



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

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES TÉCNICAS DO SETOR DE  
MATURAÇÃO DA TECMARES MARICULTURA LTDA, LOCALIZADA EM  
PORTO DE GALINHAS, MUNICÍPIO DE IPOJUCA, PERNAMBUCO**

**IRLANDA AGUIAR DE SÁ RORIZ**

---

**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  
SETEMBRO/2002**



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)

---

R693a Roriz, Irlanda Aguiar de Sá.

Acompanhamento das atividades técnicas do setor de maturação da Tecmares Maricultura Ltda, localizada em Porto de Galinhas, município de Ipojuca, Pernambuco / Irlanda Aguiar de Sá Roriz. – 2002.

43 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2002.

Orientação: Prof. Me. José Jarbas Studart Gurgel.

Orientador Técnico: Bel. Célio Neiva Tavares.

1. Engenharia de Pesca. 2. Camarões. I. Título.

CDD 639.2

---

**COMISSÃO EXAMINADORA:**

---

**Prof. MSc. José Jarbas Studart Gurgel** L  
**Orientador/Presidente**

---

**Prof. MSc. José William Bezerra e Silva**  
**Membro**

---

**Prof. PhD. Marco Antônio Igarashi**  
**Membro**

**Orientador Técnico:**

---

**Engº de Pesca Célio Neiva Tavares**  
**Tecmares Maricultura Ltda**

**VISTO:**

---

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

---

**Profª Maria Selma Ribeiro Viana**  
**Coordenadora do Curso de Engenharia de Pesca**

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, por me proteger e me auxiliar nos momentos mais difíceis de minha vida.

Às minhas mães, Maria Teresa, Tia Zeza e Tia Fáfa, que sempre me auxiliaram em tudo, e as tias Inês e Margarida.

Aos "irmãos" e "irmãs" Donaldson, Ana Cristina, Caroline, Ricardinho, Luciana, Renata, Daniella, Rodrigo, Árciles e ao pessoal dos Fulldogs.

Ao meu namorado Thiago, que me deu incentivo quando mais precisei, e aos amigos de Recife: Marina, Léo, Fox, Ive, Paulo, Marcos, Marcelo, Alexandre, Alfredo e minha sogra, Hevilda.

A todos os meus professores do Departamento de Pesca da UFC, em especial ao meu orientador, Professor José Jarbas Studart Gurgel e ao Professor José William Bezerra e Silva, por Ter me orientado durante grande parte do meu curso. Ao pessoal da Estação de Piscicultura e aos funcionários do DEP, em especial à Leni e Edílson.

Aos funcionários e amigos da Sea Farm e da Aquanorte, especialmente ao biólogo Jorge Nicolau, Socorro, Sabino e Atanael.

Aos professores da UFRPE, Paulo de Paula e Alfredo Olivera.

Aos Engenheiros de Pesca Itamar de Paiva Rocha e Célio Neiva Tavares, por terem viabilizado a realização desse trabalho.

A todos os funcionários da Tecmares que conviveram comigo durante o período do estágio, em especial a Railis, Batista, André, Edson, Altair, Célio, Valmir, Abdnaldo, Evandro, Elza e Regina.

A todos que conviveram comigo durante o período em que cursei a UFC.

## SUMÁRIO

	Página
Resumo .....	III
Lista de figuras.....	IV
Lista de tabelas .....	IV
Lista de anexos .....	IV

	Página
1. Introdução .....	01
2. Material e métodos .....	05
2.1. A Empresa .....	05
2.1.1. Localização .....	05
2.1.2. Instalações .....	05
2.1.3. Sistema de captação e abastecimento de água .....	06
2.1.4. Sistema de aeração .....	07
2.1.5. Setor de maturação .....	07
2.1.5.1. Sala de maturação .....	08
2.1.5.2. Sala de desova .....	09
2.1.5.3. Sala de eclosão de náuplios .....	09
2.1.5.4. Sala de lavagem de náuplios .....	10
2.1.5.5. Sala de microscopia .....	10
2.1.5.6. Sala de alimentação .....	10
2.1.5.7. Tanques externos .....	11
2.1.6. Setor de larvicultura .....	11
2.1.7. Setor de cultivo de microalgas .....	12
2.1.8. Setor de <i>Artemia sp</i> .....	12
3. Resultados e discussão .....	13
3.1. Classificação e anatomia da espécie .....	13
3.2. Ciclo de vida do camarão marinho <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	14
3.3. Biologia reprodutiva da espécie .....	15
3.3.1. Sistema reprodutivo .....	15
3.3.2. Desenvolvimento ovariano .....	16
3.3.3. Comportamento de acasalamento .....	17
3.3.4. Fecundidade, desova e qualidade dos ovos .....	17
3.3.5. Estádios larvais .....	18
3.4. Técnicas de manejo .....	20
3.4.1. Formação dos plantéis de reprodutores .....	21
3.4.1.1. Seleção e transferência de reprodutores .....	22
3.4.1.2. Preparação dos tanques de maturação .....	23
3.4.1.3. Tratamento anti-estresse .....	23
3.4.1.4. Tratamento com antibióticos e quimioterapêuticos .....	23
3.4.2. Indução a maturação .....	24
3.4.2.1. Manipulação hormonal (ablação) .....	25

3.4.2.2. Manipulação ambiental .....	26
3.4.2.3. Manipulação nutricional .....	26
3.4.3. Checagem das fêmeas maduras .....	27
3.4.4. Desova .....	28
3.4.4.1. Preparação do tanque de desova .....	28
3.4.4.2. Devolução das fêmeas .....	28
3.4.4.3. Coleta de ovos .....	29
3.4.4.4. Contagem de ovos .....	30
3.4.4.5. Controle de fertilidade .....	30
3.4.4.6. Eclosão de náuplios .....	30
3.4.4.7. Coleta de náuplios .....	31
3.4.4.8. Transferência e lavagem de náuplios .....	31
3.4.4.9. Embalagem dos náuplios para venda .....	31
3.4.5. Sifonagem .....	32
3.4.6. Contagem de mudas e animais mortos .....	32
3.4.7. Dados de produção .....	33
4. Conclusões .....	34
Referências bibliográficas .....	35
Anexos .....	37

## RESUMO

O camarão cinza *Litopenaeus vannamei* é amplamente cultivado no Nordeste do Brasil. Este relatório contém as atividades do estágio supervisionado, realizado no período de 08 de maio a 19 de julho no setor de maturação do Laboratório da Tecmares Maricultura Ltda, localizado em Porto de Galinhas, município de Ipojuca, Pernambuco. O presente trabalho tem o objetivo de descrever as diferentes etapas do setor de maturação, em condições de cativeiro. Os reprodutores são oriundos do próprio laboratório, sendo os mesmos despescados dos viveiros, selecionados e levados para os tanques de maturação em caixas de isopor. A salinidade da água dos tanques de maturação, de início, é a mesma dos viveiros, sendo depois aclimatada até a salinidade desejada. A maturação gonadal foi manipulada através da interação de técnicas de indução à maturação (manipulação hormonal-ablação, ambiental e nutricional). O acasalamento ocorreu nos tanques de maturação, e apenas as fêmeas copuladas foram levadas aos tanques de desova coletiva. Os ovos foram coletados, contados e encaminhados aos carboys de eclosão. Após a eclosão os náuplios foram coletados, contados e lavados, sendo depois disponibilizados ao setor de larvicultura, ou então para serem vendidos a outros laboratórios.

**LISTA DE FIGURAS**

	<b>Página</b>
01. Esquema de distribuição de água .....	07
02. Tanques de maturação utilizados na Tecmares .....	08
03. Coletor de ovos .....	09
04. Caixas de lavagem de náuplios .....	10
05. Vista lateral de um camarão marinho <i>Litopenaeus vannamei</i> macho .....	13
06. Ciclo de vida de camarões peneídeos .....	14
07. Vista ventral de partes do tórax de um macho e de uma fêmea .....	15
08. Estádios de maturação .....	16
09. Comportamento reprodutivo típico de <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	17
10. Fase de náuplio .....	19
11. Fase de protozoa .....	20
12. Fase de mysis .....	20
13. Fase de pós-larva .....	20
14. Fêmea com anel de marcação .....	25
15. Coleta de ovos .....	29
16. Coleta de náuplios .....	31

**LISTA DE TABELAS**

	<b>Página</b>
01. Dieta fornecida aos reprodutores e horário de arraçoamento .....	27
02. Percentagem correspondente a biomassa total de animais .....	27
03. Taxa de fertilidade e eclosão, no mês de junho de 2002 .....	33

**LISTA DE ANEXOS**

	<b>Página</b>
01. Identificação taxonômica do camarão marinho <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	28
02. Morfologia funcional do camarão .....	28

## ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES TÉCNICAS DO SETOR DE MATURAÇÃO DA TECMARES MARICULTURA Ltda, LOCALIZADA EM PORTO DE GALINHAS, MUNICÍPIO DE IPOJUCA, PERNAMBUCO.

IRLANDA AGUIAR DE SÁ RORIZ

### 1. INTRODUÇÃO

O cultivo de camarão marinho teve origem no Mediterrâneo, por volta do século 15 A.D. Contudo, a modernização da atividade ocorreu por volta dos anos 30, com o Japão conseguindo, em condições controladas, uma produção em larga escala de pós-larvas de *Penaeus japonicus*. A partir dos anos 70, com a propagação das técnicas de cultivo em países tropicais e subtropicais, a carcinicultura marinha começou a se destacar no cenário mundial (NUNES, 2001).

A carcinicultura foi introduzida no Brasil, por volta dos anos 70, quando ocorreram os primeiros experimentos com a espécie nativa *P. brasiliensis* e a espécie exótica *P. japonicus*. Só a partir de 1993, com a disponibilidade de pós-larvas do *Litopenaeus vannamei*, a atividade despontou no País. A introdução desta espécie tem apresentado decisiva colaboração na retomada do desenvolvimento da carcinicultura nacional, viabilizando a intensificação do processo produtivo de diversas fazendas, promovendo em contrapartida a reestruturação de importantes setores afins, como a indústria de rações, laboratórios de produção de pós-larvas e plantas de processamento. O litoral nordestino é considerado ideal para o cultivo de camarões marinhos, devido às extensas áreas costeiras com temperaturas elevadas, possibilitando o cultivo durante todo o ano. Possuindo cerca de 300.000 hectares propícios para a exploração da carcinicultura marinha, onde poderão ser produzidos um milhão de toneladas por ano e gerar uma renda de US\$ 6 bilhões anuais, além de 1,5 milhões de empregos diretos e indiretos, transformando toda a situação sócio-econômica da região (ROCHA, 1999).

A carcinicultura é a atividade da Aqüicultura que mais tem se desenvolvido nos últimos anos, devido a uma crescente demanda e valor econômico em ascensão. Apesar de muitos peixes marinhos e crustáceos poderem ser cultivados, o camarão marinho é sem dúvida a espécie mais valiosa. Sendo amplamente consumida nos países desenvolvidos, graças ao atributo de ser uma fonte de alimento que apresenta baixos níveis de calorias, alcançando níveis mínimos na relação gordura/proteína (OLIVEIRA SILVA et al, 1996).

Das mais de 400 espécies de camarões marinhos que existem, 25 delas têm sido cultivadas comercialmente em diferentes países. Dessas, 110 pertencem a uma mesma família (*Peneidae*). No entanto, sete ou oito espécies sustentam a maior parte da produção mundial de camarão de cultivo, já que nem todas as espécies de camarões são adequadas para cultivo em cativeiro. Estima-se que as espécies *Farfantepenaeus merguensis*, *F.chinensis*, *Penaeus monodon*, *Litopenaeus vannamei*, *L. stylirostris*, *Fenneropenaeus indicus*, *Marsupenaeus japonicus* e *Metapenaeus ensis* respondam por cerca de 90% da produção de camarões cultivados.

Escolher corretamente as espécies para o cultivo ainda é assunto atual, especialmente porque no rol das características produtivas, não há espécie que reúna todas as características desejáveis. As principais espécies de camarão cultivado no mundo são *Penaeus monodon*, no Oriente, e o *Litopenaeus vannamei*, no Ocidente. O *P. monodon* é uma espécie cultivada em quase todos os países asiáticos, tendo origem no Oceano Índico e na parte Sul Ocidental do Oceano Pacífico. Alcança comprimento máximo de até 250 mm e participa com 56% da produção mundial cultivada. O *L. vannamei* é uma espécie nativa da costa Sul-americana do Oceano Pacífico, que vai do Peru ao México e participa com 16% da produção mundial. Apresenta comprimento de até 230 mm (BRASIL, 2001), além de grande rusticidade, tendo possibilitado a obtenção dos melhores índices zootécnicos alcançados no hemisfério Ocidental (BARBIERI JUNIOR, 2001). O Brasil cultiva predominantemente o *L. vannamei*, o qual adaptou-se bem aos ecossistemas costeiros.

O avanço tecnológico na década de 80, com tendências para cultivos mais intensivos, gerou progressivos aumentos de produção. O surgimento de viroses na década de 80, como a síndrome de Taura (TS) e na década de 90 a mancha branca (WSSV), causou um decréscimo na produção do Hemisfério Oriental, atingindo grandes países produtores como a Tailândia, Taiwan, Indonésia e China, que até 1992 era o maior produtor em todo o mundo, com mais de 200.000 toneladas, em 1994 teve a sua produção reduzida a apenas 60.000 toneladas (FAO, 2000).

No final dos anos 90, essas viroses atacaram países produtores da América do Sul, notadamente Peru, Panamá e Equador. Tais ataques tiveram conseqüências devastadoras na produção de camarões marinhos desses países, e por outro lado, fez com que os produtores brasileiros tomassem uma medida de proteção nacional, que foi o fechamento completo do seu ciclo reprodutivo, inicialmente em 1982 e de maneira definitiva em 1997, ou seja, o Brasil a partir desta data não importava mais camarões vivos, evitando dessa forma a presença desses vírus através da importação de reprodutores (GUERRELHAS, 2001).

A produção comercial de camarão marinho cultivado precisa dispor de pós-larvas para a engorda, não podendo depender daquelas coletadas em ambiente natural. Isso se deve, em primeiro lugar, às grandes quantidades de pós-larvas requeridas pelas fazendas de cultivo, as quais são impossíveis de serem obtidas em ambientes naturais. Em segundo lugar, pelas larvas não estarem disponíveis durante todas as épocas do ano nestas áreas.

Mundialmente os laboratórios ainda possuem elos frágeis na cadeia de produção e ainda estão enfrentando diversos problemas relacionados principalmente com a qualidade da água, enfermidades, alimentação e manejo, questões que repercutem na sobrevivência e na qualidade das pós-larvas. Muitas dessas dificuldades vêm sendo solucionadas com técnicas modernas da biologia e de outras ciências. É certo que muito em breve os produtores de pós-larvas, em laboratórios, contarão com conhecimentos suficientes para vencer estes problemas e criar métodos tecnologicamente avançados de alta produtividade.

Ao todo, são 22 unidades de produção comercial de pós-larvas de camarão marinho em operação no Brasil. Deste total 8 unidades estão localizadas no Rio Grande do Norte, 4 no Ceará, 3 na Bahia, 2 em Pernambuco, 2 no Piauí, 1 na Paraíba, 1 no Espírito Santo e 1 em Santa Catarina. Informa-se que 15 unidades possuem setor de maturação, sendo 4 no Rio Grande do Norte, 3 na Bahia, 2 em Pernambuco, 2 no Piauí e 1 no Ceará, Paraíba, Espírito Santo e em Santa Catarina (ROCHA, 2002).

A reprodução artificial dos camarões será, além de responsável pelo povoamento dos cultivos na sua totalidade, a base para os programas de melhoramento genético e produção de híbridos de qualidade superior. Atualmente se espera que o cultivo de larvas, que já atingiu índices importantes de produtividade, venha a revolucionar no direcionamento da qualidade das pós-larvas.

O objetivo deste trabalho é descrever os processos de reprodução assim como as técnicas aplicadas no setor de maturação do laboratório da Tecmares Maricultura Ltda, com relação às etapas do ciclo reprodutivo da espécie, em condições de cativeiro.

## **2. MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1. A Empresa**

#### **2.1.1. Localização**

O laboratório de larvicultura de camarão marinho da Tecmares Maricultura Ltda, está localizado na Avenida Beira Mar (s/n), Praia de Porto de Galinhas, Município de Ipojuca, Estado de Pernambuco.

#### **2.1.2. Instalações**

O laboratório possui como áreas de apoio o sistema de distribuição de água doce e salgada, sistema de distribuição de ar, sistema de aquecimento de água, energia elétrica, filtração de água e reservatórios. Está dividido ainda em quatro setores: maturação, larvicultura, cultivo de algas e eclosão de *Artemia* sp., possibilitando desta forma, o funcionamento adequado e a interação entre os setores. Conta ainda com sete viveiros de 0,5 ha cada, destinados à criação de reprodutores para abastecer o setor de maturação do laboratório, a cada renovação de plantel, sendo que apenas três encontram-se povoados.

#### **2.1.3. Sistema de captação e abastecimento de água**

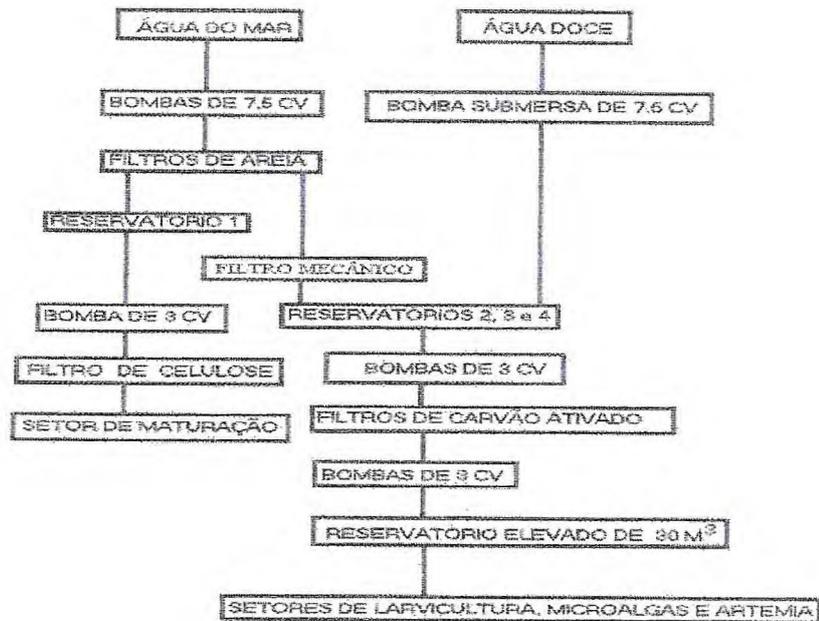
O abastecimento de água é realizado em local distante de centros produtores de poluição. A água deve possuir as características físico-químicas adequadas a espécie cultivada, tais como salinidade entre 34 e 36‰, pH entre 7,5 e 8,5 e temperatura entre 26 a 28°C, parâmetros estes verificados diariamente nos reservatórios.

A captação da água salgada é realizada por duas bombas de 7,5 CV de potência e capacidade de sucção de 28 m<sup>3</sup>/h, através de uma tubulação sob a terra, com um comprimento total de 60 m, que vai desde a casa de bombas até o

mar. Após a casa de bombas, a água passa por filtros de areia. Em seguida a água é direcionada para os reservatórios. São quatro reservatórios de 200 toneladas cada, sendo um destinado ao setor de maturação e três aos setores de larvicultura, algas e *Artemia* sp.

O reservatório destinado ao setor de maturação não recebe água do sistema geral de tratamento. Para esse setor, o tratamento da água ocorre em tanques externos de 40.000 litros de água, sendo apenas necessário para os setores de desova e eclosão. A água é remetida ao setor por uma bomba de 3 CV, passando por filtros de celulose com poros de 1 $\mu$  (micrômetro). Os demais reservatórios recebem tratamento de cloro e EDTA, além de receberem a água filtrada por filtro mecânico de 1 $\mu$  cada.

A água para os setores de larvicultura, algacultura e cultivo de *Artemia* sp. tem sua salinidade diminuída ainda no reservatório, através do uso de água doce captada do lençol freático (poço artesiano), com auxílio de uma bomba submersa de 7,5 CV de potência. Após diminuição da salinidade, duas bombas de 3,0 CV cada uma, retiram a água dos reservatórios para os setores em questão, passando por uma bateria de filtros de carvão ativado. A água é direcionada para um reservatório elevado sendo em seguida distribuída por gravidade (Figura 01). A água a ser usada no setor de larvicultura ainda sofre um processo de aquecimento através de uma caldeira, que funciona com gás liquefeito de petróleo (GLP), tendo a função de regular a temperatura em torno de 31°C.



**Figura 01-** Esquema de distribuição de água

#### 2.1.4. Sistema de aeração

O ar que é fornecido a todos os setores do laboratório provém de cinco compressores radiais, sendo quatro com potência de 7,5 CV cada um e um com potência de 1,0 CV, destinado ao setor de algas, conectados a um grupo gerador de 50 KVA. Na falta de energia elétrica este grupo gerador é ligado automaticamente.

#### 2.1.5. Setor de maturação

O setor é composto por: sala de maturação, sala de desova, sala de eclosão de náuplios, sala de lavagem de náuplios, sala de microscopia e sala de alimentação, além de dois tanques externos.

### 2.1.5.1. Sala de maturação

Encontra-se em local abrigado do som externo e da circulação de funcionários dos outros setores do laboratório, tendo ingresso restrito aos funcionários do setor. Possui 15 tanques circulares de fibra de vidro, com capacidade para 6.000 litros de água cada um, pintados com tinta epóxi preta, por ser mais resistente aos produtos químicos utilizados na limpeza. Possui pequena declividade e drenagem no centro, facilitando a renovação da água e a retirada de excrementos e restos de alimento (Figura 02). A altura da lâmina d'água varia de 35 a 50 cm, a qual proporciona uma melhor visibilidade durante as observações do desenvolvimento dos ovários, facilitando, ainda, a sifonagem dos restos de alimentos e excrementos e o manuseio da captura de fêmeas ovígeras.



**Figura 02** - Tanques de maturação utilizados no Laboratório da Tecmares.

A drenagem de cada tanque é feita por tubo de PVC, com 100 mm de diâmetro, tendo em sua superfície uma grade protetora também em PVC, com o intuito de não deixar que as carapaças e nem os camarões desçam pelo dreno. Este tubo é encaixado em outro com redução de 100 para 50 mm, que por sua vez é conectado a um joelho de 50 mm, onde se encaixa na tubulação que dará saída para o exterior do tanque. A cada três baterias de tanques, existe uma canaleta, que possibilita a renovação contínua da água e sua drenagem total.

Cada tanque possui um sistema de água salgada, com entrada em dois pontos paralelos que proporcionam uma circulação horizontal da água, e também linhas de ar, distribuídas em quatro mangueiras de  $\frac{3}{16}$  polegadas, conectadas na

tubulação de ar que desce em cada tanque, com pedras porosas nas extremidades, com a função de dispersar o ar em bolhas menores, o que aumenta a área de contato do ar com a água.

#### **2.1.5.2. Sala de desova**

Possui dois tanques de fibra de vidro de cor preta, destinados a desova das fêmeas copuladas, com capacidade para 20.000 l de água cada. Possui um sistema de água doce, salgada, e linha de ar. A tubulação de ar dentro dos tanques é formada por um tubo de PVC de 20 mm em forma de "L". Próximo aos tanques ficam dois coletores, um para cada tanque, de cor preta, com capacidade aproximada de 650 litros de água. Este possui em sua parte interna um cinturão revestido com malha de 100  $\mu$  (Figura 03).



**Figura 03 - Coletor de ovos**

#### **2.1.5.3 - Sala de eclosão de náuplios**

Contêm oito incubadoras cilindro-cônicas de fibra de vidro, denominadas "carboys", com capacidade para 500 litros de água cada uma.

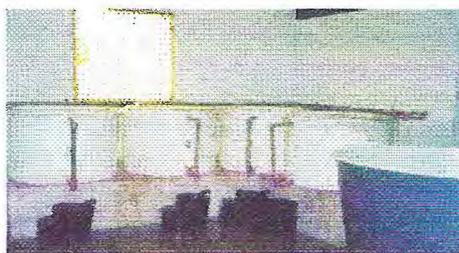
Possui ainda um balcão para contagem de ovos e náuplios, além de seis coletores com capacidade para 15 litros de água cada. Possui sistema de água doce, salgada e suprimento de ar. Este é fornecido por meio de tubos de PVC de 20 mm, localizados ao lado dos "carboys" e conectados a mangueiras de  $3/16$  polegadas, com pedras porosas em suas extremidades, sendo duas mangueiras por carboys.

A sala ainda conta com um sistema de energia elétrica, a fim de fornece-la para as resistências, que são utilizadas para aumentar a temperatura da água

durante a eclosão dos ovos, e focos de luz, utilizados para atrair os náuplios quando na coleta.

#### **2.1.5.4 - Sala de lavagem de náuplios**

A sala possui quatro caixas brancas de fibra de vidro, cada uma com capacidade para 270 litros de água. Em cada uma delas fica acomodado um filtro de 69,5 cm de diâmetro, feito em fibra de vidro, coberto com malha de 100  $\mu$ . Possui ainda um sistema de água salgada e linha de ar que é distribuído com mangueiras e pedras porosas, sendo uma por caixa (Figura 04).



**Figura 04-** Caixas de lavagem de náuplios

#### **2.1.5.5. Sala de microscopia**

Possui microscópio para observação dos animais, além de vidrarias e produtos químicos e gerais necessários para um bom funcionamento do setor. A sala também funciona como escritório do setor.

#### **2.1.5.6. Sala de alimentação**

Sala onde se preparam os alimentos frescos para os reprodutores. Conta com um freezer horizontal, uma balança com capacidade para até 10 kg, um triturador de carne, além de vasilhames plásticos, destinados à colocação dos alimentos. Além de vários tipos de facas.

### **2.1.5.7. Tanques externos**

São dois tanques circulares de alvenaria, com capacidade para 40.000 litros de água cada um, pintados com tinta epóxi azul. Estão localizados em uma área aberta, possuem pequena declividade e drenagem na parte central. Contém sistema de água doce e salgada, e linha de ar, sendo este distribuído através de quatro círculos concêntricos de PVC 20 mm, fixos no fundo dos tanques, perfurados e conectados ao tubo de saída de ar.

### **2.1.6 - Setor de larvicultura**

Neste setor é utilizado o sistema bifásico de cultivo. Na primeira fase (parte interna), são utilizados trinta e um tanques internos retangulares, com capacidade variando de 10.000 a 14.000 litros, pintados com tinta epóxi branca. O setor possui telhas translúcidas sobre cada tanque, com o intuito de diminuir o gasto de energia e ajudar na regulação da temperatura da água, que deve ficar em torno de 30°C. Nesta primeira fase os tanques são estocados com náuplios V, prolongando-se o cultivo até PL3.

Na segunda fase (parte externa do setor de larvicultura) são utilizados oito tanques denominados de pré-berçários, com capacidade para 22.000 litros cada um. Destinam-se às fases de PL4 até PL10. Possuem um formato retangular e o fundo em forma de "V", proporcionando melhor distribuição tanto do alimento quanto do oxigênio e dificultando o acúmulo de sedimentos. O setor estoca, em média, 180 náuplios/litro, totalizando 65.580.000 náuplios. Como a sobrevivência fica próxima a 65%, a produção média mensal gira em torno de 40.000.000 de Pl's.

O setor ainda disponibiliza de uma sala de microscopia, onde são observadas as larvas e pós-larvas.

### **2.1.7. Setor de cultivo de microalgas**

No setor de microalgas, realiza-se o cultivo das espécies *Thalassiosira fluviatilis* e *Tetraselmis sp.*, algas de alto valor nutricional para as larvas de camarão. Este setor possui duas salas onde são iniciadas as etapas de cultivo: sala de cultura pura (cultura em pequena escala) e sala de cultura massiva (cultura em grande escala).

A sala de cultura pura é mantida fisicamente isolada dos outros setores, com a entrada restrita para evitar qualquer tipo de contaminação. A temperatura é mantida em torno de 19°C, por intermédio de um aparelho condicionador de ar de 10.000 BTU. Os tubos de ensaios e os erlenmeyers são acomodados em sete prateleiras, sendo a luminosidade sobre as culturas controladas por lâmpadas fluorescentes paralelas, num total de 2.000 Lux.

A sala de cultura massiva possui onze prateleiras com seis sacos, com capacidade para 20 litros de água cada um, e lâmpadas fluorescentes com intensidade em torno de 2.000 Lux.

O cultivo massivo continua ao lado dessa sala, em doze tanques internos retangulares, com capacidade para 3.000 litros cada um. Na parte externa do laboratório, situam-se 5 tanques ovais de fibra de vidro, com capacidade para 15.000 litros cada um e uma produção diária de 30.000 litros de cultura algal.

### **2.1.8 Setor de *Artemia sp.***

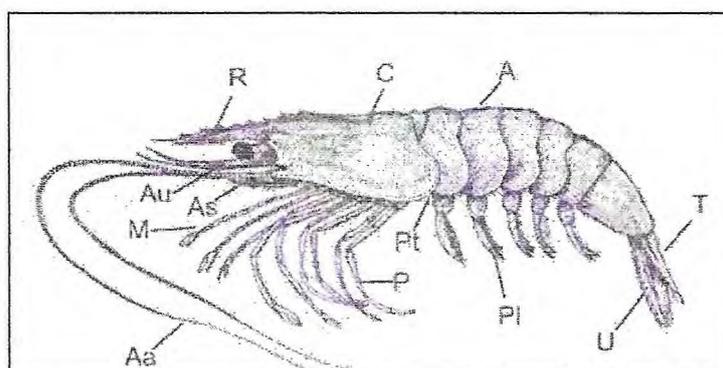
O setor de eclosão de náuplios de *Artemia sp.* é constituído de onze “carboys” de fibra de vidro, com capacidade para 500 litros de água cada um.

A luminosidade deste setor é composta por duas lâmpadas fluorescentes centralizadas acima de cada “carboy”, regulando a temperatura da água em torno de 29 °C. A produção diária do setor está em torno de 900.000.000 de náuplios de *Artemia sp.*

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1. Classificação e anatomia da espécie

O camarão marinho *Litopenaeus vannamei*, é um crustáceo decápoda, que pertence a família Penaeidae (Anexo 1). Possui corpo alongado, segmentado, dividido em três regiões distintas: cabeça, tórax e abdômen (Figura 05). Cada uma destas regiões é composta por somitos, onde estão inseridos os apêndices dos camarões.



Fonte: Barbieri Junior, 2001

**Figura 05-** Vista lateral de um camarão marinho *Litopenaeus vannamei* macho. **A**, abdômen; **Aa**, antena; **As**, escama antenal; **Au**, antênula; **C**, carapaça; **M**, terceiro maxilípode; **P**, pereiópodo; **PI**, pleópodo; **Pt**, petasma; **R**, rostro; **T**, telson; **U**, urópodo..

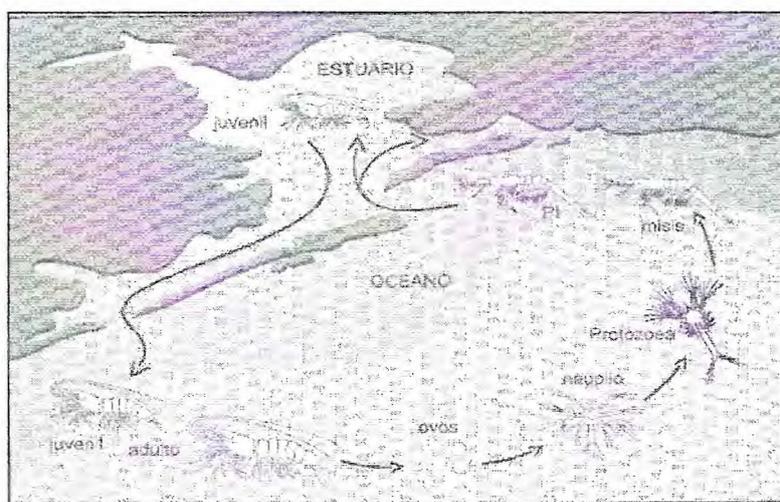
A cabeça e o tórax estão fundidos em uma estrutura única, chamada de cefalotórax, localizada na porção anterior do animal, onde, morfologicamente, três estruturas se destacam: carapaça, uma placa que corresponde à fusão de seis somitos cefálicos e oito torácicos, cobre as brânquias e os demais órgãos vitais e é fundida ao corpo na sua parte dorsal, mas livre em sua porção lateral; olhos pedunculados; e rostro, que serve como estrutura de defesa contra os predadores. As laterais da carapaça servem como estrutura de proteção para as brânquias.

O abdômen constitui-se na parte posterior do corpo. Estende-se desde a parte final do cefalotórax até a porção terminal do animal, onde se encontra o telson. Possui seis segmentos (somitos), que vão reduzindo de diâmetro

paulatinamente até chegar ao último, que é um pouco mais largo que os anteriores. Além disso, o abdômen concentra a maior parte da musculatura dos camarões. Os apêndices dos camarões são altamente desenvolvidos e modificados para exercerem as mais variadas funções, como locomoção, alimentação, escavação, limpeza das brânquias e funções sensoriais (Anexo 2).

### 3.2 - Ciclo de vida do camarão marinho

O ciclo biológico do *Litopenaeus vannamei*, como dos demais peneídeos, pode ser dividido em duas fases: a marinha e a estuarina. O acasalamento e a desova ocorrem em mar aberto, em zonas profundas, sendo a fecundação externa e os ovos são liberados durante o período noturno, mecanismo este desenvolvido para minimizar a ação de predadores. Logo passam por uma série de estágios: náuplio, protozoa e mysis, antes de alcançar o estágio de pós-larvas (PL's). As PL's se movem em direção ao estuário, onde se desenvolvem rapidamente, pois encontram disponibilidade maior de alimentos, menor salinidade, maiores temperaturas e proteção contra predadores. Depois as pós-larvas se transformam em juvenis, ficando ainda no estuário por três a quatro meses, daí migram para o mar. As fêmeas são sexualmente imaturas quando saem dos estuários (Figura 06).



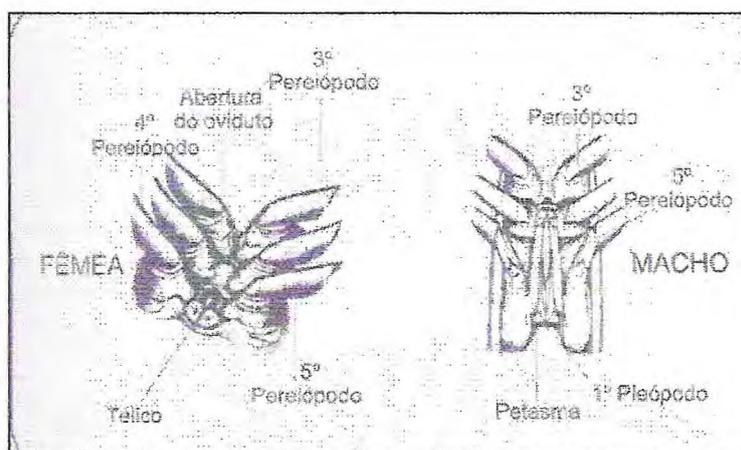
Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 06-** Ciclo de vida de camarões peneídeos.

### 3.3 - Biologia reprodutiva da espécie

#### 3.3.1 - Sistema reprodutor

De acordo com a descrição de PETERSEN (1996), o sistema reprodutivo das fêmeas é composto por dois ovários, dois ovidutos e um téllico. Os ovários são estruturas fusiformes, simétricas e estendem-se desde a região cardíaca até o télson. Os ovidutos abrem-se ao exterior através dos poros genitais, localizados na base do terceiro par de pereiópodos. O téllico é aberto e se encontra entre o quarto e o quinto par de pereiópodos. Consiste de placas especializadas onde fica aderido o espermatóforo, no momento da cópula, que só é realizado no dia da desova, quando a fêmea encontra-se com o ovário maduro e o exoesqueleto rígido (Figura 07).



Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 07-** Vista ventral de partes do tórax de uma fêmea e de um macho.

O sistema reprodutor dos machos é composto por testículos e vasos deferentes (Figura 07). Os testículos são órgãos transparentes e delicados. Quando o animal está maduro aumentam de tamanho e ficam opacos. Os vasos deferentes originam-se dos testículos e conectam-se com o exterior através dos poros genitais, situados na base do quinto par de pereiópodos.

O órgão copulador dos machos (petasma), encontra-se localizado no primeiro par de pleópodos, o qual é uma modificação dos endopoditos do primeiro par de pleópodos, e que se forma no final da fase juvenil do animal.

### 3.3.2 - Desenvolvimento ovariano

O desenvolvimento ovariano ou vitelogênese é caracterizado por um rápido crescimento dos ovócitos. Os ovários podem alcançar, quando estão totalmente maduros, até 10% do peso total da fêmea (TRUJILLO, 1997). Neste processo, ocorre mudança na coloração e tamanho das gônadas, de maneira que possibilita uma identificação macroscópica dos estágios de maturação. Conforme as características externas dos ovários, são considerados 5 estágios de maturação, a saber: (1) imaturo, sem desenvolvimento, ovário transparente, muito fino e não visíveis através do exoesqueleto; (2) início do desenvolvimento, ovário observado como uma fina fita através do exoesqueleto, os lóbulos anteriores apresentam coloração clara, mas com tendência a verde-amarela; (3) desenvolvimento ao longo da cauda, o ovário é mais grosso e visível através do exoesqueleto, ocupando grande parte da porção do cefalotórax e da região dorsal do abdômen, sendo sua coloração verde mais acentuada ou amarela com pigmentações verde; (4) maduro, sendo bastante grosso, completamente desenvolvido, com coloração amarela mostarda a laranja com pigmentos café; (5) ovário vazio, translúcido, apresentando aspecto delgado muito similar ao primeiro estágio de maturação (Figura 08).

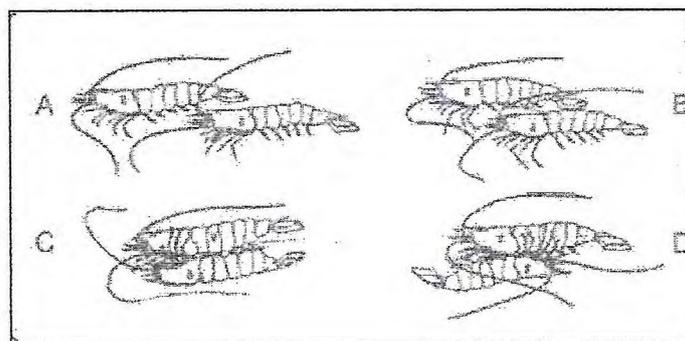


Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 08-** Estádios de maturação

### 3.3.3. Comportamento de acasalamento

De acordo com YANO (1998), o comportamento de acasalamento do *L. vannamei*, é dividido em quatro fases: (A) aproximação na qual o macho nada repetidamente atrás da fêmea no fundo do tanque, tocando a região ventral da mesma com seu rostro; (B) natação e perseguição, na qual o macho aproxima-se da fêmea impetuosamente, nadando sob sua cauda e seguindo todas as mudanças de direção. Este avanço freqüentemente resulta no afastamento da fêmea. Uma única fêmea pode ser caçada por dois ou três machos. As fêmeas não são sempre passivas e algumas resistem à aproximação do macho; e (C) e (D). acasalamento, depois da perseguição o macho vira-se com a parte ventral para cima e abraça a fêmea com seus pereiópodos, a posição ventral-ventral é mantida por dois a três segundos, onde o macho faz um giro de 180°, efetuando a transferência do espermatóforo para o tégico da fêmea (Figura 09).



Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 09-** Comportamento reprodutivo típico de *L. vannamei*.

### 3.3.4. Fecundidade, desova e qualidade dos ovos

A fecundidade de uma fêmea do camarão marinho varia conforme a espécie e de acordo com o tamanho dos indivíduos. Fêmeas de *L. vannamei*

tornam-se sexualmente maduras a partir do momento em que atingem cerca de 35g, o que normalmente acontece após dez meses de vida.

Em condições de cativeiro as fêmeas podem eliminar de 50.000 a 300.000 ovos em cada desova. As desovas ocorrerem, geralmente, entre 20:00 e 00:30 h. Antes do início da desova, as fêmeas permanecem em repouso ou nadam lentamente no fundo do tanque. Em seguida movem-se mais rápido indo em direção à superfície da água, em movimentos circulares. Os ovos e espermatozoides são liberados na água, enquanto ela nada os movimentos ativos dos pleópodos dispersam os ovos e os espermatozoides, facilitando a fecundação, que é externa.

Durante a desova, o material ovariano é liberado na água junto com os ovos, formando uma espuma alaranjada e deixando um anel gorduroso na parede do tanque. A eclosão ocorre cerca de 12 a 14 h após a desova (TRUJILLO, 1997).

Uma fêmea madura pode ter desova total, parcial ou simplesmente não desovar. Quando não ocorre a desova a fêmea pode absorver os ovócitos. As desovas parciais são ocasionadas por estresse, devido ao manuseio das fêmeas no momento da transferência ao tanque de desova.

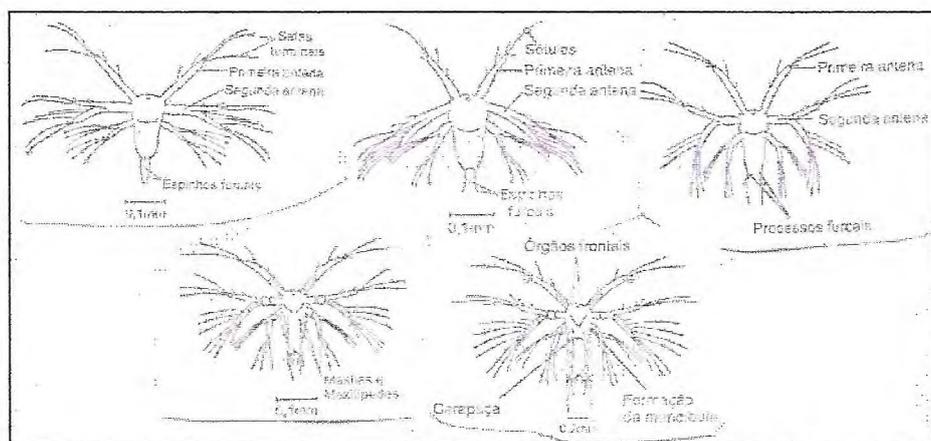
Uma fêmea pode eliminar ovos viáveis e não viáveis. Os ovos viáveis apresentam desenvolvimento embrionário normal, os náuplios têm os apêndices completos e possuem fototactismo positivo. Nas desovas inviáveis, os óvulos não são fertilizados, apresentam formação citoplasmática irregular, quando são fertilizados apresentam desenvolvimento embrionário anormal com deformações morfológicas.

### **3.3.5 - Estádios larvais**

As etapas de desenvolvimento do camarão marinho constam de quatro fases distintas: ovo, larva, juvenil e adulto. As larvas passam por três estádios, denominados de náuplios, protozoa e mysis, sendo que cada um deles se divide em sub-estádios.

### Fase de náuplios

São as primeiras larvas que eclodem do ovo (Figura 10). Alimenta-se de nutrientes retirados de sua reserva vitelínica. São facilmente atraídos pela luminosidade. A fase de náuplios está subdividida em cinco sub-estádios: N1, N2, N3, N4 e N5.



Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 10-** Fase de náuplio ( I, II, III, IV e V, respectivamente)

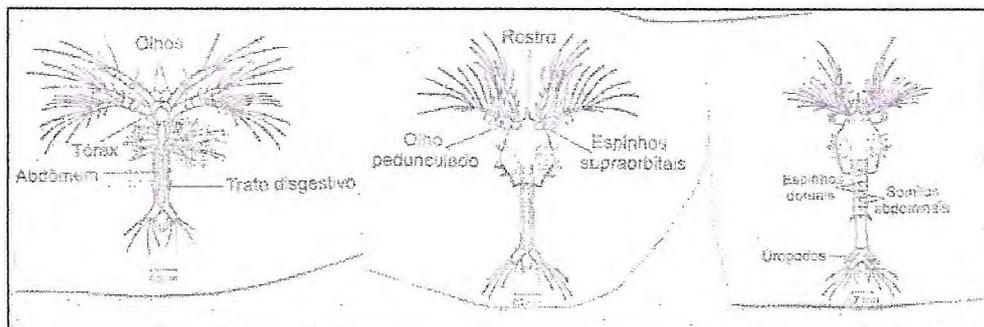
### Fase de protozoa

Aparece após a metamorfose do N5, que é o ponto mais crítico de toda a larvicultura, pois uma boa metamorfose nessa fase representará um bom sucesso na produção de pós-larvas. A partir desta fase o camarão passa a depender da alimentação externa. Observa-se claramente o cefalotórax e o abdômen (Figura 11). Esta fase está subdividida em três sub-estádios: Z1, Z2 e Z3.

### Fase de mysis

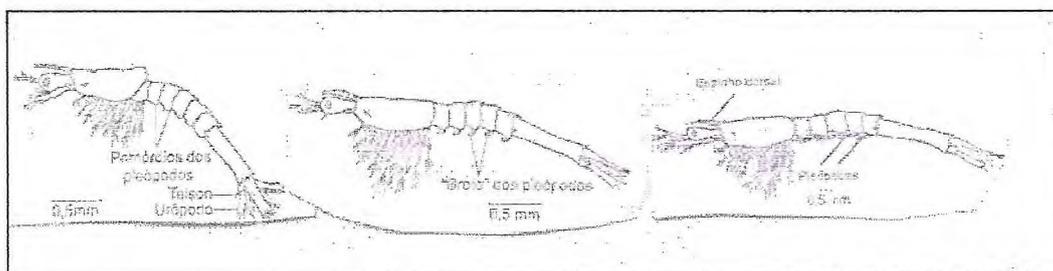
O camarão tem a aparência de um animal em miniatura, seu corpo é encurvado na região abdominal. Sua natação se realiza mediante contrações musculares e o animal se desloca dando saltos para trás e ficando suspensas na água por alguns instantes (Figura 12). Esta fase também se subdivide em três sub-estádios (M1, M2 e M3). Finalmente, a fase larval termina e o camarão é

considerado uma pós-larva (Figura 13). Pode-se considerar PL 30 a PL 35 como sendo juvenis.



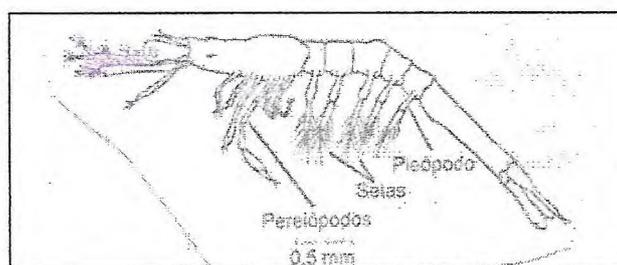
Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 11-** Fase de protozoéa (I,II e III, respectivamente)



Fonte: Barbieri Junior, 2001.

**Figura 12-** Fase de mysis (I, II e III, respectivamente)



Fonte: Barbieri Junior, 2001

**Figura 13-** Fase de pós-larva 01

### 3.4. Técnicas de manejo utilizadas no setor de maturação e reprodução do *Litopenaeus vannamei*

O objetivo do setor de maturação no cultivo de camarão é a produção de náuplios para atender às necessidades do setor de larvicultura. Os náuplios devem ser de ótima qualidade, ou seja, limpos, ativos, sem deformações, munidos

de boa reserva vitelina e herança genética, que ofereça resistência às doenças e tenha bom crescimento.

Alguns fatores devem ser considerados para se conseguir melhores resultados em maturação: reprodutores, nutrição, qualidade da água, manejo e técnica de trabalho.

A origem dos reprodutores é a primeira consideração para iniciar um sistema de maturação. São considerados para fins de maturação os reprodutores que apresentem peso médio entre 35 e 40 g e idade entre 8 e 10 meses.

A nutrição é um fator de grande importância no desenvolvimento gonadal e na qualidade da reserva vitelina nos náuplios produzidos. Diferentes alimentos usados em maturação influenciam diretamente na quantidade de desovas por fêmeas, náuplios por desova e na eficiência dos machos para cópula.

A água no setor de maturação é extremamente importante, pois sua qualidade afeta a saúde e o desenvolvimento dos animais. As variáveis (temperatura, salinidade, pH e transparência) devem ser ajustadas, nas mesmas condições da água do mar, onde desovam os reprodutores da espécie.

A técnica utilizada e o manejo adequado determinam a qualidade do náuplio produzido pelo laboratório. São de grande importância um bom acompanhamento e gerenciamento das atividades para que o resultado final seja satisfatório.

#### **3.4.1. Formação dos plantéis de reprodutores**

O setor de maturação do laboratório da Tecmares iniciou sua produção em março de 2001. No início os reprodutores foram selecionados das fazendas Aquamares, Seafarm e Sibra. Atualmente os reprodutores são oriundos de viveiros para reprodutores, localizados na própria Tecmares. Nestes viveiros, os reprodutores são alimentados com ração balanceada, fígado e lula, todos moídos. A quantidade de alimento oferecido equivale a 7% da biomassa total dos camarões contidos no viveiro, por dia, na proporção de 50% de ração e 50% de alimentos frescos, dividido em duas refeições diárias, sendo que os alimentos

frescos só começam a ser ofertados quando os reprodutores atingem de 14 a 16 g. Semanalmente são realizadas biometrias a fim de se ajustar a alimentação, além de se observar o crescimento dos animais e a ocorrência de enfermidades.

#### **3.4.1.1. Seleção e transferência de reprodutores**

Os camarões são despescados dos viveiros do laboratório, geralmente às 7:00h da manhã, com uma rede de arrasto de 20 m de comprimento, e colocados em uma caixa de fibra de vidro, com capacidade para 1.000 litros e com volume d'água de 150 litros. Ela é colocada próxima ao viveiro para que seja feita a análise individual dos animais.

Na classificação são separados e contados machos e fêmeas, sendo selecionados aqueles que estiverem com peso entre 35 e 40 g, correspondente a animais de 8 a 10 meses de cultivo. Os animais têm que apresentar pleópodos e pereiópodos completos, não apresentar necroses, estar com o exoesqueleto duro, sem nenhum sinal de estresse, brânquias limpas, antenas lisas e inteiras, além de não ter deformações no cefalotórax ou no rosto. Nos machos, as vesículas seminais devem apresentar-se esbranquiçadas.

Os animais selecionados são colocados em caixas isotérmicas de 80 litros, com aproximadamente 40 litros de água, e com uma densidade de 20 animais/caixa. O transporte é feito por dois funcionários do setor, sem necessidade de um meio de transporte, pois os tanques se encontram próximos aos viveiros.

Ao chegar nos tanques de maturação, as caixas são abertas para aclimatação, colocando-se um pouco da água dos tanques no interior das caixas. Terminada a aclimatação os animais são soltos dentro dos tanques, e inicia-se a renovação lenta de água salgada, com o objetivo de aumentar a salinidade da água do tanque gradativamente. Fêmeas e machos são colocados em tanques de maturação separados.

#### **3.4.1.2. Preparação dos tanques de maturação**

Os tanques de maturação, que irão receber os reprodutores, são preparados no dia anterior a transferência dos mesmos. Inicialmente esfrega-se toda a parte interna, bordas, tubo de drenagem, mangueiras de ar e pedras porosas, com aproximadamente 30 ml de detergente misturado com 1 litro de água. Em seguida enxágua-se e esteriliza-se com 100 ml de hipoclorito de sódio diluído em 10 litros de água. Após isso, enxágua-se novamente para retirar todo o cloro.

Para neutralizar resíduos de cloro existentes no tanque usam-se 10 g de tiosulfato de sódio, diluído em 10 litros de água, espalhando-se por todo o interior do tanque. Enxágua-se novamente.

Terminado o processo de limpeza, enche-se o tanque de modo que a salinidade seja igual a do viveiro de origem dos animais.

#### **3.4.1.3. Tratamento antiestresse**

Logo após a estocagem dos reprodutores, colocam-se 2 ppm de ácido ascórbico (vitamina C) por tanque.

#### **3.4.1.4. Tratamento com antibióticos e quimioterapêuticos**

Utiliza-se a oxitetraciclina, por ser um antibiótico de largo espectro no combate a bactérias, sendo o mesmo administrado na ração, com a lula moída ou diluído em água. Colocam-se 4 g na ração misturada com um pouco de óleo de peixe, o suficiente para deixar a ração molhada. O óleo faz com que o antibiótico seja incorporado à ração e quando esta é colocada dentro d'água aquele não é diluído rapidamente, sendo absorvido pelos camarões quando da ingestão da ração. A ração medicada é ministrada por 10 a 15 dias. Quando diluída em água a proporção é de 2 a 4 g, durante três dias consecutivos.

O tratamento com formaldeído (formol) a 40% é utilizado no combate a organismos patógenos, coagulando suas proteínas celulares, e na aceleração do fenômeno da ecdise. Inicia-se com a preparação de uma solução para cada tanque, contendo 120 ml de formol em 10 litros de água. Ao colocar a mesma no tanque, desliga-se a aeração por 6 h, geralmente no horário das 7:00h as 10:00 h da manhã, por três dias seguidos. Nesse período a alimentação só ocorre após o término do período de 6 horas quando da aplicação do produto.

Geralmente a aplicação do tratamento com antibiótico inicia-se conjuntamente com o do formol, sendo o antibiótico fornecido fora do período de 6 horas requerido para a ação do formol. Contudo o antibiótico deve ser fornecido de 12 em 12 h (2 vezes ao dia).

A trifuralina (Treflan) é utilizada para tratar infecções causadas por fungos. No tratamento adiciona-se em cada tanque 0,1 ppm de Treflan. Desliga-se a renovação de água por uma hora, das 7:00 h as 8:00 h, geralmente, durante três dias seguidos. Durante o tratamento a alimentação inicia-se às 9:00 h.

### **3.4.2. Indução a maturação**

#### **3.4.2.1. Manipulação hormonal (ablação)**

A técnica da ablação é sinônimo de manipulação endócrina. O objetivo é a destruição de uma glândula que contém um conjunto de células neurosecretoras, denominada órgão "X". Esta glândula localiza-se no pedúnculo ocular das fêmeas, e é responsável pela produção do hormônio inibidor do desenvolvimento ovariano (GHI), já o hormônio estimulador da gônada (GEH) é produzido por células do gânglio torácico encefálico.

A ação antagônica desses hormônios, juntamente com a ação dos hormônios estimuladores e inibidores da ecdise, rege o ciclo reprodutivo dos camarões. A retirada de um dos pedúnculos causa um desequilíbrio nos hormônios mencionados, diminuindo a concentração do GHI e ativando o GEH ou hormônio da vitelogênese (HV), o qual dará início ao processo de formação dos ovócitos, acelerando desta forma, a maturação dos ovários e promovendo um quadro contínuo do desenvolvimento ovariano (RICARDARDEZ, 1985).

A ablação é realizada 10 dias após a estocagem das fêmeas nos tanques de maturação. Um outro tanque é preparado, da mesma forma dita anteriormente, para a colocação das fêmeas que sofrerão ablação.

Antes de iniciar o processo, faz-se uma revisão nas fêmeas, que devem estar na fase entre uma ecdise e outra, além de não apresentarem sinais de estresse. Em primeiro lugar prepara-se todo o material e coloca-se próximo ao tanque onde estão as fêmeas. É necessária uma caixa de isopor de 40 litros, contendo 20 litros d'água, um Becker de 600 ml, contendo uma solução de Iodo a 10% , uma micropipeta de 1 ml e anéis de marcação de PVC (Figura 14).

As fêmeas são retiradas do tanque, uma a uma, e colocadas na caixa de isopor com água. Com os dedos polegar e indicador pressiona-se o pedúnculo ocular, retirando todo o conteúdo do olho, deixando o translúcido.

Após esses procedimentos pega-se a micropipeta com a solução de Iodo a 10% e coloca-se três gotas sobre o talo do pedúnculo ocular que foi ablado, a fim de evitar infecções. Em seguida coloca-se o anel de marcação no outro pedúnculo ocular.

Depois desse processo as fêmeas são conduzidas ao tanque de maturação que foi preparado, ficando em observação por doze horas, período este em que a alimentação deve ser suspensa, a fim de diminuir, desta forma, a carga bacteriana na água durante o processo de cura do olho.



**Figura 14-** Fêmea com anel de marcação

### **3.4.2.2. Manipulação ambiental**

É de grande importância o conhecimento dos fatores físico-químicos aceitáveis pela espécie que se trabalha, principalmente quando existe uma correlação com a reprodução animal, como é o caso dos peneídeos. Entre os fatores físico-químicos da água responsáveis pelo desempenho dos reprodutores destaca-se a salinidade, o pH, a temperatura, o oxigênio dissolvido e o fotoperíodo.

Na sala de maturação, a salinidade varia entre 34 a 36 ‰ assemelhando-se a da água do mar, assim como a temperatura entre 26 e 28°C, o pH entre 7,5 e 8,5, o oxigênio acima de 4 mg/l e a renovação d'água de 200 a 240% por dia. O fotoperíodo é o natural, sendo utilizadas oito telhas translúcidas de 2,4 m<sup>2</sup>.

### **3.4.2.3. Manipulação nutricional**

A manipulação nutricional envolve o oferecimento de uma dieta rica em proteínas, lipídeos, vitaminas e ácidos graxos polinsaturados. A dieta utilizada na maturação é um fator decisivo no desenvolvimento do animal, influenciando o desenvolvimento dos ovários, a ocorrência de cópula e a viabilidade de ovos por fêmea.

Na sala de maturação os camarões recebem ração e alimentos frescos ou congelados. A quantidade diária de alimento oferecido corresponde a 20% da biomassa total dos animais, a percentagem de cada item alimentar é ajustada de acordo com o acompanhamento diário do consumo nos tanques, observando-se se houve ou não sobra de alimentos (Tabelas 01 e 02).

**Tabela 01** – Dieta fornecida aos reprodutores e horário de arraçoamento dos mesmos.

Horário (hora)	Alimento
08:00	Biomassa de <i>Artemia</i>
11:00	Ração
14:00	Lula moída
19:00	Fígado de galinha
23:00	Lula moída
02:00	Biomassa de <i>Artemia</i>
04:00	Ração

**Tabela 02-** Percentagem correspondente a biomassa total de animais

Alimento	Percentagem (%)
Biomassa de <i>Artemia</i>	5
Lula moída	8
Fígado	5
Ração	2
<b>Total</b>	<b>20</b>

Os alimentos são mantidos num freezer e preparados durante o dia. O fígado de frango e a biomassa de *Artemia* são cortados em pedaços pequenos e a lula é moída, sendo os mesmos colocados em potes, para serem distribuídos nos devidos horários.

### 3.4.3 . Checagem de fêmeas maduras

Consiste na captura de fêmeas que macroscopicamente apresentam ovários desenvolvidos, observados através do exoesqueleto translúcido. Em seguida observa-se o ventre para verificar se estão copuladas.

Às 15:00 h desliga-se a aeração e a renovação d'água, para que os animais se acasalem e as partículas em suspensão decantem, facilitando desta forma a visibilidade na hora da checagem. Esta é realizada diariamente, no horário das 17:00 as 19:00 h.

São necessários três técnicos para a checagem dos 15 tanques de maturação, todos munidos de lanternas, uma rede tipo puçá e vara de bambu fina. Inicialmente utiliza-se a vara de bambu tocando levemente no exoesqueleto da

fêmea, fazendo com que ela se mova lateralmente, observando-se se há presença de uma massa branca (espermatóforo) entre os pereiópodos. Após isso, retira-se o animal da água com um puçá e com o auxílio de uma lanterna comprova-se a fixação do espermatóforo no téllico da fêmea. Depois se anota a cor e o número da marcação, além do número do tanque, numa prancheta plástica e coloca-se o animal no tanque de desova. Após a checagem, a aeração e a renovação d'água são ligadas.

A transferência para o tanque de desova é feita de forma cuidadosa. As fêmeas são levadas na mão, mantendo-as sempre com o abdômen flexionado, ficando completamente imóveis, evitando-se estresse e conseqüentemente possível aborto.

São colocadas no máximo 50 fêmeas por tanque de desova. Esta termina por volta das 22:00 h, e após desovarem as fêmeas são devolvidas aos tanques de origem.

#### **3.4.4. Desova**

##### **3.4.4.1. Preparação do tanque**

O tanque é lavado com uma solução de 100 ml de hipoclorito de sódio em 10 litros de água, esfregando-se com uma esponja todo o seu interior e bordas. Em seguida enxágua-se e adiciona-se 10 g de tiosulfato de sódio em 10 litros de água. Depois o tanque é novamente enxaguado.

Coloca-se um filtro mecânico de 1 µm na saída da torneira de água, para reter partículas de sujeira. A água a ser utilizada no setor de desova é previamente tratada com hipoclorito de sódio e EDTA, e aclimatada até atingir a salinidade de 30 ‰ em tanques externos de 40.000 litros de capacidade, devendo a mesma ser preparada no dia anterior ao uso e a água devendo ser utilizada em até dois dias. O tanque de desova é cheio até atingir o volume de 6.000 litros.

##### **3.4.4.2. Devolução das fêmeas**

É realizada com a ajuda de um puçá e uma lanterna. As fêmeas são retiradas do tanque, confere-se cor e número da marcação, e em seguida são devolvidas ao tanque de origem. Com o auxílio dos anéis de marcação pode-se observar o número de fêmeas que desovam em cada tanque, além de obter-se o número de cópulas por mês.

#### 3.4.4.3. Coleta de ovos

Inicialmente realiza-se o movimento circular da água do tanque de desova, com o auxílio de um remo de PVC com 1,40 m de comprimento, para concentrar os ovos no centro do tanque.

Em seguida, abre-se a válvula de drenagem, para que os ovos desçam lentamente até o primeiro coletor. Um outro coletor menor, com capacidade para 15 litros de água é colocado embaixo do primeiro. Após alguns minutos abre-se a válvula do primeiro coletor, fazendo com que os ovos caiam lentamente sobre o segundo. Ambos os coletores são providos de aeração (Figura 15).



**Figura 15-** Coleta de ovos

Com uma peneira de 1.000  $\mu\text{m}$ , retira-se a sujeira que desce com os ovos. Após cinco minutos é feita a substituição do segundo coletor por outro. O coletor retirado é separado e o seu volume diminuído em cerca de 50%, para dar início a lavagem dos ovos.

Prepara-se uma solução contendo 1 ml de lodo em 10 litros de água, que é colocada dentro do coletor, deixando agir por 20 segundos. Em seguida adiciona-se, lentamente, 40 litros de água salgada, para a retirada do lodo.

Os ovos são transferidos para um balde passando por uma peneira de 300  $\mu\text{m}$ . Este processo é repetido várias vezes até o término do conteúdo do tanque.

#### **3.4.4.4. Contagem de ovos**

Inicialmente colocam-se duas mangueiras de aeração, com pedras porosas, para homogeneizar, e com uma pipeta de 1 ml retiram-se três amostras, que deverão ser contadas uma a uma. Depois é feita uma média das três amostras, multiplicando-se o resultado pelo volume do balde, estimando-se a quantidade total de ovos no balde por extrapolação volumétrica.

O total de ovos é distribuído entre os "carboys", não devendo exceder a 2.500.000 ovos por "carboy". Os "carboys" são preparados antecipadamente, mediante lavagem com hipoclorito de sódio, numa solução de 100 ml em 10 litros de água, sendo cheios com água vinda dos tanques externos, ou seja, já tratada e aclimatada. Aquecedores e aeradores são ligados, devendo a temperatura ser monitorada de hora em hora, até atingir 32°C, quando os aquecedores deverão ser desligados.

#### **3.4.4.5. Controle da fertilidade**

O controle da fertilidade é feito diariamente após a contagem dos ovos, através de observações microscópicas. Ela é calculada dividindo-se o número de ovos viáveis, pelo total de ovos da amostra.

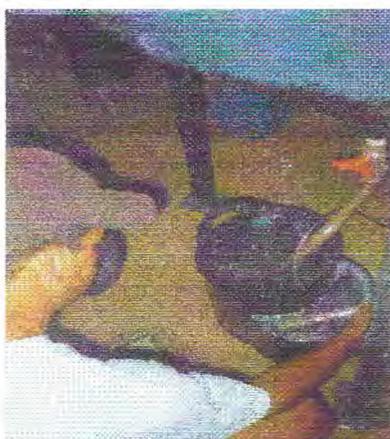
#### **3.4.4.6. Eclosão de náuplios**

A eclosão ocorre 12 a 14 horas após a desova. Observam-se os náuplios macroscopicamente com um Becker de 600 ml, verificando a atividade locomotora e o seu fototactismo positivo (propriedade de atração pela luminosidade). Em seguida, são retiradas amostras de todos os "carboys", com o auxílio de um Becker de 600 ml, sendo levadas ao microscópio para verificação de sua morfologia externa.

#### 3.4.4.7. Coleta de náuplios

A concentração dos náuplios nos “carboys” inicia-se as 14:00 h, mediante movimento circular da água dos mesmos, com o auxílio de um remo de PVC. São colocados coletores iguais aos da coleta de ovos, abaixo do dreno de cada “carboy”. A aeração é retirada para ajudar na concentração dos náuplios.

A coleta consiste em concentrar um foco de luz no centro do “carboy”, onde fica o tubo de drenagem, para agrupar os náuplios (Figura 16). O volume da água encontra-se um pouco acima do tubo de dreno, quando a maioria dos náuplios está aglomerada em cima do tubo, abre-se a válvula de saída d’água para que os náuplios desçam para o coletor. A contagem é realizada pelo método volumétrico, da mesma forma que a contagem de ovos.



**Figura 16-** Coleta de náuplios

#### 3.4.4.8. Transferência e lavagem de náuplios

Após a contagem os náuplios são transferidos para as caixas de lavagem, com a ajuda de um Becker de 2 litros e ficam nestas caixas até o momento da transferência ao setor de larvicultura, ou o momento da venda.

#### 3.4.4.9. Embalagem dos náuplios para venda

Quando os náuplios são destinados à viagens distantes, é feita uma diminuição gradativa da temperatura, com sacos de gelo. A diminuição da temperatura é feita baixando um pouco o nível da água da caixa de lavagem, e completando com água gelada, até alcançar a temperatura ideal para o transporte (24°C).

Os náuplios são estocados em sacos plásticos de 20 litros, cada um com 15 litros d'água e completado com ar comprimido, para deixar a água e o ambiente saturado. A densidade média de estocagem é de 20.000 náuplios/l. Os sacos são fechados com liga de borracha e armazenados, dois a dois, em caixas de isopor de 80 litros. As caixas são vedadas com fitas adesivas, garantindo, dessa forma, um período de 12 a 15 h sem apresentar problemas para os animais.

#### **3.4.5. Sifonagem**

A limpeza interna nos tanques de maturação é uma medida de controle para infecções devidas a fungos e bactérias. A limpeza de todos os tanques de maturação é realizada por volta das 5:30 h, com o auxílio de um tubo de PVC de 32 mm e 1,5 m de comprimento, conectado a uma mangueira trançada com diâmetro de  $\frac{3}{4}$  de polegada.

Antes de iniciar o processo, acende-se as luzes da sala para melhorar a visibilidade. Em seguida retira-se a tampa das canaletas e desliga-se a renovação d'água e a aeração, para facilitar a decantação dentro do tanque. Coloca-se o tubo de PVC dentro do tanque e a outra extremidade da mangueira na canaleta.

A limpeza é feita percorrendo-se todo o fundo do tanque suavemente, para evitar a suspensão do material mais leve. Retira-se, desta forma, todos os detritos existentes no tanque. Terminada a limpeza, coloca-se as tampas das canaletas e aumenta-se a renovação da água para as partículas menores descerem pelo dreno.

#### **3.4.6. Contagem de mudas e animais mortos**

A contagem é feita pela manhã na hora da sifonagem, quando se realiza uma inspeção em cada tanque. Retiram-se os animais mortos e as mudas. A percentagem diária de animais mudados não deve exceder os 6%.

### 3.4.7. Dados de produção

O setor de maturação apresentou no mês de junho/2002 uma produção média de 6.146.000 de náuplios, com uma média de fertilidade de 64,5% (Tabela 03).

Tabela 03- Taxas de fertilidade e eclosão, no mês de junho de 2002.

Data	Número de ovos	% de Fertilização	Número de náuplios	% de eclosão
01	11.254.000	76	8.544.000	74
02	11.617.000	76	8.862.000	77
03	8.828.000	69	6.112.000	70
04	9.136.000	71	6.468.000	69
05	11.400.000	75	8.566.000	75
06	7.750.000	73	5.643.000	70
07	9.355.000	55	5.180.000	55
08	10.160.000	63	6.388.000	60
09	9.288.000	65	6.012.000	60
10	11.897.000	65	7.783.000	67
11	9.614.000	71	6.814.000	70
12	10.000.000	66	6.583.000	60
13	9.562.000	69	6.586.000	65
14	10.553.000	57	6.066.000	59
15	10.934.000	57	6.298.000	56
16	11.143.000	60	6.728.000	58
17	11.012.000	71	7.900.000	70
18	9.569.000	71	6.870.000	67
19	9.726.000	47	4.602.000	44
20	8.754.000	63	5.592.000	58
21	8.904.000	61	5.436.000	55
22	0	0	0	0
23	0	0	0	0
24	0	0	0	0
25	0	0	0	0
26	5.268.000	67	3.548.000	64
27	6.594.000	60	4.007.000	62
28	8.550.000	60	5.132.000	57
29	7.092.000	59	4.204.000	58
30	7.644.000	50	3.862.000	45
Média	9.442.000	64,5	6.146.000	62,5

#### **4. CONCLUSÕES**

O estágio representou um avanço na formação profissional, visto que veio complementar o conteúdo obtido no decorrer do curso universitário.

A marcação das fêmeas deveria servir para maiores controles, do que são utilizadas no momento, por exemplo, indicar o número de desovas realizadas e o tempo de permanência no tanque de maturação. Pois elas servem apenas para identificar a qual tanque a fêmea pertence.

A diferença de luminosidade entre os tanques da sala de maturação, acarreta um descontrole no tempo de acasalamento dos animais, sendo observado animais acasalando entre 13:00 e 17:00 h.

A empresa em questão poderia executar um projeto de melhoramento genético, já que a mesma utiliza reprodutores oriundos do próprio plantel.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDREATTA, E.R. & ALFONSO, E. 1996. Estado da produção mundial de pós-larvas de camarões marinhos. Cap.01, Produção de pós-larvas de camarão marinho, II curso internacional, Laboratório de camarões marinhos, Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias, UFSC, Brasil, p. 01-06.

BARBIERI JUNIOR, R.C. & OSTRENSKY NETO, A. 2001. Camarões marinhos: Reprodução, maturação e larvicultura. Viçosa- MG, p. 1-14.

BARNES, R.D. & RUPPERT, E.E., 1996. Zoologia dos invertebrados, cap.14, p.663-679.

FAO, AQUACULT- PC fishery information, data and statistics (FIDI), time series of production from aquaculture (quantities and values) and capture fisheries (quantities). Programa computacional, 2000.

GUERELLAS, A .C.D. Onde tudo começa, Revista da Associação Brasileira de Criadores de Camarão, Brasil, ano 03, n. 03, p. 24, dezembro 2001.

NUNES, A .J.P,2001. O cultivo de camarões marinhos no nordeste do Brasil. Panorama da Aquicultura, Brasil, p. 26-33, maio/junho. 2001.

OLIVEIRA E SILVA, E.; SEIDMAN, C.; TIAN, J.; HUDGINS, C.; SACKS, F. & BRESLOW, J. 1996. Efeccts of shrimp consumption on plasma lipoproteins. American Journal of Clinical Nutrition 64 , 712-717.

PETERSEN, R., 1996 Reprodução em cativeiro, Cap.5, Produção de pós-larvas de camarão marinho, II curso internacional, Laboratório de camarões marinhos, Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias, UFSC , Brasil, p.45-47.

RICARDARDEZ, R.C., Analyse des Techniques D'élevage des Crevettes Peneides Dans Lans Region du Pacifique et du Sud-Est Asiatique. 1985.P.230 Tese (du Doctorat de 3<sup>e</sup>eme Cycle biologie) Especialite- Oceanographie, Universite de Bretagne Occidentale.

ROCHA I.P,1999. Carcinicultura marinha brasileira: potencialidades, entraves e sugestões para um desenvolvimento sustentável. Revista da ABCC, Recife, n.1, p.24-28, 1999.

ROCHA I.P, 2002, As estatísticas da carcinicultura brasileira em 2001. Revista da ABCC, Recife, n.1, p.39-42, 2002.

TRUJILLO L.R., 1997. Biologia e Fisiologia da Reprodução. Cap.03, Reprodução controlada de camarões peneídeos, Grupo de Estudo de camarões marinhos, Laboratório de Ciências do mar, Universidade Federal do Ceará, p.12, 13 e 17.

YANO, I.; KANNA,R.R.; OYAMA, R.N. & WYBAN, J.A .,1988 Mating behavior in the penaeid shrimp *Litopenaeus vannamei*. Marine biology. V.97, p.171-175.

## ANEXOS

Anexo 1- Identificação taxonômica do camarão marinho *Litopenaeus vannamei*.

<b>Filo</b>	Arthropoda
<b>Subfilo</b>	Crustácea
<b>Classe</b>	Malacostraca
<b>Sub-classe</b>	Eumalacostraca
<b>Super-ordem</b>	Eucarida
<b>Ordem</b>	Decapoda
<b>Sub- ordem</b>	Dendrobranchiata
<b>Super-família</b>	Penaeoidea
<b>Família</b>	Penaeidae
<b>Gênero</b>	<i>Litopenaeus</i>
<b>Espécie</b>	<i>Litopenaeus vannamei</i>

Fonte: Barnes, 1996

Anexo 2- Morfologia funcional do camarão

APÊNDICES	FUNÇÃO PRINCIPAL
Antênulas	Sensorial (quimiorrecepção, táctil, equilíbrio)
Antena	Sensibilidade táctil (detecção do predador)
Mandíbula e lábio mandibular	Sensibilidade táctil, captura das partículas de alimento
Maxílula	Manipulação do alimento
Maxila e escafognatitos	Manipulação do alimento, limpeza branquial, movimentação da água sobre as brânquias
Maxilípede	Tato, paladar e manipulação dos alimentos
Pereiópodo	Locomoção (caminhar)
Pleópodo	Locomoção (nadar)
Urópodo	Direcionamento da locomoção durante a natação

Fonte: Barbieri, 2001.