



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

**RELATÓRIO SOBRE O ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES
DESENVOLVIDAS NO LABORATÓRIO DE LARVICULTURA DO CAMARÃO
BRANCO *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931), NO MUNICÍPIO DE
ACARAÚ, CE.**

FRANCISCO RODRIGUES NORBERTO JÚNIOR

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

**FORTALEZA - CEARÁ – BRASIL
JULHO/2001**

COMISSÃO EXAMINADORA:

Prof. Marco Antônio Igarashi
Orientador/Presidente

Prof. José Wilson Calíope de Freitas
Membro

Prof. Fernando Araújo Abrunhosa
Membro

Jaime Elmer Quesada Marques
Orientador Técnico

VISTO:

Prof. Luís Pessoa Aragão
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca

Prof^a. Maria Selma Ribeiro Viana
Coordenadora do Curso de Engenharia de Pesca

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca Universitária

Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

N751r Norberto Júnior, Francisco Rodrigues.

Relatório sobre o acompanhamento das atividades desenvolvidas no Laboratório de Larvicultura do Camarão Branco *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931), no município de Acaraú, Ce / Francisco Rodrigues Norberto Júnior. – 2000.

47 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2000.

Orientação: Prof. Dr. Marco Antônio Igarashi.

1. Camarões(Crustáceos) - Criação. 2. Camarão Branco(Crustáceo). 3. Engenharia de Pesca. I. Título.

CDD 639.2

AGRADECIMENTOS

Ao meu Orientador Técnico Jaime Elmer Quesada Marques, do Laboratório de Larvicultura de Camarões Marinhos da Aquacrusta Marinha Ltda.,.

Ao Proprietário da Fazenda Artêmisa S.A, Sr. Livino José Silveira Soares Sales,.

Ao meu Orientador Professor Marco Antônio Igarashi, pela Orientação e formação profissional

Aos amigos de curso: Bartolomeu, Cristiano, Alysson, Charles, Renon, Matheus o qual muito contribuíram para o sucesso de minha vida acadêmica e pessoal

A todos professores do Curso de Engenharia de Pesca, pela dedicação e amizade que se fez presente durante todo o curso.

Os funcionários e amigos: Alan, Aristides, Carlos, Dedé, Eneude, Gonzaga, José, Marquinhos, Nakaiano, Paulinho, Robério, Serginho e Toinho do Laboratório de Larvicultura de Camarões Marinhos da Aquacrusta Marinha Ltda., pelos ensinamentos e companheirismo durante todo o estágio.

RESUMO

Nos últimos anos a aquicultura tem se destacado mundialmente como fonte produtora de alimentos de qualidade, e a carcinicultura como um dos ramos da aquicultura tem se desenvolvido bastante, sendo responsável por enormes benefícios na economia mundial, bem como no desenvolvimento individual de diversos países. Como toda atividade rentável, a carcinicultura gerou grandes avanços tecnológicos, se tornando cada vez maiores as necessidades de produção. Não podendo mais ficar dependente da natureza na obtenção de matéria-prima (larvas), a larvicultura surgiu como solução para o desenvolvimento sustentável da carcinicultura mundial. O presente trabalho trás o acompanhamento das atividades realizadas nos diversos setores de uma larvicultura, passando pela replicagem de cepas, produção em larga escala de microalgas, larvicultura propriamente dita, produção em larga escala de artemias e cultivo em race-way, esperando poder servir como referência para a solução de alguns questionamentos.

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO.....	1
OBJETIVOS.....	6
METODOLOGIA.....	6
CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE TRABALHO.....	6
CAPTAÇÃO E TRATAMENTO DA ÁGUA.....	8
SETOR DE CULTIVO DE MICROALGAS.....	10
A) CEPÁRIO.....	12
B) SETOR DE CULTIVO MASSIVO EM CARBOYS DE 800L.....	13
C) SETOR DE CULTIVO MASSIVO EM TANQUES EXTERIORES.....	15
SETOR DE ARTEMIA.....	16
Biologia de Artemia.....	16
Descapsulação.....	17
Incubação de cistos.....	18
SETOR DE LARVICULTURA.....	20
Sistema bifásico.....	20
Larvicultura fase I.....	21
Larvicultura fase II.....	25
Caracterização dos estádios larvais.....	28
CONCLUSÃO.....	41
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	42

LISTA DE TABELAS

1	Meio Conway (Walne, 1974) de cultivo de microalgas.....	45
2	Meio Seafdec (Yamashita & Pinto, 1984) modificado de cultivo de microalgas.....	46
3	Monitoramento dos tanques.....	47
4	Monitoramento geral da larvicultura.....	48

LISTA DE FIGURAS

1	Construção do filtro	8
2	Tanques de armazenamento.....	8
3	Filtro de carvão ativo.....	9
4	Filtro cuno.....	9
5	Garrações de 20 L.....	12
6	Mantimentos.....	12
7	Cepas e Garrafa mãe.....	12
8	Início da repicagem nos carboys de 800 L.....	14
9	Panorâmica do setor.....	14
10	Carboys prontos para inoculação.....	14
11	Carboys em fase máxima de crescimento.....	15
12	Tanques de microalgas.....	15
13	Vista interna do setor.....	15
14	Carboys de 500 L.....	19
15	Entrada do setor.....	19
16	Visão lateral.....	19
17	Carboys de artemia.....	19
18	Aclimação.....	23
19	Ajuste de temperatura.....	23
20	Caixa de coleta.....	23
21	Avaliação dos náuplios.....	23
22	Contagem.....	24
23	Complementação de volume.....	24
24	Lavagem dos náuplios.....	24
25	Transferência para os tanques de larvicultura.....	24
26	Tanques povoados.....	24
27	Bloom de microalgas.....	24

28	Coletade pós-larvas.....	26
29	Aeração central.....	26
30	Bloom de microalgas.....	26
31	Race-way povoados.....	26
32	Contagem de pós larvas.....	26
33	Secagem do pré-berçário.....	26
34	Pré-berçário povoado.....	27
35	Coletor de pós-larvas.....	27
36	Embalagem de pós-larvas.....	27
37	Comedouro do pré-berçário.....	27

INTRODUÇÃO

O Brasil ensaiou os seus primeiros passos na década de 70. Entretanto, a prática do cultivo de camarão marinho em termos empresariais somente teve início nos anos 80, com o uso da espécie exótica *Penaeus japonicus*. Em meados dessa época, ressentindo-se de pesquisas que possibilitassem o alcance de uma produtividade economicamente aceitável e ante a inaptidão do *P.japonicus* às baixas salinidades, a carcinicultura brasileira redirecionou seus objetivos com as espécies nativas *P. subtilis*, *P. schmitti*, *P. brasiliensis* e *P. paulensis*. Entretanto, a baixa produtividade e lucratividade dessas espécies provocou a desativação e a reconversão a salinas de diversas fazendas na região Nordeste. No Rio Grande do Norte, a área de cultivo foi reduzida de 1000 ha para menos de 100 ha.

Foi decisiva a opção pelo cultivo do *Litopenaeus vanamei*, espécie exótica com capacidade de adaptação as mais variadas condições locais de cultivo, o que contribuiu para elevá-la à condição de principal espécie da carcinicultura brasileira. O domínio do ciclo reprodutivo e da reprodução de pós-larvas resultou em auto-suficiência e regularização de sua oferta, consolidando a tecnologia de formação de plantéis em cativeiro e relegando ao passado a dependência das importações, que constituíam veículos de introdução de doenças e que ocasionavam irregularidades na oferta de pós-larvas, com reflexos negativos no desempenho global da atividade. Por outra parte, a qualidade do alimento balanceado, que em passado recente representou um fator limitante para o aumento da produtividade dos viveiros, hoje já revela uma sensível melhora. Com efeito, a melhor qualidade técnica das rações comerciais tem sido decisiva para o crescente aumento de produtividade dos empreendimentos camaroneiros nacionais, cuja maioria já usa a tecnologia das bandejas-comedouros fixas beneficiando-se da significativa redução da quantidade de ração ofertada em relação ao peso final dos camarões, além dos acréscimos no ganho social e ambiental.

Atualmente o país começa a viver a consolidação da tecnologia de reprodução e engorda, o alcance da auto-suficiência na produção de pós-larvas, a oferta de uma ração de qualidade e o despertar do setor produtivo para importância da qualidade do produto final.

O excepcional crescimento que o cultivo comercial do camarão marinho vem apresentando nos últimos 3 (três) anos (Tabela 1), constitui inquestionável evidência de que se está consolidando no Nordeste brasileiro uma nova realidade econômica e social do setor primário da economia brasileira. Esta atividade, que vem sendo conduzida com enfoque empresarial por pequenos, médios e grandes produtores, se apresenta como alternativa de alta viabilidade técnica, econômica e social capaz de gerar renda e emprego e, portanto, de modificar o panorama de pobreza da extensa faixa rural da costa nordestina. Adicionalmente, a atividade dá uma valiosa contribuição ao Brasil ao gerar divisas de que tanto necessita o país para mover o seu desenvolvimento tecnológico.

Em 1999, a produção mundial chegou às 814.250 ton despesçadas, que representaram 27% do volume total de camarão proveniente do mar e do cativeiro (3,0 milhões de ton). A área cultivada com o camarão marinho ocupou, em termos aproximados, 1.250.000 ha de viveiros. A Tailândia na Ásia com 80.000 ha em produção e 200.000 toneladas de camarão e o Equador nas Américas com 100.000 ha e 85.000 ton, foram naquele ano, os maiores produtores mundiais. A participação do Brasil com 5.200 ha e 15.000 ton foi bastante modesta em relação ao seu potencial (Tabela 2).

O Brasil possui em sua zona litorânea, especialmente na região nordeste um potencial extraordinário para o cultivo do camarão marinho. Com efeito, a excepcional qualidade da água dos estuários brasileiros em termos de produtividade natural, somada as favoráveis condições de topografia, temperatura, salinidade e luminosidade ao longo do ano, cria um potencial de tal magnitude, que o país pode chegar a ser um dos maiores, produtores mundiais de camarão cultivado. Somente na faixa costeira do nordeste, que atualmente conta com apenas 6.000 hectares de viveiros em operação, existem uns 300.000 hectares propícios para seu cultivo, cujo aproveitamento poderia produzir

anualmente 1,0 milhão de toneladas, gerar um faturamento de US\$ 7,0 bilhões de dólares e contribuir com 1,5 milhões de empregos diretos.

O camarão cultivado, se conduzido com a tecnologia recomendada para a instalação e manejo de suas unidades produtivas, não ocasiona impactos negativos ao meio ambiente, uma vez que sua exploração sustentável exige excepcionais condições hidrobiológicas. Os resultados que vêm obtendo algumas das empresas mais antigas do Brasil confirmam a sustentabilidade do negócio. A análise dos dados da Pescon (BA); Artemisa (CE); Cina (CE); Secom (PI); Aquamaris (PB); Maricultura da Bahia (BA), que estão em operação desde 1978/1985, mostra quanto os rendimentos iniciais de apenas 150 a 200 Kg/ha/depesca, situam-se atualmente em torno de 2.500 a 3.500 Kg/ha/depesca, indicando que a interferência desses empreendimentos por vários anos no meio ambiente dessas respectivas áreas de influência, está favorecendo os ecossistemas adjacentes.

Um dos aspectos importantes inerentes a carcinicultura marinha, que tem considerável peso específico para o desenvolvimento do Nordeste, é o fato da atividade utilizar 90% de mão-de-obra não especializada, sem maiores exigências de qualificação, o que lhe permite oferecer aos pescadores artesanais, trabalhadores rurais do setor sucro-alcooleiro e aos operários da indústria do sal, entre outros, uma oportunidade de emprego permanente no seu próprio habitat natural. Neste contexto, o cultivo do camarão marinho pode dar uma valiosa contribuição para atenuar o crescente êxodo rural responsável pelo agravamento dos problemas sociais nos grandes centros urbanos do Nordeste. Duas outras características conferem a essa atividade comercial um atrativo especial para a região nordestina. O cultivo do camarão não depende de chuvas já que a sua cadeia produtiva se desenvolve totalmente em águas estuarinas (salobras), e como norma geral utiliza áreas improdutivas ou marginais para agricultura (terrenos salgados, apicuns, etc.), sem, portanto, competir com outras atividades agropecuárias destinadas a produtos de alimentação (ABCC, 2000).

A contribuição do camarão cultivado nas exportações brasileiras cresceu de US\$ 2,8 milhões em 1998 para US\$ 14,2 milhões em 1999 e US\$ 57,7 milhões

até outubro/2.000, com as projeções apontando para US\$ 70 milhões até o fim do ano 2000(Tabela 3).

Tabela 1 - Crescimento do Camarão Marinho Cultivado no Brasil.

Ano	1997	1998	1999	2000	2001*
Área (ha)	3.548	4.320	5.200	6.250	9.000
Produção (t)	3.600	7.260	15.000	25.000	40.000
Produtiv. (Kg/há)	1.015	1.680	2.885	4.000	4.445

FONTE: ABCC – Associação Brasileira de Criadores de Camarão

*Projeção da ABCC

Tabela - 2 Produção Mundial de Camarão Cultivado – 1999

	PERCENTUAL DA PRODUÇÃO	PRODUÇÃO (Toneladas)	ÁREA EM PRODUÇÃO (Hectares)	PRODUTIVIDADE
I – HEMISFÉRIO ORIENTAL				
Tailândia	31,1	200.000	80.000	2.500
Índia	10,9	70.000	130.000	538
Indonésia	15,6	100.000	350.000	286
China	17,1	110.000	180.000	611
Outros	7,8	50.000	100.000	500
Vietnã	6,2	40.000	200.000	200
Filipinas	6,2	40.000	60.000	667
Taiwan	3,1	20.000	5.000	4.000
Malásia	0,9	6.000	4.000	1.500
Austrália	0,4	2.400	600	4.000
Irã	0,4	2.500	4.000	625
N. Caledônia	0,3	1.850	450	4.111
Sub-Total	100	642.750	1.114.050	577
II – HEMISFÉRIO OCIDENTAL				
Equador	49,6	85.000	100.000	850
México	17,49	30.000	-	-
Brasil	8,7	15.000	5.200	2.885

Colômbia	6,41	11.000	-	-
Honduras	5,24	9.000	-	-
Nicarágua	2,3	4.000	6.000	667
Venezuela	2,3	4.000	2.000	2.000
Panamá	1,2	2.000	3.000	667
EUA	0,9	1.500	400	3.750
Outros	5,86	10.000	20.000	3.000
Sub-Total	100	171.500	137.400	1.248
Total		814.250	1.251.450	650

Fonte: World Shrimp News – Rosenberry, 1999

Tabela - 3 Exportações do Camarão Marinho Cultivado

ESTADOS	Em US\$ milhões		
	1998	1999	2000(jan a out)
Ceará	2.436.788	6.228.900	16.420.599
Piauí	142.700	1.917.500	4.458.366
Rio Grande do Norte	137.546	1.558.300	10.491.242
Bahia	96.269	2.800.300	16.462.907
Pernambuco	110	1.711.900	9.940.884
TOTAL	2.813.413	14.216.900	57.773.998

Fonte: Ministério da Indústria e Comércio, 2000

Se o atual ritmo de aumento da área implantada, tal como se apresenta no momento, não for acompanhado de iniciativas voltadas para o incremento da produção de insumos (pós-larvas, ração, equipamentos, etc.) e para a abertura de novos mercados, poderão apresentar-se problemas operacionais que afetarão o desempenho das empresas produtoras. A produção do camarão marinho no Brasil deverá estar sempre estruturada para atender, eficientemente, tanto o mercado interno quanto o externo. O preço e a qualidade do produto final não podem nem devem estar sujeitos a dúvidas relativas ao provisionamento quantitativo e qualitativo dos insumos; essenciais para o bom desempenho da exploração. Faz-se necessária à realização de estudos associados à implantação

de um plano de ação de curto, médio e longo prazos, que equacione e projete as necessidades da carcinicultura, que defina as parcerias dos setores privado e público para complementar esforços convergentes e que, finalmente, oriente e apóie o fortalecimento e a atuação da organização central que congrega os produtores.

O Estado do Ceará possui 573 Km de costa e um levado potencial para o desenvolvimento da carcinicultura marinha, traduzindo em mão de obra barata disponibilidade de locais de excelente clima, com temperatura média anual de 28°C. Um dos grandes problemas que aflige a carcinicultura brasileira e em particular ao estado do Ceará, é a oferta irregular de pós-larvas. Este fato deve-se não só ao pequeno número de laboratórios, como também a instabilidade na produção de pós-larvas.

As perspectivas para 2001 são boas não só pela ampliação de unidades já existentes, como pela inauguração de novos laboratórios que iniciaram a construção em 2000 e que aumentarão a participação dos estados do Piauí (Aquanorte –60 milhões de Pls/mês) e do Ceará (Compescal – 100 milhões de Pls/mês; Seafarm – 20 milhões/mês; Artemisa- 40 milhões/mês; e Equabrás- 25 milhões/mês) no cenário de pós-larvas nacional, totalizando uma capacidade de 11,6 bilhões de pós-larvas/ano.

OBJETIVOS

OBJETIVOS GERAIS

Acompanhar as atividades realizadas em todos os setores do laboratório de larvicultura

Aquacrusta Marinha LTDA.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Desenvolver o conhecimento e estímulo adquirido na universidade, como também usá-los para realização das atividades neste laboratório.

METODOLOGIA

O estágio foi realizado no laboratório de larvicultura da Aquacrusta Marinha, durante o período de 04 de janeiro a 18 de março de 2001. Durante este período realizou-se o acompanhamento de todas as atividades realizadas neste laboratório.

CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE TRABALHO

A Aquacrusta Marinha foi criada no ano de 1994 com o objetivo de realizar o desenvolvimento larval da espécie nativa *L.subtilis*. Devido ao insucesso no desenvolvimento da espécie, o laboratório foi adaptado em 1999 pelo Biólogo pescueiro Jaime Quezada para trabalhar com a espécie exótica *L. vannamei*, Boone 1931. Suas instalações estão localizadas na Fazenda Artemisa Aquicultura S.A, situada na região de Cacimbas, distante 4 Km do centro do município de Acaraú – CE.

Este tipo de laboratório corresponde a terceira geração construídos na produção de pós-larvas de camarão marinho, pois incorpora uma segunda fase de cultivo a partir de PL4 até PL10-12 em sistemas de race-way. Este tipo de cultivo permite trabalhar com altas densidades (70-80 ind./l na fase final) e baixas taxas de renovação da água (10-50% diária). O laboratório apresenta quatro setores bem definidos: Captação e tratamento da água, Cultivo de microalgas, Setor de artemia e Larvicultura.

CAPTAÇÃO E TRATAMENTO DA ÁGUA

A água é tomada de um canal de abastecimento, distante 2 Km do mar, a qual é puxada até os reservatórios por meio de duas bombas de 3HP que funcionam alternadamente (Fig. 3) e apresentam um circuito de canos para fazer a retrolavagem das ponteiras. A água é armazenada em dois reservatórios de 32 ton e passa através de um sistema de filtração com brita areia grossa e fina e um material sintético chamado bidin. A água é conduzida ao sedimentador o qual flui para dois reservatório secundários por meio de um duplo filtro de bidin, para logo passar por um filtro de areia fina e bidin, então pelos filtros de carvão ativado de 5 micras. Somente os setores de larvicultura e microalgas utilizam um filtro saco de 1 micra.

As características físico-químicas da água permitem ter salinidades quase constantes de 33-34‰, sendo que abaixo de 25‰ têm sido observado maus resultados. Durante os meses chuvosos tem ocasionado certos problemas com contaminação bacteriana e diminuído a produção.



Fig 1. Construção do filtro



Fig 2. Tanques de armazenamento



Fig 3. Filtro de carvão ativo



Fig 4. Filtro cuno

Manejo da água

O manejo da água é outro dos aspectos de grande importância no sucesso da larvicultura. Este aspecto que não responde exatamente a um processo de rotina, porém em cada uma das fases do ciclo de larvicultura existem determinadas normas laboratoriais para executá-lo. O papel do Engenheiro de Pesca é essencial nesta tarefa, devendo tomar decisões certas ante as diferentes situações que se apresentem. Um manejo da água correto é a chave do sucesso na obtenção de pós-larvas (Anexo 1).

A qualidade da água na larvicultura é o primeiro aspecto a considerar, devendo-se levar em consideração no momento de seleção da área para a implantação do laboratório. É importante a observação de algumas regras: água com características oceânicas (local onde na natureza ocorrem as fases larvais), garantindo uma constância de temperatura, salinidade, oxigênio e pH ao longo do ciclo de cultivo. Além disso, deve-se saber que durante os cultivos, irão aparecer toxinas resultantes do catabolismo dos próprios organismos, amônia não ionizada e outros contaminantes que necessariamente deverão ser eliminados. A

eliminação destas toxinas realizada através de renovações periódicas da água dos tanques. Na larvicultura a renovação da água pode ser estática ou contínua.

As renovações são do tipo estática, trocando-se em torno, de 50% da água do tanque por dia a partir do subestágio de protozoéia III ou mysis I até o final do ciclo. Com o surgimento dos métodos de cultivo em altas densidades, iniciou-se também a utilização de renovação contínua, chegando algumas vezes a 300% de renovação por dia. Este sistema mais intensivo tem atraído alguns seguidores, porém o mesmo exige um manejo mais específico em termos de fluxo de água e estabilidade dos parâmetros físico-químicos, evitando a interferência na sobrevivência e vitalidade dos animais.

A intensificação dos sistemas de cultivo provoca mudanças drásticas na qualidade da água devido ao acúmulo de metabólitos, principalmente amônia e nitrito, que provoca um efeito deletério nas espécies cultivadas, como a redução do crescimento ou morte por intoxicação (MILLAMENA et al. 1991).

SETOR DE CULTIVO DE MICROALGAS

As microalgas têm importância na larvicultura por seu papel na alimentação direta das larvas de camarão, especialmente no estágio de Protozoéia. Assim como, de outros organismos que compõem a cadeia alimentar. Elas também ajudam na manutenção da qualidade da água, pois tem um papel fundamental no equilíbrio do oxigênio, do dióxido de carbono, e dos compostos nitrogenados, especialmente da amônia.

A escolha das espécies de microalgas, como alimento das larvas no laboratório, levará em consideração dois aspectos: seu valor nutricional e a possibilidade do cultivo em grande escala nas condições climáticas da região.

As microalgas serão usadas na alimentação da protozoéias e mysis, e sua produção implicará num processo contínuo de volumes crescentes, que se inicia com um inóculo (cepas puras mantidas em laboratório), aumentando-se progressivamente o volume, de cultivo através de repicagem, até se alcançar o volume desejado.

Visando atender a demanda do setor de larvicultura, há a necessidade de se estabelecer um programa de cultivo. A partir deste programa deve-se determinar uma rotina diária de produção a qual deverá ser rigorosamente mantida. O descumprimento da regra básica (manutenção da rotina de produção), pode vir a ocasionar um colapso no setor de produção de microalgas com conseqüente e, em muitos casos, irreparável dano no setor de larvicultura. Mantendo-se o programa de cultivo pode-se estabelecer a capacidade produtiva de cada laboratório, e assim, garantir uma produção estável e de culturas algais com boa qualidade, fatores fundamentais, em larviculturas de qualquer espécie.

Para determinar o crescimento dos cultivos de microalgas, será utilizado o método de contagem direta através de microscópio, por ser simples e barato, além de permitir uma inspeção visual do cultivo, durante a contagem das células. Desta maneira serão conhecidos o estado das células e a presença de quaisquer contaminantes que possam existir no cultivo. Estas contagens diretas serão realizadas através de uma câmara de contagem - Câmara de Neubauer.

A cada 24 horas, obrigatoriamente nas primeiras horas da manhã, são iniciadas diversas culturas mantendo-se o processo produtivo.

Após as culturas alcançarem a densidade celular própria para a alimentação das larvas são bombeadas para o setor de larvicultura.

O manejo alimentar é constantemente aprimorado, porém cada laboratório de produção deve elaborar o seu próprio, uma vez que as espécies cultivadas podem ser outras e, principalmente, porque podem ser deferentes as condições de cultivo.

Imediatamente após o esvaziamento de um tanque, é realizada a limpeza, a qual consiste da escovação das paredes com cloro misturado com detergente neutro biodegradável, seguida pelo enxágüe com água de torneira. Algumas vezes é empregado ácido muriático na limpeza dos tanques em substituição do cloro.

Este setor compõe-se de a) cepário, b) cultivo massivo em carboys de 800L e c) cultivo massivo em tanques exteriores. As algas mais utilizadas são as

do gênero *Chaetoceros* , sendo que usa-se três diferentes espécies *C. gracili* , *C.muller*, *Chaetoceros sp* as quais são fornecidas durante toda a fase I da larvicultura, especialmente durante os estádios de protozoeia e mysis, mantendo uma concentração de 100×10^3 células/ml durante o estágio de protozoeia e de 50×10^3 células/ml no estágio de mysis até PL4. Para a fase II da larvicultura emprega-se microalgas diatomáceas bentônicas como a *Dunaliella salina* e a *D. tertiolecta*, as quais são proporcionadas numa concentração de 40×10^3 células/ml.

A) CEPÁRIO

Este sub-setor consta de uma sala climatizada a 22 °C com iluminação constante por meio de fluorescentes e bancadas de trabalhos (fig. 5). Neste ambiente encontram-se as cepas de microalgas contidas em tubos de ensaio. O manejo diário envolve a agitação diária das cepas nos tubos de ensaio e a repicagem em frascos erlenmeyer de 250 ml. Todos os processos são realizados em assepsia total utilizando técnicas microbiológicas de manejo. A água de mar é autoclavada a 121°C durante 15 minutos e enriquecida com o meio de cultivo Guillard f/2 e em nenhum caso utiliza-se aeração, com a finalidade de evitar contaminação.



Fig 5. Garrafões de 20 L



Fig 6. Mantimentos

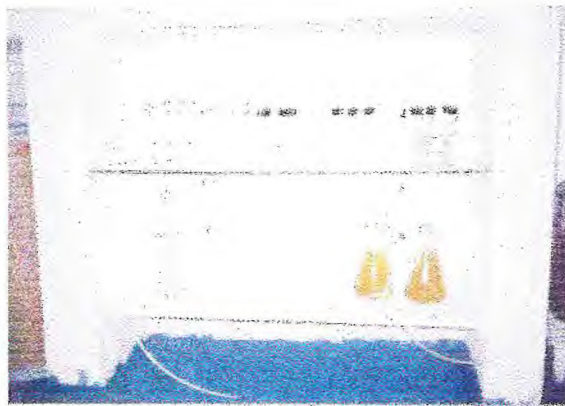


Fig 7. Cepas e Garrafa mãe

Neste setor também realiza-se a repicagem dos erlenmeyers de 1L para garrafas de produção de 1000 ml (fig. 6), este processo pode tomar de 2-3 dias de cultivo e realiza-se a temperatura controlada de 22°C e os recipientes de cultivo recebem aeração contínua.

Diariamente é realizada a repicagem de algumas culturas algais a fim de manter estas sempre em fase exponencial do crescimento e, de tal maneira que se tenha culturas em todas as etapas do processo produtivo. Deve-se sempre considerar a necessidade futura de microalgas na larvicultura, com pelo menos 10 dias de antecedência, mantendo-se um esquema produtivo básico, sendo que em alguns casos este pode ser incrementado.

O cultivo em garrafões plásticos de 20 litros é realizado com a repicagem de uma das garrafas de produção de 1L para cada garrafão. O meio de cultivo para ambos recipientes de cultivo é o Guillard f/2. A água antes do seu uso neste sub-setor é clorada com hipoclorito de sódio, tiosulfato de sódio e EDTA respectivamente.

B) SETOR DE CULTIVOS MASSIVO EM CARBOYS DE 800L

O cultivo massivo é realizado em tanques de fibra de vidro translúcido de forma cilíndrica com 800 l de capacidade. Nestes tanques são colocados o cultivo de microalgas de cada garrafão de litros e aumenta-se o volume com água de mar filtrada e enriquecida com Guillard f/2. Nestes recipientes o cultivo das microalgas pode durar de 2-3 dias dependendo de condições ambientais e da

concentração das algas. Sempre tende a utilizar-se na repicagem uma relação de inóculo - cultivo de 1:10.



Fig 8. Início da repicagem nos carboys de 800 L



Fig 9. Panorâmica do setor



Fig 10. Carboys prontos para inoculação



Fig 11. Carboys em fase máxima de crescimento

C) CULTIVO MASSIVO EM TANQUES EXTERIORES

Depois de alcançado o bloom das algas o conteúdo é transferido para tanques de alvenaria de 8000 L, pintados com pintura epóxica branca. Estes tanques têm aeração central e as dimensões são de 2,0x3,0x1,5 m



Fig 12 Tanques de microalgas



Fig 13. Vista interna do setor

SETOR DE ARTEMIA

Biologia de Artemia

O "camarão de salmoura" ou "Brine Shrimp", conhecido também pelo seu nome em latim como *Artemia*, é o branquiópodo mais amplamente distribuído do mundo. Segundo várias referências bibliográficas, é conveniente localizar este animal na seguinte posição taxonômica:

Phylum	ARTHROPODA
Classe	CRUSTACEA
Sub-Classe	BRANCHIOPODA
Ordem	ANOSTRACA
Família	ARTEMIDAE
Gênero	<i>Artemia</i> Leach, 1819

As espécies que existem na atualidade são:

Artemia franciscana Kellog, 1906 (America);

Artemia tunisiana Bowen-Sterling, 1978 (Europa);

Artemia urmuaana Gunther, 1900 (Irã);

Artemia monica Verril, 1869 (Mono Lake, USA);

Artemia persimilis Piccinelli-Prosdocimi, 1968 (Argentina);

Artemia partenogenetica Bowen-Aterlin 1978 (Eurásia, Oceania).

Dos animais utilizados tradicionalmente na alimentação das larvas dos camarões marinhos, a *Artemia salina* é o principal. Porém, outros organismos têm sido também utilizados tais como os rotíferos e nematódeos, e também alguns copépodos. De todos estes, a artemia é a que oferece a maior facilidade de manejo do sistema produtivo, pela sua capacidade de se encistar. Em virtude deste fato, será empregada como alimento vivo fundamental.

Este setor é constituído por 6 tanques cilindro-cônicos de fibra de vidro translúcido de 500 L cada, com uma entrada de ar central que vem de cima e uma saída dos náuplios pela parte inferior do cone. Nesta área se mantém uma

temperatura média de 32 °C obtida com lâmpadas de halogêneo que servem tanto de aquecimento do local quanto iluminação. Não obstante a baixa iluminação destas luminárias, os resultados em termos de porcentagens de eclosão têm sido muito satisfatórios.

Desencapsulação dos cistos de Artemia

Devido ao alto custo dos cistos de artemia, tende-se a utilizar ao máximo cada tanque de cultivo, pelo que o resto que sobra no final da colheita dos náuplios é recuperado.

Os métodos de separação dos náuplios de artemia e cistos não eclodidos, assim como das cápsulas vazias, não são muito eficientes. A ingestão dos mesmos pelas larvas causa problemas, já que os cistos não são digeríveis, além de poder servir como substrato para microorganismos causadores de doenças. Para eliminar esse problema, é empregada a técnica de desencapsulação dos cistos, usando substâncias químicas que dissolvem o corion de natureza lipo-proteica.

Em atividades de aquicultura que utilizam cistos de *Artemia*, os critérios de "qualidade" consagrados são: porcentagem de eclosão, taxa de eclosão, eficiência de eclosão, rendimento de eclosão (Anexos 1,2,3,4,5 e 6).

Devido a que o córion que reveste o embrião é de natureza lipo-protéica, é possível dissolvê-lo com o uso de diferentes substâncias químicas. A eliminação do córion dos cistos mediante o uso destas substâncias chama-se de descapsulação. Entre os agentes químicos mais usados destaca-se o hipoclorito de sódio (NaOCl). Este agente, além de eliminar o córion para facilitar a eclosão, tem capacidade de desinfetar a superfície dos cistos, onde a presença de fungos e bactérias é muito comum.

A descapsulação de cistos abrange três passos principais: hidratação, oxidação do córion e lavagem. Por meio da hidratação (passo 1), os cistos tomam-se esféricos, forma que facilita o ataque do agente descapsulante. Os cistos, para serem hidratados, devem ser colocados em contato com água doce durante uma hora (três partes de água para uma parte de cistos). A descapsulação propriamente dita acontece durante o contato dos cistos

hidratados com a solução de hipoclorito (passo 2). Este processo deve ser feito com muita rapidez, a fim de evitar que o hipoclorito dissolva a cutícula embrionária e mate o embrião. Inicialmente, os cistos são de cor escura, mas durante a descapsulação, estes adotam uma cor laranja intenso. Este é um indicativo que avisa que o córion já foi totalmente dissolvido, portanto, os cistos devem ser imediatamente lavados com abundante água doce (passo 3).

Incubação dos Cistos de *Artemia*

A eclosão dos cistos de *Artemia* dependerá diretamente dos fatores físico-químicos presentes durante o período, de incubação, tais como temperatura (25-35 °C), salinidade (5-600‰), PH (em torno de 8,0) e luz, a qual é indispensável para ativar o processo enzimático da eclosão. Para ilustrar melhor o processo de eclosão, darei um exemplo prático em sete passos consecutivos:

a) Coloque os cistos num container (de preferência com formato cônico), com fundo transparente, que possua aeração e água de mar;

b) Segurar-se de que o sistema de eclosão esteja bem iluminado e com a temperatura; adequada de forma constante (evitar as oscilações com um termostato);

c) Não devem ser colocados mais do que 5 gramas de cistos por litro de água;

d) Caso o pH da água seja menor do que 8,0. A água pode ser alcalinizada usando 2 g de NaHCO_3 /litro (bicarbonato de sódio);

e) Após 24 horas, tempo em que a maioria dos cistos tem eclodido, a aeração é suspensa e a parte superior do container coberta (para evitar a penetração de luz). Logo de alguns minutos, os náuplios migram até o fundo atraídos pela luz que penetra pela parte inferior do recipiente e as cascas ficam flutuando na superfície.

f) Uma vez realizada a migração, os náuplios são sifonados para fora do container e recebidos numa bolsa de náilon confeccionada com tela de 100 μm .

g) Lave os náuplios com abundante água doce (os indivíduos não morrem pelo choque osmótico) e ofere-os diretamente aos predadores (larvas de peixes e camarões).

A concentração é de 1500 náuplios/litro e o volume é medido de acordo com seu uso durante as próximas 24 horas, sendo oferecidos aos tanques de larvicultura em frequências de 4 em 4 horas, intercalando com as dietas secas.

A colheita também é realizada com coletores especiais pois servem para lavar os ovos e para também resistir o peso .

SETOR DE ARTÊMIA



Fig 14. Carboys de 500 L



Fig 15. Entrada do setor



Fig 16. Visão lateral



Fig 18. Carboy com artemia

SETOR DE LARVICULTURA

A prática tem demonstrado que, a cada etapa larval dos camarões peneídeos aumenta a atenção exigida dos cultivadores, sendo a sobrevivência mais baixa nos primeiros estágios de sua vida. É por isso que, durante as fases de prozoéia, mysis e primeiras pós-larvas, se oferece atenção especial à alimentação, doenças, manejo da água, assim como à manutenção adequada dos parâmetros físico-químicos do meio (Liao e Chão, 1983; Alfonso et al, 1988).

Quando se iniciou a prática de cultivo de camarões em cativeiro, as densidades dos tanques de larvicultura eram extremamente baixas, na ordem de 20-30 náuplios/litro, próprias do método surgido no Japão. À medida que apareciam outros métodos, a densidade larval aumentava, chegando atualmente a serem incubados até 300 náuplios/litro, nos laboratórios de mais alta tecnologia. Na maior parte dos laboratórios se estocam 100 náuplios/litro.

A alimentação ocupa um lugar primordial, assim como a ecologia geral dos tanques de cultivo. A qualidade da alimentação, no que se refere ao manejo, está diretamente ligada a freqüência alimentar e ao tipo de alimento utilizado. Nem todos os alimentos, sejam estes vivos ou artificiais, contribuem para a manutenção de uma boa qualidade de água. Para minimizar este efeito, uma das possíveis alternativas é o fornecimento do alimento em pequenas doses com maior freqüência, observando sempre que não sobre ou falte alimento, mantendo-se assim a qualidade da água, importante devido à influência desta sobre a qualidade da larva.

Para conseguir uma alimentação adequada, é necessário selecionar o alimento levando-se em conta seu valor nutricional, tamanho, a densidade ótima a oferecer as larvas, a possibilidade sua produção massiva, a existência de técnicas de cultivo viáveis e os custos de produção.

Sistema de cultivo: Bifásico

Este tipo de laboratório incorporou as duas fases de cultivo, sendo que a fase larvaria (náuplio, protozoéia, mysis e pós-larva até o quarto dia de vida) é realizado tendo como critério condições ambientais de conforto. Isto traz como

conseqüência diminuição na taxa de renovação da água, de forma tal a minimizar as mudanças bruscas nas variáveis de qualidade da água, assim como a manter uma população de bactérias benéficas, as quais desenvolvem-se em grande quantidade nestas condições. Os resultados obtidos tem sido muito bons, pelo que a tendência deste tipo de sistema está sendo difundido rapidamente entre a maioria dos laboratórios do Equador. A mudança de critério a respeito de como eram manejados os laboratório foi extrema, pois pensava-se que mantendo altas taxas de renovação da água com a finalidade de eliminar metabólitos tóxicos e dejetos conseguia-se manter um ambiente limpo e portanto mais saudável, agora sabe-se que o ambiente mais adequado para o camarão é caracterizado por muitos fatores que baseiam-se em condições ecológicas ou condições naturais, as mais estáveis possíveis, tanto abióticas quanto bióticas.

LARVICULTURA FASE I

Compreende 10 tanques distribuídos em conjuntos de 2 unidades, quatro são retangulares com fundo chato com área de 3,5 x 3,0 x 1,7m e capacidade para 13 000 litros, dois medindo 3,5 x 3,0 x 1,6m e capacidade para 12 000 litros e quatro cônicos em forma de U, medindo 4,5 x 2,8 x 1,5m e capacidade para 18 000 (fig. 14). Apresentam aeração central, cada tanque chega possuir 18 toneladas de água, onde praticam-se densidades de estocagem de 250 n/l e vão até 80 larvas/l conforme aumenta o nível da água.

O cultivo é realizado a 32°C, e nestas condições completa-se o ciclo larvário de N4-5 até P14 em 10 dias. Outra característica destes tanques são o sistema de drenagem o qual está relacionado com a renovação da água. A drenagem é feita através de drenadores situados opostos à entrada da água. Os drenadores estão constituídos por canos plásticos de 30 cm de diâmetro e recobertos por telas de 300 e 500 µm, segundo o estágio. Dentro do drenador há um cano que serve de reboço e controla o nível da coluna da água. A renovação praticada é do tipo contínua sendo que realiza-se de 30 até 60% de recambio

diário dependendo da quantidade de resíduos presentes na água, e do volume de detritos observados durante o sifonamento diário do fundo dos tanques.

O extremo de descarga dos canos de drenagem chega até uma comporta onde a água cai dentro de coletores plásticos com telas que evitam que as larvas possam fugir, estes canos contêm sacos com fundo falso em suas válvulas com o propósito de diminuir o estresse dos animais . Os camarões coletados são devolvidos a seus respectivos tanques.

A alimentação nesta fase é realizada com intervalos de 2 em 2 horas dia e noite, correspondendo as horas pares a alimentação com artemia quando o estágio o requer e as horas ímpares a alimentação com dieta seca. Esta dieta seca cumpre uma função de complemento, sendo que o alimento vivo ou natural é imprescindível para um bom desenvolvimento dos camarões. A artemia é utilizada a partir de Protozoia II, pois, têm sido observado hábitos carnívoros. No entanto, o fornecimento deste crustáceo é mínimo.

O alimento seco é pesado previamente e armazenado em sacolinhas plásticas com a quantidade tabelada para esse dia e estágio, logo tudo é guardado na geladeira devidamente etiquetado para ser usado durante as horas da tarde e noite.

À respeito do uso de antibióticos nesta fase da larvicultura, este laboratório não os utiliza regularmente, sendo os principais a oxitetraciclina, a qual é usada em concentrações de 30 ppm para banhos dos náuplios. A eritromicina é outro tipo de antibiótico altamente eficaz. Concentrações de 1-2 ppm dão bons resultados, enquanto que acima de 3 ppm ocorrem grandes mortalidades bacterianas e inclusive microalgas a dependendo do estágio do camarão pode chegar a ocasionar alguma mortalidade. Este produto é fornecido bioencapsulado com artemia, ou com artemia congelada ou junto com a dieta seca. Na humidificação da dieta seca, coloca-se o antibiótico e mistura-se com água salgada filtrada de tal forma a aderir o químico às partículas da dieta seca e desta forma atuam internamente no camarão. A furazolidona, outro antibiótico amplamente usado na larvicultura, emprega-se com ajuda do álcool para aderí-lo às partículas de ração o dissolvê-lo antes de colocar na água.

Outro químico, a formalina (solução a 10%), sendo que concentrações de 20-35 ppm é usado a partir de P16-7 em diante, com a finalidade de diminuir a carga de protozoários competidores. No entanto, estes níveis podem causar quedas nos blooms algais. Para estádios larvais como Mysis, têm sido usados de 10-15 ppm, sendo que acima de 15 ppm causam grandes mortalidades, embora recomenda-se concentrações de 5 ppm como seguras especialmente na presença do protozoário *Vorticella sp* e *Zoothamium*. Nos estádios de protozoemia raramente utiliza-se este químico devido a sua alta toxicidade.

O treflan ou trifuralim como é conhecido comercialmente, utiliza-se para o combate de fungos, especialmente os dos gênero *Lagenidium*. Na preparação do tanque de cultivo, emprega-se para a estocagem dos náuplios concentrações de 0,1 ppm e EDTA na quantidade de 10 a 12 gramas para cada 1000 L, dando continuidade após as renovações. Dentro das medidas de biosegurança praticada estão: a) lavar todo o material que vai ser introduzido dentro dos tanques. Esta solução prepara-se a uma concentração de 100 ppm e tem uma duração de 24 horas. b) Limpeza dos pisos com hipoclorito de cloro e c) limitação das visitas.



Fig 18. Aclimação



Fig19. Ajuste de temperatura



Fig 20. Caixas de 60 L



Fig 21. Avaliação dos náuplios



Fig 22. Contagem



Fig 23. Complemento de volume



Fig 24. Lavagem dos náuplios



Fig 25. Transferência para os tanques



Fig 26. Tanque povoado



Fig 27. Bloom de microalgas

LARVICULTURA FASE II

Esta fase se realiza em tanques tipo race-way de grande capacidade , dispostos a céu aberto. A forma é de tipo retangular de fundo plano e construídos em alvenaria . As dimensões aproximadas são de 11 x 3 x 1.5 m, totalizando umas 48 toneladas de água. As entradas de ar são feitas através de tubulações PVC perfuradas dispostas em filas no comprimento do fundo do tanque e tendo 1 m de espaço entre elas, aproximadamente.

Nos estádios superiores a PL4 apresentam-se muitas variações nos tamanhos o que é traduzido como de má qualidade e por tanto seu preço é ajustado prévio acordo, sendo geralmente abaixo do estabelecido.

O sistema de drenagem e despesca é individual a cada tanque . O uso de drenadores individuais deve-se a que freqüentemente sistema fica entupido e é necessário tirar os drenadores para limpá-los. A caixa de despesca é da mesma forma e com as mesmas características do que a fase I.

O manejo da água compreende: renovação contínua em taxas de 10-50%, sendo que é realizada por períodos de 10-12 horas. Nestes cultivos utilizam-se as microalgas os quais provêm do setor de microalgas e são inoculadas nos tanques race-way 3 a 4 dias antes do povoamento com as PL-4.

A alimentação nesta fase é realizada basicamente com náuplios de *Artemia*, com biomassa congelada eacclimac-10, a qual é cultivada previamente guardada em blocos ou sacolinhas de acordo com um peso conhecido. O fornecimento de artêmia limita-se basicamente ao primeiro dia, pois é uma maneira de tentar diminuir os efeitos do estresse provocado por essa transferência. Rações secas são fornecidas de igual forma que na fase I da larvicultura. A contagem e transferência das larvas desde a fase I para os race-way é realizado mediante contadores cilíndricos transferindo-se de um sistema a outro com previa contagem volumétrica.



Fig 28. Coleta de pós-larvas

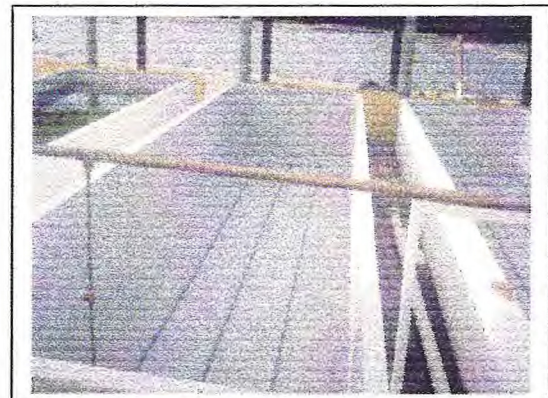


Fig 29. Aeração central



Fig 30. Bloom de microalgas



Fig 31. Race-way povoados



Fig 32. Contagem de pós-larvas



Fig 33. Secagem do pré-berçário



Fig 35. Coletor de Pós-larvas



Fig 34. Pré-berçário povoado

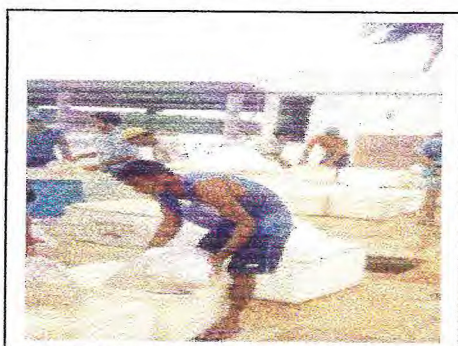


Fig 36. Embalagem de pós-larvas

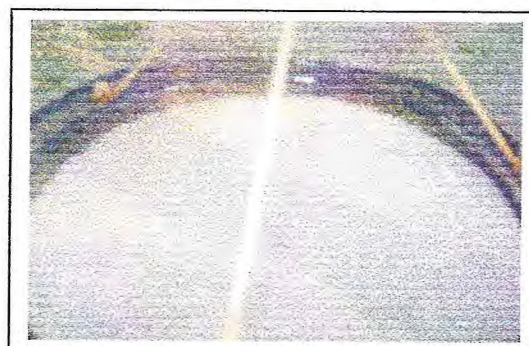


Fig 37. Comedouro do pré-berçário

Um fator de fundamental importância para o sucesso neste setor (larvicultura) é o acompanhamento diário, tanto populacional (sobrevivência) como também a verificação do desenvolvimento larval, pois através destas observações constantes é possível tomar grande parte das decisões no laboratório. Este acompanhamento é feito com o monitoramento de diário seguindo os requisitos das tabelas (anexos 7 e 8).

Os sub-estágios de desenvolvimento de cada fase se caracterizam por:

Náuplio

O Náuplio é a primeira larva que emerge do ovo. Todos os seus sub-estágios têm movimentos na água fazendo várias contrações mediante as quais se impulsionam 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 (Alfonso & Coelho, 1997). Seus sub-estágios se caracterizam por ;

N1 - Presença de duas espinhas caudais, sem a presença de sétulas recobrimdo as setas;

N2 - As setas já se apresentam totalmente recobertas por sétulas;

N3 - Existência de três pares de espinhas caudais, sendo que as laterais são menores que a central;

N4 - Presença de cinco pares de espinhas caudais, podendo observar-se ainda na sua face ventral as maxilas e maxilípedes;

N5 - Existência de sete pares de espinhas caudais e nota-se facilmente o engrossamento proeminente da base da mandíbula com uma superfície mastigatória de algumas fileiras de pequenos dentes.

A fase de Náuplio tem duração média de 36 horas, e os Náuplios não se alimentam do meio, dependendo a sua nutrição exclusivamente das reservas do vitelo presente no ovo.

Protozoéia

Segundo Alfonso & Coelho (1996), essa fase surge após a metamorfose do N5, representando uma mudança radical sofrida pelo animal. Nela se observam claramente o cefalotórax e o abdômen. Nadam constantemente para adiante, ainda que a primeira Protozoéia possa conservar os movimentos intermitentes dos náuplios durante os primeiros momentos. Os apêndices para alimentação se fazem funcionais, e as antenas e espinhas caudais são mais desenvolvidas. Os sub-estágios dessa fase se caracterizam por :

Pz1 - Presença de um par de olhos compostos, ainda não separados e cobertos pela carapaça. O ocelo, situado entre os olhos persiste neste sub-estágio;

Pz2 - Presença de olhos compostos penducunlados característicos do grupo. Um par de espinhas supraorbitais bifurcados são próprios de Pz2. Também possuem um rostrum bem definido na porção anterior do cefalotórax;

Pz3 - Conta com espinhas dorsais em cada um dos segmentos abdominais e um par de espinhas laterais no quinto segmento. As espinhas supraorbitais são simples, e a aparição dos urópodos a cada lado do telson define claramente este sub-estágio.

Nesta fase cada sub-estágio tem duração média de 36 horas, e a alimentação é totalmente dependente do meio, portanto é preciso estar alerta para a passagem de fase.

Mysis

Estas larvas quando observadas vivas têm a aparência de um camarão em miniatura. A o seu corpo é encurvado na região abdominal sendo claramente distinguíveis das Protozoéias por isso e pela forma característica dos seus movimentos na água. Nadam mediante contrações musculares do abdômen dando saltos para trás e ficando suspensos na água por alguns instantes (Alfonso & Coelho, 1996). As características principais dos sub-estágios desta fase são ;

M1 - Presença de rudimentos do pleópodos em cada segmento abdominal, além de um telson comprido (ainda bilobulado) com seus correspondentes urópodos totalmente desenvolvidos. Os pereiópodos se observam também desenvolvidos;

M2 - Os pleópodos apresentam-se em desenvolvimento, mais ainda não segmentados. Os dois lóbulos do telson começam a unir-se;

M3 - Os pleópodos já aparecem segmentados e os dois lóbulos do telson já estão unidos. Nos extremos dos pereiópodos aparecem quelas visíveis.

Todas estas trocas morfológicas dos pleópodos são apreciáveis ao microscópio e constituem o elemento fundamental para distinguir rapidamente cada um dos sub-estágios entre si. A duração aproximada de cada sub-estágio é de 24 horas, e a alimentação é um importante fator de influência da coloração.

Pós-larvas

Este pequeno camarão, quando recém mudado, ainda conserva os movimentos natatórios de Mysis durante um curto tempo. As pós-larvas nadam para diante, por meio de movimentos ativos dos pleópodos (Setáceos). Essa funcionalidade dos pleópodos é a característica principal que os distingue de Mysis, além do uso dos pereiópodos para agarrar e arrastar-se (Alfonso & Coelho, 1998).

Neste estágio desaparecem os espinhos supraorbitais, e o rostrum apresenta uma espinha dorsal.

O número de sub-estágios de pós-larvas varia, e seu reconhecimento é baseado em detalhes morfológicos difíceis de serem determinados de forma rápida e prática. Para simplificar esta nomenclatura, os cultivadores nomeiam convencionalmente as pós-larvas segundo o número de dias que transcorre no estágio. A larva M3, quando sofre metamorfose, é chamada de pós-larva 1 (PL1), já no dia seguinte ela é chamada de PL2, e assim sucessivamente.

As primeiras PL's são pelágicas, e paulatinamente adquirem caráter bentônico, tomando-se exclusivamente bentônicas ao alcançarem a fase de PL6

Tabela 1

Meio Conway (Walne, 1974) de cultivo de Microalgas

Solução principal- Cepário (Fervida)	
Reagentes	Quantidades
EDTA	90,0g
H ₃ BO ₃	67,2 g
NaNO ₃	200,0 g
Na ₂ H ₂ PO ₄ 2H ₂ O	40,0 g
MnCl ₂ 4H ₂ O	0,72 g
FeCl ₃ 6H ₂ O	2,6 g
Água destilada	2,0l
Solução Traço	2,0ml

*Usar 2,0ml para cada litro de água marinha

Solução traço (Autoclavada a 111 °C)	
Reagentes	Quantidades
	0,21g
	0,20g
(NH ₄)Mo ₄ O ₂₄ 4H ₂ O	0,09g
CUSO ₄ 5H ₂ O	0,20g
Água destilada	10,0ml

Solução de Silicato (Autoclavada a 111 °C)	
Reagentes	Quantidades
NaSiO ₃ 5H ₂ O	5,10g
Água destilada	100,0ml

Solução de Vitaminas (Autoclavada a 111 °C)	
Reagentes	Quantidades
Citonerium 5000 MERCK	1 ampola
Água destilada autoclavada	50,0ml

*Usar 0,1ml para cada litro de água marinha

Tabela 2

Meio Seafdec (Yamashita & Pinto, 1984) modificado de cultivo de Microalgas

Solução principal – 1 (Chaetoceros)	
Reagentes	Quantidades
Uréia	600,0g
Superfosfato triplo (SPT)	300,0g

Dissolver em 10,0l de água doce, e usar 1,0l para cada 1000,0l de água marinha.

Solução de Ferro	
Reagentes	Quantidades
Cloreto de Ferro (FeCl_3)	40,0g
Água destilada	1,0l

Usar 40,0ml desta solução para 1000l de água marinha

Solução de Silicato	
Reagentes	Quantidades
Silicato de Sódio	1,0l

Usar 15,0ml desta solução para 1000l de água marinha. Antes de colocar esta solução em água marinha ela deve ser diluída em um pouco de água doce (~300,0ml).

Solução principal - 2 (Clorophyceas)	
Reagentes	Quantidades
Sulfato de Amônia	750,0g
Superfosfato Triplo (SPT)	125,0g
Uréia	37,5g
Água Doce	5,0l

Usar 40,0ml desta solução para 1000l de água marinha.

Anexo 1

Tratamento da água marinha

Para o tratamento da água marinha são usados os seguintes reagentes na sequência:

- Cloro

O cloro utilizado no tratamento da água é comprado já preparado na concentração de 12% e tem função bacteriostática.

Utilizam-se 100,0 ml de cloro para cada 1.000l de água marinha, permanecendo este por uma hora.

- Tiosulfato de Sódio

A solução de Tiosulfato de Sódio é colocada na água com o objetivo de retirar o cloro, pois passado uma hora, acredita-se que este já tenha eliminado as bactérias existentes na água marinha. Ele é preparado dissolvendo-se 10,0 g de tiosulfato de Sódio em 100,0 ml de água doce.

O Tiosulfato é usado na quantidade de 50,0 ml para cada 1.000l de água marinha, e permanece por 1 hora para que possa retirar todo o cloro existente. Passado 1 hora realiza-se um teste para saber se ainda há cloro, caso haja coloca-se mais 10,0 ml de tiosulfato e aguarda-se aproximadamente 20 minutos. Não havendo mais resíduos, de cloro coloca-se então EDTA.

- EDTA

O EDTA é preparado com a dissolução de 20,0 g de EDTA em 100,0 ml de água doce. Essa solução é colocada com a função de quelar os metais pesados e melhorar a qualidade da água.

A quantidade de EDTA utilizada é de 50,0 ml para cada 1.000 l de água marinha, podendo esta água já ser aproveitada aproximadamente 1 hora depois da aplicação do EDTA.

Obs: Caso o tanque não seja aproveitado no mesmo dia, trata-se a água somente com cloro, deixando Tiosulfato e EDTA para serem colocados no dia seguinte.

Anexo-3

Cálculo da Eficiência de Eclosão dos cistos de Artemia

Colocada a amostra de 1 ml das Artemias eclodidas em 1l de água marinha e aerada, retiram-se 3 amostras com uma pipeta de 10 ml e faz-se a contagem das Artemias existentes. Contadas as Artemias das 3 amostras retira-se a média aritmética, encontrando-se a quantidade de náuplios de Artemia em 10 ml .

Encontrado este valor, realiza-se uma regra de 3 e encontra-se a quantidade de náuphos de Artemia em 1.000 ml (1,0 l). Para se ter o valor da eficiência, basta dividir o número de náuplios de Artemia/litro pela quantidade de cistos de artemia utiizada(g) e multiplicar este valor pelo volume do balde(ml), de acordo com a seguinte expressão:

$$E\% = \frac{Q_A \times V_b}{Q_{CIS}} \quad , \text{onde:}$$

E% = Eficiência de eclosão dos cistos de Artemia.

QA = Quantidade de Artemias

Vb = Volume do balde (ml),

QCIS = Quantidade de cistos de Artemia utilizados (g).

Anexo-4

Cálculo da quantidade de Artemias vivas fornecidas as Pós-larvas.

A quantidade de Artemias vivas fornecidas as Pós-larvas, é calculada com base no volume de Artemias existente nos baldes, e na necessidade do indivíduo, que varia de acordo com o seu estágio de desenvolvimento larval. O valor da necessidade de cada indivíduo é encontrado na tabela do anexo-7.

O fornecimento de Artemias vivas é feito 3 vezes ao dia, as 12:00, 18:00 e 24:00 horas. O resultado da quantidade fornecida é obtida através da seguinte expressão:

$$Q_{AV} = \frac{V_b}{V_{tab} \times N_t}, \text{ onde:}$$

Q_{AV} = Quantidade de Artemias vivas fornecidas;

V_b = Volume do balde com Artemias (15.000 a 24.000 ml);

V_{tab} = Valor tabelado da necessidade de Artemias/ind. (Anexo-7);

N_t = Número do tanques existentes na larvicultura.

Anexo 5

Cálculo do número de cumbucas de Artemia congeladas

Para se saber o número de cumbucas com Artemias congeladas que se podem fazer a partir de um determinado volume, primeiramente tem que se saber qual o volume que deve ser colocado em cada sacola e, para isto, utiliza-se a seguinte expressão:

$$V_s = \frac{C_{A/ml}}{Q_A} \quad \text{onde:}$$

V_s = Volume de Artemias na sacola (ml);

$C_{A/ml}$ = Concentração de Artemias (6.000.000 Artm/cumb);

Q_A = Quantidade de Artemias (Calculada no Anexo-8).

Anexo 6

Cálculo da quantidade residual de Artemias dos tanques de larvicultura.

A quantidade residual de Artemias é calculada através de amostragens, onde inicialmente retira-se de cada tanque 4 amostra de 20 ml e realiza contagem das Artemias vivas.

Com posse das contagens é retirada uma média aritmética, a qual deve ser dividida pelo valor da amostra (20 ml), para se ter o valor da concentração de Artemias/ml.

Para que a contagem do residual seja considerada normal, o resultado tem que ser menor ou igual a 0,35 Artemias/ml. Se o valor da contagem apresentar-se igual ou inferior a 0,5 as Artemias vivas devem ser fornecidas normalmente, caso a contagem apresente-se superior a este valor, deve-se suspender o fornecimento de Artemias até que diminua. Com a persistência na não diminuição deste valor, é bom verificar as condições dos tanques e o estágio de desenvolvimento das larvas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALFONSO, E.; COELHO, M.A. **Biologia de Camarão Marinho: Estádios Larvais**. Florianópolis: Curso Internacional sobre Produção de Pós-larvas de Camarão Marinho. Laboratório de Camarões Marinhos – LCM da Universidade Federal de Santa Catarina, 1996, p. 7-16.

ALFONSO, E., L. MARTÍNEZ, R. GELABERT & S. LEAL, 1988. **Alimentación de larvas del camarón *Penaeus schmitti***, I: Diatomeas y flagelados. *Rev. Invest. Mar.* 9 (1) : 47-52.

ANREATTA, E. R.; ALFONSO, E. **Estado da Produção Mundial de Pós-larvas de Camarões Marinhos**. Florianópolis: Curso Internacional sobre Produção de Pós-larvas de Camarão Marinho. Laboratório de Camarões Marinhos – LCM da Universidade Federal de Santa Catarina, 1996, p. 1-6.

FAO. **Aquaculture Production Statistics 1987 – 1996**. FAO Fisheries Circular.n 815, Rev. 10. FAO, ROME, ITALY. 31p. 1998.

LIAO, I-C, H-M. SU y J.LIM 1983. **Larval foods for penaeids prawns**. En: Handbook of Mariculture (J.J. Mc Vey, ed.), Crustacean Aquaculture, vol. 1: 43-69.

MILLAMENA, C., CASALMIR, C. & SUBOSA, P. 1991. **Performace of recirculating systems for prawn hatchery and broodstock maturation tanks**. *Aquacultural Engineering, Barking*, v. 10, p.161-171.

ROCHA, I. P.; RODRIGUES, J. **Carcinicultura Marinha – Uma Nova Realidade para o Fortalecimento do Setor Primário do Nordeste brasileiro**. *Revista da ABCC, Recife*, n.3, p. 32-36, dez. 2000.

ROSENBARRY, B. **World shrimp Farming**, *Shrimp News International*. San Diego, EUA, 283 pp. 1999.

YAMASHITA, C.; PINTO, M. **Uso de Diferentes Espécies de Algas na Alimentação de Camarão *Penaeus brasiliensis* no Estágio de Zoea**. EMPARN: Bol. Pesquisa n. 9, 18pp. 1984.