamento	33
3.6	Sala de desova	36
3.7	Sala de larvicultura	39
3.7.1	Tratamento profilático dos náuplios	39
3.7.2	Setor de larvicultura	40
3.7.2.1	Larvicultura em ambiente fechado (Fase I)	40
3.7.2.1.1	Recepção e estocagem dos náuplios	41
3.7.2.1.2	Identificação das fases larvais	41
3.7.2.1.3	Alimentação	44
3.7.2.1.4	Manejo e rotina diários	46
3.7.2.2	Larvicultura em ambiente aberto (Fase II)	49
3.7.2.2.1	Recepção e estocagem de pós-larvas	50
3.7.2.2.2	Alimentação	50
3.7.2.2.3	Manejo e rotinas diários	51
3.7.2.3	Despesca e venda de pós-larvas	51
4.	PRÁTICAS DE BIOSSEGURANÇA	55
5.	ASSEPSIA, DESINFECÇÃO E CONTROLE SANITÁRIO	56
6.	CONSIDERAÇÕES FINAIS	57
7.	REFERÊNCIAS	58

1. INTRODUÇÃO

1.1. Atividade da Carcinicultura no Brasil

A carcinicultura, isto é, a atividade de produzir camarão em cativeiro, cresceu muito no Brasil nos últimos tempos. O País que em 1997 era o 14º maior produtor mundial de camarão alcançou, em 2000, a 8º posição no comércio mundial.

O Rio Grande do Norte é o berço da carcinicultura brasileira. Nos anos 70, o Governo Estadual criou o “Projeto Camarão” como alternativa para substituir a extração do sal - atividade tradicional do Estado, que se encontrava em franca crise. Nesse período inicial, a Região Sul também fazia suas apostas no crustáceo. O Estado de Santa Catarina desenvolveu pesquisas de reprodução, larvicultura e engorda do camarão cultivado e conseguiu produzir as primeiras pós-larvas em laboratório da América Latina (NUNES, 2002).

O Nordeste brasileiro responde por mais de 90% da produção nacional de camarão cultivado e, desde 2002, o Ceará (estado do Nordeste brasileiro) assumiu a liderança em produção e produtividade de camarão no Brasil. Atualmente, o camarão marinho é o principal item na pauta das exportações brasileira de pescado. A carcinicultura brasileira busca diversificação e seu principal consumidor está se tornando o mercado interno.

Segundo dados da Associação Brasileira dos Criadores de Camarão – ABCC (2008), o Nordeste, com seus 3.300 km de litoral, é responsável por 94% de todo o camarão produzido no Brasil. Entre os maiores produtores estão o Rio Grande do Norte, Bahia e o Ceará.

No Brasil, o camarão branco do Pacífico, *Litopenaeus vannamei*, é a principal espécie de camarão marinho cultivada. Em 2009, foram exportados para o exterior 4.413 t de camarão congelado, gerando um faturamento de US\$ 19.73 milhões. Esse volume exportado, contudo, representou queda de 35.44% em relação ao ano

anterior, quando foram exportados 6.836 t. No ano passado, o Estado do Rio Grande do Norte liderou as exportações de camarão congelado, enviando para o exterior 3.736 t.

A carcinicultura brasileira embora tenha iniciado o ano de 2007 com muitas incertezas, tanto pelo efeito de viroses como da política cambial, ou seja, sem qualquer perspectiva de recuperação econômica, chegou ao final do ano mostrando claros sinais de que em 2008 o setor voltaria a crescer (Figura 1). Evidentemente que a perda de competitividade das suas exportações, decorrente da elevada desvalorização cambial, associado ao amadorismo e a ineficiente estrutura da cadeia de comercialização interna, associado à generalizada falta de licenciamento ambiental, constituem-se em sérios desafios que o setor precisa superar para restabelecer as necessárias condições de operacionalidade e, permitir um desenvolvimento econômico com sustentabilidade sócio-ambiental.

Nesse sentido, ressalta-se que além dos problemas de ordem institucional, decorrentes da falta de prioridades e apoio governamental, outros fatores adversos contribuíram de forma bastante significativa para se agravar a crise que se abateu sobre a carcinicultura brasileira. Dentre estes, destacam-se a ação antidumping imposta pelos Estados Unidos, o surto da mancha branca (WSSV), em Santa Catarina, e da NIM (IMNV) na Região Nordeste (PANORAMA DA AQUICULTURA, 2007).



Figura 1 - Evolução do desempenho da carcinicultura brasileira (1998 – 2007). Fonte: ABCC (2008)

1.2. Larvicultura de *Litopenaeus vannamei*

Há centenas de anos atrás, os asiáticos já se dedicavam a capturar juvenis de peixes, os quais eram utilizados em criações extensivas. Durante o período de despesca, esses criadores observavam que associados aos peixes sempre vinham camarões. Posteriormente, os camarões passaram também a ser cultivados de forma extensiva. Para realizar o povoamento dos camarões, capturava-se pós-larvas no ambiente natural. Esta forma de obtenção de sementes é realizada até hoje em muitos países. Contudo, esta prática, juntamente com problemas gerados por elementos diversos de desequilíbrio ambiental, tem levado ao declínio muitas populações de camarões tornando dessa forma escassa a fonte de sementes para os cultivos (AQUALÍDER, 1997)

Diante dos problemas citados, houve a necessidade de procurar-se outra fonte de sementes para o cultivo. O cientista japonês Motosaku Fujinaga e sua equipe iniciaram estudos em 1933 conseguindo então fechar o ciclo do *Penaeus japonicus* em cativeiro com diatomáceas sendo oferecidas como fonte de alimentação nos primeiros estágios larvais. Entretanto, ainda existia uma alta taxa de mortalidade larval. Finalmente, veio a descoberta da *Artemia Salina* em 1964 como fonte de proteína animal, acontecendo, a partir daí, um forte desenvolvimento na criação de camarões marinhos.

O *Litopenaeus vannamei* é nativo da costa do México (Pacífico), América Central e do Sul. São animais catádromos, sendo que seus primeiros estágios larvais são vividos no oceano em forma planctônicos, mas os juvenis migram para região próxima a costa onde há abundância de alimento, instalando-se de forma bentônica (LUCENA, 2001).

Os primeiros cultivos desta espécie de camarão eram com animais selvagens. Posteriormente, trabalhou-se na formação de plantel de reprodutores em cativeiros para obtenção das sementes. Resultados satisfatórios foram obtidos e assim a técnica implantada nos laboratórios de larvicultura do *Litopenaeus vannamei*.

2. CARACTERIZAÇÃO DO LABORATÓRIO DA SEAFARM

2.1. Caracterização da Empresa

A Seafarm Criação e Comércio de Produtos Aquáticos Ltda foi fundada em 1997. A empresa foi idealizada pelo Sr. Jan van Tilburg, que possuía uma grande bagagem técnica em carcinicultura. Pois foi um dos pioneiros no cultivo de camarão marinho cultivado em viveiro no Brasil. Tilburg vem cultivando e comercializando camarão desde 1973. Hoje a empresa é administrada pelo seu filho, Sr. Jeroen Anton Maria Van Tilburg e conta com o Sr. Rômulo, como gerente geral da empresa e o Sr. Nilton, gerente do laboratório de produção de pós-larvas.

A Seafarm está situada em Aracati, Ceará, a 150 km de Fortaleza. O laboratório de produção de pós-larvas está situado a 3,5 km da praia de Canoa Quebrada e a 15 km de Aracati. A Seafarm Possui fazenda de engorda no distrito de Córrego da Nica, com berçário para vendas de pós-larvas. A empresa também possui beneficiamento do camarão por ela produzido.

Na Seafarm, o laboratório de produção de pós-larvas conta com sala de aeração (soprador), sala de maturação, sala de desova e eclosão, sala de apoio a larvicultura, tanques de larvicultura, cepário, sala de microlagas, cultivo de microalgas em larga escala, sala para descapsulação e eclosão de artêmia, sala de desinfecção, sala de avaliação, sala de probióticos, sala de máquinas além de refeitório, dormitórios, banheiros e sala de administração.

Em março de 2001, entrou em atividade o moderno laboratório de larvicultura e algas da empresa, tornando-a assim auto-suficiente no cultivo de *Litopenaeus vannamei*, com boa aceitação no mercado. Em março de 2003, entrou em operação o setor de maturação gonadal, fechando assim o ciclo de vida do *L. vannamei* na empresa. Para essa finalidade, o laboratório dispõe de todos os setores necessários para a obtenção de pós-larvas de camarão, tais como: maturação, eclosão, desova, alimento vivo, microalgas e larvicultura (Figura 2). Em 2009, a empresa começou um processo de expansão na sua produção, ampliando os diversos setores da fase de

larvicultura, contando com a ampliação também dos setores de larvicultura, obtenção de alimento vivo e microalgas. Essas ampliações aconteceram com o surgimento da nova empresa do grupo, a Camarati.



Figura 2 – Vista aérea da Seafarm, em 2003.

As vendas são feitas por contato telefônico ou diretamente aos produtores que procuram a empresa. Após o pagamento, as pós-larvas são entregues pela própria Seafarm ou os clientes fazem a busca de pós-larvas na empresa com transporte próprio. A entrega de pós-larvas conta com serviço adequado (transporte em trans fish), além da assistência técnica necessária para a satisfação dos clientes. A Seafarm possui grande aceitação no mercado devido à alta qualidade de seu produto. A Seafarm realiza, em média, 12 ciclos anuais.

2.2. Instalações e Estrutura da empresa

As empresas do grupo, Seafarm e Camarati, contam com as seguintes instalações e estrutura:

- Seafarm:

- Uma sala de maturação com 14 tanques com volumes individuais entre 10 – 15 m³;

- Duas salas de desova, com oito tanques no total (quatro retangulares e quatro circulares);
- Um galpão de larvicultura fase I com 24 tanques de 10.000 litros e capacidade de produção, em média, de 50 milhões de PLs;
- Uma sala de algas, cepário e 12 tanques de 5.000 litros para fase externa do cultivo algal;
- Uma sala de artêmia com dez carboys;
- Três reservatórios (dois de 100.00 litros e um de 180.000 litros) usados para a larvicultura e algas e dois reservatórios de 180.000 litros usados para os raceway e maturação;
- Seis tanques de larvicultura fase II;
- Uma sala técnica com estrutura auxiliar nas vendas de PLs e uma sala técnica de apoio a maturação e desova;
- Um refeitório e uma cozinha;
- Três banheiros;
- Almoxarifado;
- Dormitório;
- Casas de sopradores e casas de bombas;
- Gerador;
- Caldeira e tubulação de gás;
- Sala com destilador.

- Camarati:

- Um galpão de larvicultura fase I, com 25 tanques de 12.000 litros e capacidade de produção, em média de 60 milhões de PLs;
- Uma sala de algas e 15 tanques de 5.000 litros para fase externa de cultivo algal;
- Três reservatórios de 120.000 litros, usados na larvicultura e algas;
- Uma sala de artêmia com 10 carboys;
- Cinco tanques de larvicultura fase II;
- Uma sala técnica;
- Escritório para assuntos administrativos;
- Almoxarifado;

- Sala com destilador;
- Casa de soprador e casa de bomba.

3. PROCESSO PRODUTIVO

3.1. Sala de aeração e sistemas de aeração.

Na sala de aeração estão localizados os sopradores (Figura 3) de 7,5 HP que injetam ar não pressurizado na tubulação, distribuindo aeração por todas as salas do laboratório e mantendo a oxigenação sempre acima de 4 mg/L. Os sopradores permanecem ligados 24 horas por dia. Possui sistema de prevenção, com gerador, para caso de faltar energia, já que a aeração é primordial em todos os setores do laboratório. Com o processo de expansão da empresa, o laboratório possui alguns cubículos de aeração que são espalhados pela unidade produtiva, sendo que cada setor possui seu cubículo específico. De cada cubículo sai o sistema de tubulação de ar, composto por canos de PVC, que percorrem todos os setores do laboratório sendo controlada a intensidade, a abertura e fechamento por meio de “torneiras”, nos tanques, na tubulação de PVC (Figura 4).



Figura 3 - Sopradores localizados na sala de aeração (7,5HP)

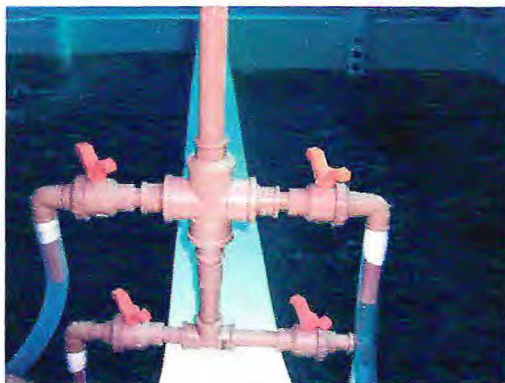


Figura 4 - Detalhe da tubulação de aeração em um dos tanques de larvicultura fase I da Camarati.

3.2. Captação, armazenamento e tratamento da água salgada

O sistema de captação de água salgada está instalado na praia que fica em frente ao laboratório. As “ponteiras” (tubos de PVC perfurados e envolvidos com uma malha.) estão situados a 1m da menor linha de baixa mar, funcionando com filtro mecânico e biológico.

A água é captada com ajuda de eletrobombas centrífugas de 7,5 HP (Figura 5) e armazenada em 8 reservatórios (Figura 6; 3 utilizados para larvicultura e demais setores do Camarati, 3 usados para larvicultura e demais setores da Seafarm, 1 para a maturação e 1 para os raceway) Nos mesmos, são armazenados água inatura sem nenhum tratamento. Posteriormente, a água inatura é clorada no reservatório (7 litros de cloro para 120.000 litros de água) e neutralizada com tiosulfato de sódio, 1ppm. A água do reservatório utilizado para a maturação não é tratada.



Figura 5 – Sopradores e Bomba de Captação



Figura 6 – Reservatórios e casa de bomba. Reservatórios coberto com lona.

A salinidade da água é ajustada de acordo com o que se deseja trabalhar (sendo máxima de 35 ppt). Os reservatórios utilizados para larvicultura e algas são cobertos com lona para evitar que a temperatura da água baixe demais durante a noite. Além dessa medida, utiliza se de uma caldeira (Figura 7), a gás natural, para o controle da temperatura.



Figura 7 – Caldeira a gás.

3.3. Filtragem da água

A água é filtrada com a ajuda de dois filtros mecânicos quando é passada aos demais locais do laboratório. Os filtros são feitos em fibra de vidro e contam com sete cartuchos de filtragem dentro da estrutura de fibra (Figura 8). Os cartuchos dos filtros são lavados, de dois em dois dias, com ácido clorídrico, cloro (Figura 9) e bem enxaguados para evitar resquícios dos produtos utilizados na lavagem.



Figura 8 - Filtros de cartuchos e disposição dos cartuchos na carcaça de fibra de vidro.



Figura 9 – Filtros imersos em ácido clorídrico e produtos utilizados na lavagem (ácido e cloro)

3.4. Setor de Alimento vivo

3.4.1. Sala de descapsulação e eclosão de artêmia

A artêmia possui quatro estádios de desenvolvimento (náuplio, metanáuplio, pré-adulto e adulto). O náuplio de artêmia é utilizado para a alimentação a partir de mysis do camarão; a artêmia em fase adulta é utilizada para alimentação de camarões reprodutores. O laboratório possui duas salas de descapsulação de artêmia, sendo uma sala, com dez carboys, utilizada na produção de artêmia para a larvicultura da Seafarm e outra sala, também com dez carboys, utilizada para a larvicultura da Camarati.

Utiliza-se 500 g de cisto de artêmia para cada carboy de 500 L. O cisto desidratado (Figura 10), armazenado na sala técnica, é colocado em recipientes de 40 L com água do mar filtrada para hidratação (Figura 11). Em seguida, são submetidos a intenso e constante regime de aeração. Com a colocação de hipoclorito de sódio, acontece a oxidação do córion (camada mais externa do cisto). Os cistos são lavados para eliminar resíduos de cloro, processo conhecido como descapsulação. Após a lavagem, os cistos são colocados nos carboys (tanques cilíndrico-cônicos). É oferecido aeração e luz fluorescente, por 24 horas, garantindo elevada intensidade luminosa aos carboys (Figura 12). O tanque tem suas paredes laterais e superiores pintadas com tinta preta e a parte inferior transparente (Figura 13), permitindo entrada de luz.



Figura 10 – Cistos desidratados.



Figura 11 – Cistos em hidratação



Figura 12 – Carboys e sistema de luz e aeração.



Figura 13 – Detalhe da parede lateral pintada em preto e parede inferior transparente

Após a eclosão do cisto, deve-se cessar a aeração e tampar o tanque, evitando-se que entre luminosidade pela região superior do tanque. Isso porque a artêmia procurará a luminosidade que entra pela parte inferior do tanque pois apresenta fototaxia positiva. As cascas do cisto vão para parte superior do tanque.

A coleta dos náuplios de artêmia é realizada pela parte inferior do tanque. A primeira coleta é descartada porque ainda apresenta cascas de cisto. Em seguida, coleta-

se a artêmia em balde que possui tela de 100 μm (Figura 14), suficiente para reter a artêmia e permitir a passagem de água. Lava-se a artêmia com uma solução de iodo (PVPI – Polivinil Pirrolidona Iodo), que ajuda na desinfecção, e aplica-se formol, que ajuda na conservação. Após esse procedimento, lava-se novamente para retirar resíduos de formol. A massa de artêmia retida é transferida para balde de 10 L, com gelo, onde será embalada em sacos plásticos e congelada (Figura 16) para, posteriormente, ser oferecida na larvicultura.



Figura 14 – Detalhe da coleta por sifonamento e baldes utilizados na coleta.



Figura 15 – Balde com massa de náuplio de artêmia com gelo e sacos plásticos (não congelada e congelada) onde é armazenada.

Atualmente, inclui-se também a oferta de náuplios de artêmia não-congelado viva e não-congelado morta por choque térmico, além de oferecer os náuplios de artêmia congelado.

3.4.2. Cepário e Sala de Microalgas

As microalgas são fontes de macronutrientes, vitaminas e elemento-traço de alta qualidade para as larvas de camarão. O uso de microalgas na larvicultura de camarão marinho é imprescindível. As microalgas são fontes de alimentação direta ou indireta, podendo ainda, funcionar como recicladores de compostos nitrogenados. As espécies de microalgas são escolhidas pelo tamanho da célula, digestibilidade, fácil obtenção/manutenção de inóculos, facilidade para produzir em grandes volumes.

A unidade da Seafarm possui duas salas para produção de algas e um cepário. No laboratório, são utilizadas duas espécies de microalgas (*Chaetoceros gracilis* e *Tetraselmis sp.*), onde o sistema de cultivo consiste em transferências sucessivas das culturas para recipientes maiores (Figura 16). Inicia-se em tubo de ensaio para passar, posteriormente, para erlenmeyer pequeno, enlermeyer grande, carboy, saco e finalmente para tanques externos (setor de algas da Seafarm). Devido ao grande uso de sacos plásticos (Figura 17) e seu alto custo financeiro e ambiental, a empresa retirou o seu uso no setor de algas da Camarati, sendo então repicado de um carboy para 9 carboys e depois repassado aos tanques externos.



Figura 16 – Detalhe dos recipientes, tubo de ensaio, enlermeyer pequeno e grande e carboys.



Figura 17 – Sacos plásticos utilizados no setor de algas da Seafarm.

O ambiente do cepário é extremamente controlado com temperatura variando entre 18°C e 21°C. O acesso ao cepário é restrito ao técnico especializado e ao assistente da função. As algas utilizadas seguem o mesmo padrão produtivo. Inicia-se o processo com a cepa original, que é repicada para o tubo de ensaio, depois para o erlenmeyer pequeno, posteriormente para o enermeyer grande, sendo repicada para o carboy, depois para os sacos e para tanque externo (sendo seis sacos para cada tanque). Uma seqüência de alga é repicada de três em três dias. Porém, trabalha-se com uma seqüência crescente, onde a cada dia é feito a repicagem para o próximo recipiente da alga mais velha da seqüência. Sendo assim, todo dia é feita a repicagem em todos os recipientes até o saco; o restante da repicagem é descartado. O conteúdo total de cada saco é colocado nos tanques externos (Figura 18). Dos tanques externos, as microalgas são ofertadas com ajuda de uma bomba e um sistema de tubulação aos tanques de larvicultura.



Figura 18 - Aclimação nos tanques de cultivo externo

Os recipientes (tubo de ensaio e erlenmeyer) são preenchidos com meio de cultura antes da colocação das microalgas. Já os demais recipientes (saco, carboy e tanque) são cheios com água salgada e clorados (2 mL cloro/saco, carboy e 200mL/tanque) para eliminar contaminação. É aerado a partir da cloração e neutralizado com tiosulfato (4mL/saco, carboy e 250mL/tanque) para eliminar os vestígios do cloro. São então fertilizados a partir de carboy com 50 mL de traços de metal, 50 mL de nitrato, 50 mL de vitamina, 70 mL de silicato (só para alga marrom) por saco. No carboy, a fertilização ocorre com incorporação de 30 mL de vitaminas, 30 mL de traços de metais, 30 mL de nitrato e 50 mL de silicato; no cultivo massivo em tanques: 400 mL uréia, 70 mL fosfato simples, 150 mL ácido bórico, 250ml de silicato ,para alga marrom (Tabela 03). Os recipientes são povoados depois de fertilizados. A sala de microalgas possui dois ambientes de produção. O ambiente controlado que fica dentro da sala e tem temperatura entre 20 - 22°C, salinidade entre 30 - 35 ppt, 24 horas de luz e de aeração, paredes revestidas com azulejo para melhor limpeza e manutenção do ambiente livre de contaminações. O outro ambiente da sala de microalgas é o externo, nos tanques de cultivo massivo, onde as condições não são tão controladas como no ambiente anterior.

A produção de microalgas acontece nos seguintes recipientes: tubo de ensaio, erlenmeyer pequeno, enlermeyer grande, carboy, saco e cultivo massivo em tanques externos. No setor de algas utilizado pela Camarati são utilizados cinco recipientes diferentes, não havendo sacos. Por outro lado, o número de repicagens é o mesmo, seis ao todo. Na Camarati, ao invés dos sacos, utiliza-se nove carboys.

Tabela 3. Recipientes utilizados e os seus respectivos conteúdos no setor de algas da Seafarm (Aracati, Ceará).

Recipiente utilizado	Conteúdo do recipiente
1 - Tubo de ensaio	25 ml de meio de cultura + 5 ml de alga do tubo de cepas.
2 - Erlenmeyer pequeno	230 ml de meio de cultura + 20ml de alga do tubo 1. 2 tubos para verde e 4 tubos para marrom.
3 – Erlenmeyer grande	Cheio com meio de cultura fertilizado + 5 ml de vitamina na inoculação + 1 erlermeyer pequeno de algas.
4 – Carboy	15 litros de água (sal 35 ppt) fertilizado + 1 erlenmeyer grande.
5 – Saco Plástico	25 litros de água (sal. 35 ppt) fertilizado + 1 litro de alga proveniente do carboy

6 - Cultivo massivo em tanques externos	Tanques cheios com água salgada, clorados e fertilizados + 6 sacos de alga por tanque.
---	--

No caso do setor de algas da Camarati, a produção conta com 6 tubos de ensaios, 4 enlarmeyers pequenos, 2 enlarmeyers grandes, um carboy de 20 litros (substituindo os sacos), 9 carboys de 20 litros e os tanques externos, seguindo o mesmo padrão da tabela 3, aumentando-se somente a quantidade de recipientes em cada etapa.

O meio de cultura é utilizado nos primeiros recipientes, sendo preparado com 10 mL de nitrato, 10 mL de minerais traços, 10 mL silicato, 20 mL de vitamina. Coloca-se 40 ml de TRIS para elevar o pH. Aguarda-se um minuto para misturar, retira-se a aeração e baixa-se o pH com ácido clorídrico. Em seguida, acrescenta-se ácido clorídrico até baixar pH para 7,4. O meio é então filtrado com ajuda de papel de filtro. O meio de cultura é colocado em um enlarmeyer e levado à autoclave.

Os nutrientes utilizados no meio de cultura são preparados na sala de microalgas, com os compostos apresentadas na Tabela 04.

Tabela 4. Nutrientes e Substâncias utilizadas na preparação.

Nutrientes	Material
Nitrato	300g de nitrato + 40g de fosfato monobásico + 2 litros de água destilada
Silicato	25 g de silicato + 1 litro de água destilada
Vitaminas	8g de tiamina B1 + 0,04g de biotina H + 0,04 g de cianocobalamina B12 + 18 l de água destilada
Traço de Metais	1 g de sulfato de cobre + 1g de cloreto de cobalto+ 1,6g sulfato de zinco + 1g molibdato de sódio + 14g de cloreto de manganês + 20 l de água destilada

Depois de preparados, os nutrientes (Figura 19) são armazenados na geladeira. Alguns devem evitar exposição à luz. Os recipientes com meio de cultura (tubos de ensaio e enlarmeyer pequeno) não necessitam de aeração; a partir do enlarmeyer grande, utiliza-se aeração.



Figura 19 - Nutrientes - nitrato, vitamina, silicato e traços de metais.

A manutenção de cepas é feita por se manter três tubos de ensaio contendo inóculos para cada espécie. Sempre realiza-se descarte de inóculos antigos e mantém rigoroso processo de esterilização do tudo que é utilizado. A esterilização na autoclave só é possível para recipientes com volumes pequenos. Para os demais recipientes, são mantidos procedimentos de desinfecção que consiste em lavagem com ácido, álcool. Em seguida, os recipientes são bem enxaguados para eliminação de resquícios desses produtos, para evitar contaminação.

3.5. Sala de Maturação e Acasalamento

3.5.1. Formação de reprodutores na fazenda

No Brasil, maioria das PL's comercializadas são de *L.vannamei*. Desta forma, somente através da produção de PL's em laboratórios é possível a viabilização da carcinicultura marinha. Para isso, é de extrema importância a formação de um plantel de reprodutores de qualidade para produção de PL's em larga escala e com ótima qualidade zootécnica para a produção comercial. Aspectos genéticos, zootécnicos e nutricionais deverão ser considerados na formação do plantel de reprodutores.

Na Seafarm, os camarões para o plantel de reprodutores são escolhidos em viveiros comerciais específicos da fazenda da empresa. Nesse viveiros, que são mais rasos e menores que os viveiros de produção, são estocados PLs de *L. vanammei*.

(Figura 20) em baixa densidade. A densidade de povoamento vai sendo diminuída de acordo com o crescimento dos espécimes, através de despesca de parte da biomassa do viveiro. Com a necessidade de formação do plantel de reprodutores, é feita uma seleção no viveiro, observando-se as características da população. Após isso, os machos selecionados são levados ao laboratório para aclimação final.



Figura 20 – Viveiros de formação de reprodutores.

Inicialmente, é feita a inspeção visual (Figura 21) dos indivíduos. Nessa “seleção” é observado se os pleópodos e pereiópodes estão completos, sem deformidades, sem necrose cuticular; se o esqueleto está em bom grau de rigidez (período intermuda); brânquias limpas, antenas inteiras e limpas e se não há nenhuma evidência de estresse ou enfermidade. A captura dos animais é feita com tarrafa, evitando-se estresse excessivo dos animais, trabalhando-se com bastante cautela. Os reprodutores selecionados são encaminhados ao laboratório com peso médio de 35 g.



Figura 21 – Inspeção visual dos indivíduos.

3.5.2. Recepção e aclimação dos reprodutores no setor de quarentena

Os machos são recebidos quarenta dias antes que as fêmeas, pois os machos demoram mais a amadurecer. São então colocados em tanques circulares de 10 m³ em que serão aclimatados, com a mesma salinidade do viveiro de origem, sendo então ajustada a salinidade para a qual se trabalha no laboratório. A renovação diária da água nesse período é importante, de acordo com a turbidez da água, mantendo-a sempre em ótima qualidade. A densidade da aclimação não é definida no povoamento, pois o laboratório trabalha “com sobra”, recebendo-se mais camarões do que a necessidade. Isso é feito para, caso haja perdas com mortalidade, ter-se o número necessário de indivíduos. Somente depois da aclimação se decide a densidade de acordo com a quantidade necessária de casais. Após o amadurecimento dos machos, as fêmeas são então selecionadas, aclimatadas e colocadas nos tanques de reprodução junto com os machos.

A quantidade de casais é definida de acordo com a necessidade do laboratório. Sendo feita a ficha de controle de cada tanque, com quantidade de casais, controle de acasalamento, quantidade de fêmeas retiradas por checagem e produção de ovos.

Os camarões são estocados em tanques de quarentena para evitar infecção do setor de maturação. Os tanques são limpos previamente com solução de PVPI, esponjas, água e enxugados com rodo.

Monitora-se de forma constante o pH e a temperatura da água. A qualidade da água é crítica para o sucesso da reprodução e diariamente observa-se visualmente a mesma. Deve haver controle da taxa de renovação de água nos primeiros dias. A aclimação acaba quando não se observar mais mortalidade e se observar boa atividade dos animais. As variáveis de qualidade de água são bem controladas, principalmente salinidade 30-35 ppt, temperatura, pH e fotoperíodo.

Nesse período a alimentação é a base de lula triturada, biomassa de artêmia e rações comerciais. Após a aclimação, é feita a “ablação” das fêmeas.

3.5.3. Ablação das fêmeas

A reprodução e muda são eventos antagônicos, ou seja, em um determinado momento ou os animais crescem ou se reproduzem. Esses processos requerem muito gasto energético e a ocorrência simultânea não é fato comum. O controle desses processos é feito pelo sistema endócrino (hormonal) dos animais. O processo de retirada, por esmagamento, de um dos pedúnculos oculares, preferivelmente o direito, (Figura 22) causa mudança no equilíbrio hormonal do organismo, reduzindo o suprimento de HIG (Hormônio inibidor gonadal), proporcionando, assim, o desenvolvimento gonadal (maturação) das fêmeas reprodutoras.



Figura 22 – Detalhe de fêmea com o pedúnculo ocular direito retirado

A ablação é feita mantendo a fêmea imersa na própria água do tanque de origem. Com uma mão, segura-se a fêmea com firmeza, enquanto que com o dedo indicador e polegar da outra mão, forma-se uma pinça, exercendo-se pressão no pedúnculo próximo a base do globo ocular, deslocando-o com o polegar de formar a rolar e desprender o olho por completo

3.5.4. Setor de maturação e acasalamento de Reprodutores

Além de forte influência hormonal, no processo de reprodução se faz necessário controlar adequadamente diversas variáveis físico-químicas e ambientais. Na natureza, os camarões realizam a cópula e reprodução em zonas marinhas, onde as

condições ambientais não sofrem variações significativas. Por isso, é necessário que o ambiente em laboratório seja totalmente controlado e com acesso restrito.

A sala de maturação é um local totalmente fechado onde há iluminação artificial e fotoperíodo invertido (das 20 h às 8 h/claro; das 8 h às 20 h/escuro), acontecendo assim o processo de acasalamento doze horas depois do processo natural (acontece no amanhecer ao invés do entardecer). Isso permite um melhor manuseio das etapas seguintes do ciclo (checagem, desova, coleta de ovos e transferência para a larvicultura). A fecundação do *Litopenaeus vannamei* é externa: o espermatozóide do macho se encontra fixado na fêmea e no momento em que as fêmeas começam o processo de liberação de óvulos, há uma forte movimentação das mesmas fazendo com que haja o encontro do óvulo com o espermatozóide.

A salinidade da água está compreendida entre 33 a 35 ppt.. A temperatura da água varia entre 28 e 29 °C. A qualidade da água é rigorosamente controlada, observando-se se a mesma está cristalina ou não, se há restos da alimentação, animais mortos e o nível da água. A intensidade luminosa é mantida entre 35 – 300 *lux*. A verificação visual é feita toda troca de turno, observando-se os valores de todos os fatores citados acima e regulando-os caso estejam fora dos padrões desejáveis.

São estocados 150 casais por tanque. Ao todo a empresa possui 14 tanques de maturação e de reprodução. Esses tanques são circulares com volume de 10 m³, dimensões 5 x 1 m e com lamina d'água de 0,5 m. (Figura 23). Os espécimes entram em média com 35g e são descartados em média depois de oito meses.



Figura 23 – Tanques de reprodução

Uma alimentação equilibrada e completa é fundamental para que se atinja a maturação gonadal em cativeiro, sendo feita com a utilização de alimentos de elevado teor protéico e ácidos graxos polinsaturados, para suprir o alto gasto energético do processo de reprodução. A alimentação é oferecida nas bordas do tanque. São oferecidas sete alimentações diárias, sendo composta por lula triturada, biomassa de artêmia congelada (Figura 24) e ração comercial (enriquecida com vitaminas C e E).



Figura 24 - Lula triturada e biomassa de artêmia congelada.

É observado visualmente se existe sobra ou não, a cada alimentação, sendo então regulada a oferta. É feita o sifonamento (limpeza do tanque e retirada dos restos de alimentação) sempre entre 21h30min e 22h30min. A alimentação oferecida aos reprodutores segue uma pesagem fixa (Tabela 05). Porém, pode acontecer um reajuste caso haja sobra de alimentação, diminuindo-se na próxima alimentação.

TABELA 5 - Itens alimentares e horários de alimentação de reprodutores

Alimentação	Horário	Peso (g)
Lula triturada	05 horas / 17 horas	700
Biomassa de artêmia	11 horas / 23 horas	700
Ração comercial enriquecida com vitamina C e E	14 horas / 20 horas / 02 horas	30

A checagem das fêmeas para verificar se as mesmas estão maduras e copuladas (presença do espermatóforo no téllico da parceira) e sua captura acontece por volta de 9 horas, durando cerca de uma hora e meia esse trabalho (Figura 25). Com a ajuda de uma lanterna, um puçá e uma vara tipo bambu, as fêmeas são capturadas e transportadas para os tanques de desova. Dependendo da época do ano, até 15% das fêmeas de um determinado tanque são coletadas por dia, estando de acordo com o descrito em BARBIERI-JÚNIOR & OSTRENSKY-NETO (2001) que sugerem valores máximos de 7 a 15% dia.



Figura 25 – Checagem das fêmeas , detalhe para a presença do espermatóforo.

3.6. Sala de desova

A empresa possui oito tanques de desova, sendo quatro circulares (Figura 30) e quatro retangulares. Os tanques de desova são cheios com água do mar com salinidade de 30 ppt. Setenta e cinco fêmeas são colocadas nos tanques retangulares e 40 fêmeas nos tanques circulares (Figura 26). A desova praticada na Seafarm é a coletiva.



Figura 26 - Tanques circulares de desova com fêmeas.

A despesca das fêmeas ocorre por volta de 3 - 5 horas depois da colocação das mesmas nos tanques de desova coletiva. Observa-se a ocorrência da desova através da inspeção visual de que as fêmeas já não apresentam mais ovários cheios. Em média, cada fêmea de até 40 g desova 100.000 – 140.000 ovos e fêmeas de 40-45 g desovam 150.000 – 200.000 ovos (FAO, 2003).

Com ajuda de um puçá, as fêmeas desovadas são devolvidas aos tanques de origem para que se tenha uma idéia da eficiência de produção dos tanques de reprodutores. Além do que os animais possuem diferentes idades de acordo com os tanques em que foram estocados. Esse controle permite a renovação do estoque de reprodutores, pois não é adequado se considerar a vida média útil dos reprodutores citado em literatura, já que o potencial reprodutivo depende de diversos fatores ambientais.

Depois de retirada às fêmeas, é preciso coletar as fezes e os espermatóforos do fundo por sifonagem, com o objetivo de evitar contaminação bacteriana nos embriões. Para tanto, utiliza-se de uma vara onde se é colocada uma fina mangueira.

Permanecem no tanque de desova somente os ovos, pois a empresa não trabalha com tanques de eclosão. A eclosão ocorre nos tanques de desova, sendo necessário, com ajuda de uma “pá” apropriada, revirar os ovos para que os mesmos grudem na parede do tanque ou uns nos outros. Repete-se esse processo de revirar os ovos de hora em hora.

Após 24 horas, os ovos já estão eclodidos e os indivíduos estão na fase final de náuplio. A captura dos mesmos é feito por fototaxia positiva: coloca-se um feixe de luz para dentro do tanque para que os náuplios se desloquem para o feixe de luz. Isso pré-seleciona os indivíduos, de maneira de que os indivíduos capturados sejam os que

apresentam bom poder natatório e, conseqüentemente, maior probabilidade de sobrevivência nas demais fases. Quando a massa de náuplios se encontra no feixe de luz, é feita a coleta por sifonamento com mangueira (Figura 27). Realiza-se duas capturas, sendo uma realizada as 11 horas e outra as 13 h.



Figura 27 – Captura de Náuplios, detalhe para o feixe de luz.

Os náuplios caem em balde com tela e são submersos em outro balde maior (Figura 28) para se evitar que os náuplios sejam pressionados contra tela causando-lhes deformação. Após essa filtragem dos náuplios, os mesmos são colocados em balde de 40 litros e transportados à sala de larvicultura para serem estocados nos tanques de larvicultura. Na sala técnica, realiza-se a homogeneização e retira-se 4 amostras de 12 mL para contagem. É feita uma média entre os números encontrados nas amostras, dividindo-se por 12 e multiplicando-se por 40000, obtêm-se o número de náuplios de cada balde. Os náuplios são então estocados nos tanques de fase I da larvicultura.

Terminado todo o processo de despesca, todo o sistema é desinfetado. Os tanques são lavados com solução de idoo (PVPI) e secos com ajuda de rodo. Desse modo, os tanques estarão prontos para o próximo ciclo de desova e eclosão.



Figura 28 – Estrutura de coleta de náuplios.

3.7. Sala de Larviculutra

3.7.1. Tratamento profilático dos náuplios

Quando se recepciona os náuplios do setor de eclosão, é feita contagem para povoamento e análise para avaliação da atividade locomotora dos mesmos. Antes da estocagem na larvicultura, os náuplios passam por uma lavagem com solução de iodo (PVPI).

Essa lavagem evita que organismos contaminantes acabem chegando a larvicultura e previne a contaminação de ovos e larvas com bactérias, fungos, protozoários e outros organismos naturalmente presentes na água. Além disso, diminui o risco de perdas durante a larvicultura por problemas causados pelos microorganismos patogênicos citados acima.

Esse processo consiste na imersão dos náuplios, cerca de 400 – 600 mil indivíduos, em balde com tela, imersos em outro maior, quem retém só o náuplio e deixa passar a sujeira. É feita uma lavagem com água do mar corrente e depois é lavado com PVPI, por um minuto, deixando-se reagir, sem renovação de água. Em seguida, lava-se com água do mar corrente por 3 minutos (Figura 29) para retirada de resíduos de PVPI. Nesse processo, deve ter bastante cuidado para evitar deformação dos náuplios.

Os tanques devem estar cheios e limpos, com teflon que evita infecção e água na salinidade de 35 ppt, para receber os náuplios.



Figura 29 - Tratamento profilático dos náuplios.

3.7.2. Setor de Larvicultura

O cultivo na larvicultura da Seafarm é feita em duas fases. A primeira é feita em ambiente fechado (tanques de fase I), acontecendo de náuplio até PL_{L1-4}. A segunda fase é realizada em ambiente aberto (raceway), levando-se de PL_{L5-7} até a venda ao produtor. Essa divisão apresenta as seguintes vantagens: aumento do número de ciclos, produção de PLs de melhor qualidade, visto que na segunda fase há redução da densidade de estocagem.

3.7.2.1. Larvicultura em ambiente fechado (Fase I)

A empresa conta com 24 tanques (6 linhas com 4 tanques cada) de 10.000 L, nas instalações da Seafarm e 25 tanques (5 linhas de 5 tanques) de 12.000 L, nas instalações da Camarati (Figura 30) e, atualmente, está em construção novos tanques. Estes tanques são pintados com tinta epóxi branca e possuem formato retangular. A salinidade da água na estocagem dos náuplios é de 35 ppt. A oferta da alga *Chaetoceros gracillis* acontece antes da fase de misis, com densidade média de 100.000 células/ml, por meio de uma bomba que joga a alga do tanque externo de cultivo massivo para os tanques da larvicultura.



Figura 30 – Tanques de Fase I, Seafarm e Camarati, respectivamente.

Nos tanques em ambiente fechados são estocados 3 milhões de náuplios por tanque, sendo que 18 milhões de náuplios são estocados na Seafarm e 15 milhões na Camarati. Isso acontece após cada processo de desova, povoando-se sempre a linha completa, o que facilita os manejos posteriores. O ciclo dura 18 - 20 dias, com temperatura média de da água de 30°C. A sobrevivência final gira em torno de 70%.

O sistema de aeração dos tanques é composto por compressores radiais; 3 sopradores e tubulações de PVC que passam dentro dos tanques, sendo acionada por “torneiras”. A oferta de aeração aumenta de acordo com o desenvolvimento larval. Os tanques devem estar desinfetados para recepção dos náuplios .

3.7.2.1.1. Recepção e estocagem dos náuplios

Antes de estocar os náuplios nos tanques de fase I, é feita a checagem em microscópio, observando sua atividade natatória, se há ou não deformidade e presença de organismos contaminantes. Os tanques estão preparados com salinidade e temperatura adequados para evitar choques térmicos e com telfan para evitar infecções.

3.7.2.1.2. Identificação das fases larvais

A espécie cultivada pela empresa, *Litopenaus vannamei*, possui três estágios larvais: náuplio, zoea e mysis, com vários sub-estágios sendo cinco para náuplio, três para zoea e três para mysis.

a) Náuplio

O náuplio é a primeira larva que emerge do ovo. Todos os seus sub-estágios têm movimentos na água e fazem várias contrações mediante as quais se movimentam para diante, para cima ou para baixo. Esses movimentos são intermitentes, de maneira que os animais podem ficar totalmente suspensos na água durante alguns segundos. (LUCENA, 2001)

A estocagem acontece quando o náuplio está no sub-estágio quatro. A fase de náuplio dura cerca de 36 horas. Os náuplios não têm alimentação complementar, alimentando-se exclusivamente de sua reserva vitelínica, o vitelo.

b) Zoea

Segundo Lucena (2001), após a fase de náuplio 5, acontece uma mudança radical no animal, claramente observada no seu cefalotórax e o abdômen. As larvas zoea possuem natação somente para frente (característica observada na análise visual na beira do tanque). Além disso, seus apêndices alimentares já se tornam funcionais. Os espécimes iniciam a captura de alimento e suas antenas e cauda já são mais desenvolvida que na fase naupliar.

A fase de zoea é considerada crítica na larvicultura, pois a disponibilidade de alimento de alta qualidade deve ser mantida constante. Deve-se fornecer fitoplancton e dieta artificial nos horários e taxas corretas e tomar certas medidas para evitar a contaminação nos tanques. Qualquer problema sanitário nessa fase pode dizimar toda a produção.

As principais características dos sub-estágios zoea são seguintes:

Z1- Presença de um par de olhos compostos, ainda não separados e cobertos pela carapaça;

Z2- Presença de olhos compostos pedunculados característicos do grupo.
Presença do rostro já bem definida no cefalotórax;

Z3- Conta com um par de espinhos dorsais em cada um dos segmentos abdominais e um par de espinhas laterais no quinto segmento.

Cada sub-estágio dura cerca de 24 horas, sendo que a alimentação complementar é oferecida a partir dessa fase.

c) Mysis

Estas larvas quando observadas vivas tem a aparência de um camarão em miniatura. O seu corpo é encurvado na região abdominal, sendo claramente distinguíveis das zoeas por isso e pela característica dos seus movimentos na água. Nadam mediante contrações musculares do abdômen dando saltos para trás e ficando suspensos na água por alguns instantes (LUCENA, 2001).

O estágio mysis é dividido em três sub-estágios, que apresentam as seguintes características principais:

M1 – Apresentam rudimentos de pleópodos em cada segmento abdominal, além de um telson comprido e bilobulado e o urópodo e pereiópodos totalmente desenvolvidos;

M2 - Os pleópodos se apresentam em desenvolvimento, mas ainda não estão segmentados, sendo, porém, mais evoluídos que em M1. Os dois lóbulos do telson começam a unir-se;

M3 - Os pleópodos estão totalmente segmentados e os dois lóbulos do telson já estão unidos. Presença de quelas nas extremidades dos pereiópodos.

Na observação visual na beira do tanque, a principal característica dessa fase é o poder natatório para diversas direções. Na análise microscópica, as alterações morfológicas podem ser claramente identificadas, sendo fundamental para distinguir-se as sub-fases. A duração de cada sub-estágio é de, em média, 24 horas. Nessa fase, a artêmia é oferecida como complementação à alimentação.

d) Pós-Larva

A mudança de mysis para pós-larva é a menos radical em relação às demais fases, porém é a mais significativa das mudanças, pois a larva já apresenta bastante semelhança com um camarão adulto. Os indivíduos vão adquirindo gradativamente hábitos bentônicos (vivem predominantemente no fundo e não na coluna d'água), deixando de ser planctônicos.

Passam a utilizar os pleópodos para a natação e o pereiópodes se tornam bastantes funcionais. Morfologicamente, as pós-larvas se assemelham bastante a camarões adultos, principalmente pelo fato dos espinhos supra-orbitais desaparecerem. Anatomicamente e fisiologicamente, entretanto, ainda persistem algumas diferenças.

Devido à dificuldade de diferenciar morfologicamente os sub-estádios de PL de forma prática e rápida, a classificação dos sub-estádios de PL é baseado no número de dias decorridos desde a metamorfose para pós-larva, sendo acrescentado um sufixo numeral a cada dia decorrido.

3.7.2.1.3. Alimentação

O laboratório da Seafarm utiliza microalgas, artêmia e dietas artificiais na alimentação da larvicultura. As microalgas desempenham papel fundamental na alimentação de zoea, sendo extremamente importantes durante todo o processo da larvicultura. A artêmia é ofertada a partir de mysis, assumindo papel de destaque a partir desse estágio. As dietas artificiais assumem, também, fundamental importância para o sucesso final da larvicultura.

A oferta das dietas artificiais no laboratório acontece, geralmente, nos seguintes horários: 10 horas, 16 horas, 22 horas e 4 horas. Artêmia é oferecida de acordo com a necessidade. Para tanto, checa-se a presença de artêmia nos tanques, com

o intervalo máximo de 2 horas. As dietas artificiais são diluídas em água para depois serem ofertadas em iguais partes aos tanques (Figura 31). O tipo de alimentação dependerá do estágio larval, apresentado na Tabela 6 a seguir.

Tabela 6 – Sub-estádio larval e suas respectivas alimentações.

Sub-Estádio larval	Alimento
Náuplio	Saco vitelínico
Zoea 1	Algas + 3g de Spirulina + 1g de #1 Car
Zoea 2	Algas + 4 g de Spirulina + 2g de #1 Car
Zoea 3	Algas + 6 g de Spirulina + 3g de #2 Cd
Misis 1	Algas + Artêmia congelada
Misis2	Algas + Artêmia congelada
Misis 3	Algas + Artêmia congelada + Flake
Pós Larva	Algas + Artêmia congelada e não congelada + Flake

Obs. #1 Car e #2 Cd são dietas artificiais da linha Frippak Fresh da INVE. Spirulina é dieta artificial da linha LANSY-Shrimp da INVE (Figura 32). Flake negro é dieta artificial da linha Brine Shrimp Flakes Feed da Mackay Marine. Algas e Artêmia são produzidas no próprio laboratório.



Figura 31 - Pesagem, detalhe da bateria, em detalhe a bateria de tanques (16 ao 20)



Figura 32 - Dietas artificiais (#2 CD, Spirulina e #1CAR)

3.7.2.1.4 - Manejo e rotina diários

Diariamente, é feita a checagem dos tanques no período da manhã (antes de qualquer outra atividade) e a tarde, observando-se a qualidade da água, temperatura, salinidade, a atividade larval, o estágio larval, alguma possível mortalidade e qualquer outro imprevisto da rotina normal. Tal checagem é feita visualmente na borda do tanque (Figura 33), um a um.



Figura 33 - Análise visual na borda do tanque, um a um.

Além dessa verificação, é feita outra com maior precisão, utilizando-se do microscópio. Uma amostra é coletada de cada linha de tanques (Figura 34) e levada ao microscópio. Nessa verificação, observa-se o número de células de alga no tanque. Para isso, coleta-se com uma pipeta uma sub-amostra, sem larvas, e leva-se ao microscópio,

fazendo a contagem do número de células. Determina-se então a quantidade de microalgas que deve ser ofertada ou retirada dos tanques para que se mantenha sempre a densidade algal em 100.000 células por mL. Da amostra analisada, extrapola-se para os demais tanques da mesma linha.



Figura 34 – Amostra de cada bateria para análise microscópica

Nesse trabalho, observa-se também detalhadamente as larvas, atentando para a atividade larval, o estágio que se encontram, a presença ou não de fezes no sistema digestivo, se as larvas estão ou não limpas e se apresentam alguma infecção ou sinal de estresse. Os dados da checagem são registrados em planilhas de monitoramento para, em seguida, proceder-se as medidas corretivas, se for o caso.

A água dos tanques é monitorada no momento da checagem, procurando-se observar possíveis indicadores de alteração na qualidade da água, como formação de espuma excessiva na superfície dos tanques, formação de “grumos” e mortalidade algal. A empresa trabalha com sistema de “batelada” para renovação de água nos tanques. Isso é feito por se descer o nível do tanque em 30 a 70% do volume total, dependendo do estágio larval, completar, novamente, com água tratada. Atualmente, entretanto, estuda-se a mudança do sistema em batelada para o sistema de renovação contínua (fluxo conhecido de água entra no tanque continuamente, com drenagem de mesma quantidade de água). A renovação de água permite o desenvolvimento larval em sua plenitude, pois a água de baixa qualidade é trocada por uma de alta qualidade, dando totais condições, no que diz respeito à água, das larvas se desenvolverem perfeitamente.

Na limpeza dos tanques, retira-se o excesso de sujeira impregnada na parede do tanque e das telas de drenagem, evitando-se com isso que as mesmas entupam e

prejudique a saída da sujeira. As telas são trocadas (Figura 35) de acordo com estágio larval, aumentando a micragem das mesmas como segue: 200 micras até Z2, 300 micras a partir de Z3 até M2-3 e 400 micras de M2-3 até PL7.



Figura 35 – Detalhe da troca de tela de um dos tanques.

Em caso de haver excessiva sujeira no tanque, faz-se o sifonamento do tanque prejudicado. Para isso, desce-se o nível do tanque e com, uma mangueira, sifona-se a sujeira (Figura 36) para um tanque fora da larvicultura. Em seguida, espera a decantação da sujeira, retiram-se as larvas que ficaram na coluna d'água, devolvendo-a ao tanque. Esse processo limpa o tanque e evita perdas maiores, já que algumas larvas sempre acabam morrendo. Por isso, em um processo de produção de larvas, deve-se trabalhar prevenindo o aparecimento de algum problema, pois os métodos corretivos geram estresse as larvas e, conseqüentemente, mortes de parte da população.



Figura 36 – Detalhe de sifonamento de tanque de fase I.

Geralmente, mantêm-se entre 80 a 250 PLs/L. A renovação diária de água gira em torno de 50% do tanque.

É nessa fase de cultivo que acontece a aclimação das PLs à nova salinidade da água, sendo alterada em, no máximo, 5 ppt por dia. As PLs são aclimatadas, gradativamente, de acordo com a necessidade do comprador, sendo a salinidade alterada de acordo com a fazenda comercial do comprador. O ciclo dura cerca de 5-8 dias, com sobrevivência de 85-90%.

3.7.2.2.1. Recepção e estocagem de pós-larvas

Ao serem transferidas, as PLs passam por uma amostragem e contagem, que informará a sobrevivência da fase I e a quantidade a ser estocada na fase II. Os tanques devem estar previamente preparados para a recepção, sendo estocados de 4,5 – 9,0 milhões de PL's por tanque.

3.7.2.2.2. Alimentação

Na fase II, as dietas artificiais assumem papel primordial na nutrição das PLs. Ainda assim, as microalgas são fontes de nutrientes importantes para o desenvolvimento larval. A frequência alimentar depende consumo das PLs, porém não se ultrapassa duas horas de intervalo entre uma alimentação e outra. Utiliza-se ração comercial moída, flake negro moído e uma mistura ração com flake (Figura 39). A densidade algal é sempre mantida em torno de 100.00 células/L.



Figura 39 – Detalhe da dieta artificial , mistura ração + flake, flake negro moído e ração comercial moída.

3.7.2.2.3. Manejo e rotina diários

Diariamente, realiza-se análises visuais em cada tanque (Figura 40), observando-se a atividade larval, o desenvolvimento das larvas, alguma possível mortalidade, qualidade da água, disponibilidade de alimento e aclimatação à salinidade, que ocorre de acordo com a programação de vendas. Além do monitoramento visual, realiza-se checagem em microscópio, geralmente no final do ciclo e antes da venda, para uma melhor observação dos fatores citados acima e identificação de possíveis deformações e doenças.



Figura 40 - Análise visual em tanque fase II

3.7.2.3. Despesca e venda de pós-larvas

O laboratório da Seafarm coloca à venda no mercado interno pós-larvas de *L. vannamei*, sendo que grande parte da produção é vendida a terceiros. O restante da

produção é utilizado na fazenda comercial da empresa. A venda é feita por contato telefônico e com prévio agendamento, geralmente ocorrendo logo ao amanhecer.

No dia programado para a venda, o “raceway” é drenado em quase 100% do volume. Dois funcionários capacitados capturam as PL's com um puçá (Figura 41) que são imediatamente transferidas para um tanque de fibra de 1000 L, com forte aeração. Quando a captura com o puçá começa a ser diminuída, a despesca é feita através da drenagem total do tanque, utilizando-se de um balde com tela apropriada para retenção das pós larvas.



Figura 41 – Despesca final de pós-larvas

Em seguida, é feita a homogeneização e retirada de três amostras (Figura 42) para contagem (Figura 43). Calcula-se a média do número obtido nas amostragens, desprezando-se a aquela que apresentar grande variação em relação às demais. O cálculo do número de PLs é feito de acordo com a densidade por litro. De posse do número de larvas por litro, começa-se a transferência das PLs para as caixas de transporte (Figura 44) ou sacos plásticos utilizado para transporte. Tanto as caixas como os sacos são providos de aeração e biomassa de artêmia. Todo o processo é realizado por funcionários com experiência e no tempo necessário para que ocorra o mínimo de estresse.



Figura 42 - Homogeneização e coleta de amostras para contagem

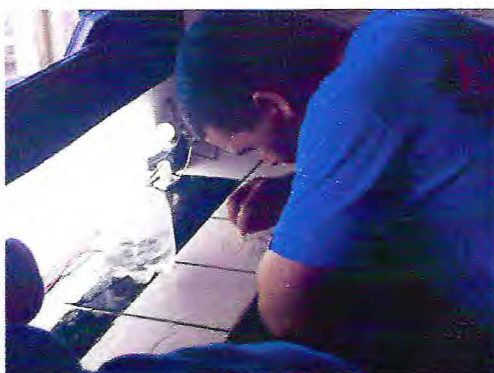


Figura 43 – Contagem de pós-larvas



Figura 44 – Transferência para caixa de transporte.

A quantidade de PLs colocada no recipiente de transporte varia de acordo com a distância a ser transportada. No caso das caixas de transporte, a quantidade máxima é de 1.000.000 (1 milhão) de PLs. Entretanto, é comum colocar na caixa de transporte a quantidade de PL que será colocada em um único viveiro. Caso o comprador solicite, realiza-se o teste de estresse, onde se coloca certa quantidade de PLs em um recipiente com água doce por certo tempo. Em seguida, retorna-se as PLs a recipiente com a salinidade anterior, observando-se a taxa de sobrevivência. O lote será considerado de boa qualidade se a sobrevivência for superior a 75%.

4. PRATICAS DE BIOSSEGURANÇA

O laboratório da Seafarm e Camarati possuem rigoroso controle de circulação de funcionários e visitantes. Em cada setor, permite-se o acesso somente do técnico e de seus assistentes de função, sendo proibida a entrada de funcionários de outros setores de produção. Caso haja a necessidade de um funcionário de determinado setor ir a outro setor, o mesmo deverá tomar algumas medidas de biossegurança, tais como lavar as mãos e braços com álcool. Os equipamentos utilizados são de uso exclusivo de cada setor, não sendo permitida a troca de materiais entre os setores do laboratório. No setor de larvicultura, cada tanque tem seu material de manejo exclusivo. Além disso, o manejo diário acontece sempre dos tanques mais novos para os mais velhos, evitando-se a contaminação dos tanques mais novos pelos mais velhos, que são mais propícios à contaminação. Cada setor passa por um processo de desinfecção e assepsia nos intervalos dos ciclos. Todo o material utilizado é sempre lavado após o uso. É obrigatório sempre lavar mãos e braços com álcool, que está disponível na entrada de todos os setores, ao adentrar qualquer setor de produção, mesmo que o funcionário seja daquele setor. Os funcionários e visitantes têm que estar devidamente fardados com uniforme padronizado pela empresa.

5. ASSEPSIA, DESINFECÇÃO E CONTROLE SANITÁRIO

A desinfecção tem por objetivo eliminar focos de bactérias, fungos e vírus, evitando, com isso, a contaminação do processo produtivo por esses organismos. Após o término do ciclo produtivo, realiza-se a limpeza geral de todo o laboratório e a desinfecção de tanques, salas, bancadas, material de manejo e das tubulações principais e secundárias de água salgada, dos sistemas de água doce, algas, aeração e reservatórios.

Os tanques de larvicultura fase II e reservatórios são lavados com água corrente. Escova-se a superfície dos mesmos e aplica-se a solução de cloro. Em seguida, faz-se o enxágue, aplica-se uma solução de ácido e enxágua-se novamente. Os tanques de larvicultura fase I são lavados com escova e faz-se jateamento com cloro. Utiliza-se cloro, ácido, álcool e PVPI, nesta ordem, todos em solução com água, deixando agir por 24 horas, em média, cada um, e enxaguando-se entre um produto e outro e ao final. Os tanques de maturação, desova e eclosão são lavados com água corrente. Nesses tanques, usa-se solução de PVPI, enxágua-se para, em seguida, secar com rodo.

Nas tubulações de água doce e salgada, aplica-se solução de cloro, deixando agir por certo tempo e depois enxaguando bem. As bancadas são limpas com cloro e álcool, assim como as salas técnicas e salas de produção. Todos os materiais de manejo e telas são limpos com cloro. Os filtros são limpos por se imergir os mesmos por 24 horas em cloro e depois em ácido, nesta ordem, enxaguado entre um produto e outro. É feito controle de pragas através de dedetizações de rotina.

Todas essas medidas asseguram a elevada qualidade das pós-larvas comercializadas e a satisfação dos clientes, contribuindo para a forte presença da empresa no mercado da carcinicultura marinha no Brasil.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Após a realização do presente estágio, onde atividades de rotina foram exercidas em todos os setores da Seafarm Criação e Comércio de produtos aquáticos Ltda, as seguintes observações podem ser apresentadas:

1 - O local das instalações do laboratório, de frente para o mar, faz com que a salinidade dos tanques de produção seja praticamente constante, não ocorrendo variações significativas nessa variável. Além disso, a água captada da natureza apresenta boa qualidade físico-química;

2 - O laboratório possui estrutura logística completa, atendendo satisfatoriamente produtores de região e de outros estados;

3 - A tecnologia aplicada, a experiência dos técnicos e a rotina de produção de alimentos vivos utilizados no setor de larvicultura contribuem para a produção regular de larvas, não tendo se observado problemas de desnutrição ou mal-nutrição em larvas e pós-larvas;

4 - A uniformidade das larvas ao final do ciclo e o desempenho das mesmas nas fazendas comerciais de engorda garantem o aumento crescente na demanda pelas pós-larvas do laboratório da Seafarm e Camarati;

5 - O controle de qualidade realizado em todos os setores da produção, a ótima estrutura física do laboratório e a manejo experiente de seus técnicos e empregados garantem uma produção mínima de 12 ciclos anuais, com a oferta regular de pós-larvas ao mercado consumidor, atendendo assim a demanda de forma satisfatória;

6 - As ampliações que estão acontecendo nos setores de larvicultura mostram a força da empresa no mercado e a grande procura dos produtores pelas pós-larvas da empresa;

7 - As taxas de sobrevivência observadas no setor de larvicultura, tanto em ambiente aberto com em ambiente fechado, são consideradas satisfatórias.

8 - O Estágio apresentou enorme importância para minha formação profissional.

REFERÊNCIAS

ABCC. ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DOS CRIADORES DE CAMARÃO. Censo. Revista da Associação Brasileira dos Criadores de Camarão – ABCC, 2004. p. 3.

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

LUCENA, H. M. R. Relatório sobre acompanhamento das atividades desenvolvidas no Laboratório de Larvicultura de camarão branco *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931), da Aquacrusta Marinha, município de Acaraú, Ceará, Brasil. 23 pp. 2001.

NUNES, A. J. P. Tratamento de Efluentes e Recirculação de Água. Panorama da Aqüicultura. Vol.12. pg 27-29. 2002.

ROCHA, I. P. Panorama da Carcinicultura Brasileira em 2007. Panorama da Aqüicultura. Vol 17. pg 26 -31. 2007.

AQUALÍDER MARICULTURA. Manual de procedimentos de Larvicultura. Recife. 63 pp. Fevereiro 1997