



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

**CULTIVO DE LARVAS DE LAGOSTA (FILOSOMA) DO GÊNERO *Panulirus*
White.**

THIAGO FELIPE VASCONCELOS PEREIRA

Monografia apresentada 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

JUNHO – 2005



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)

P496c Pereira, Thiago Felipe Vasconcelos.
Cultivo de larvas de lagosta (Filosoma) do gênero Panulirus White / Thiago Felipe Vasconcelos Pereira. – 2005.
32 f. : il.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2005.
Orientação: Prof. Dr. Masayoshi Ogawa.

1. Engenharia de pesca. I. Título.

CDD 639.2

COMISSÃO EXAMINADORA:

**Prof. Ph.D. Masayoshi Ogawa
(Orientador/Presidente)**

**Prof. D.Sc. Moisés Almeida de Oliveira
(Membro)**

**Engenheiro de Pesca M.Sc. André Prata Santiago
(Membro)**

VISTO:

**Prof. D.Sc. José Wilson Calíope de Freitas
Chefe do Departamento de Engenharia de Pesca**

**Prof^a. M.Sc. Artamízia Maria Nogueira Montezuma
Coordenadora do Curso de Engenharia de Pesca**

AGRADECIMENTOS

A **Deus**, pelo que sou, por chegar onde cheguei e acima de tudo por estar ao meu lado em todos os momentos da minha vida.

Aos meus pais, Paulo Expedito e Mônica Synthia pelo amor, esforço, dedicação, incentivo e muita paciência que me ajudaram a alcançar todos os meus objetivos.

Aos meus avós, José Edmilson e Marlene Cirino pelo amor, compreensão, incentivo e pelos conselhos que me ajudaram a escolher o caminho para minha vida profissional.

À minhas irmãs, Camila Cirino e Caroline Evy pelo carinho, amizade e principalmente confiança em minha capacidade.

Ao Prof. Masayoshi Ogawa, pela orientação, vivência e amizade durante toda a realização de meu trabalho.

Ao Prof. Moisés Almeida de Oliveira, pela participação na banca examinadora.

Ao Engenheiro de Pesca André Prata Santiago, pela indispensável contribuição ao meu trabalho.

A Aretha, Ana Luisa, Ana Irene, Marianna e Vladir, pela confiança, amizade, paciência e indispensável participação em meu trabalho.

Aos amigos e amigas do LARAq, Gilson, Cláudia Cinthia, Ivanildo, Robson, Ianna, Janaina, Túlio, Lélis, Rosse pelo companheirismo e participação direta ou indireta em meu trabalho.

Aos amigos e Amigas da Engenharia de Pesca, Valter, Max William, Alberto, Bruno, Fernando, Felipe pelo convívio, compreensão e idealismo durante os anos de faculdade.

A CORAq, pelo meu engrandecimento profissional.

Ao C.A., Pelo contato direto com tantos colegas do curso.

E finalmente a todos os amigos e parentes que mesmo não citados me apoiaram e acreditaram em mim.

SUMÁRIO

	PÁGINA
RESUMO.....	vi
LISTA DE FIGURAS.....	vii
LISTA DE TABELAS.....	viii
LISTA DE ANEXOS.....	ix
1. INTRODUÇÃO	1
2. MATERIAL E MÉTODOS	3
2.1. Aquisição de lagostas ovigeras.....	3
2.2. Tanque de eclosão.....	4
2.3. Sistema de cultivo.....	5
2.3.1. Tanque de abastecimento.....	5
2.3.2. Sistema de recirculação de água.....	5
2.3.3. Sistema de irradiação ultravioleta.....	8
2.3.4. Sistema de aeração.....	9
2.4. Análises físico-químicas.....	10
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	11
3.1. Eclosão.....	11
3.2. Cultivo de filosomas.....	11
3.2.1. Estágios.....	15
3.2.2. Mortalidade.....	15
3.2.3. Alimentação.....	16
3.2.4. Água do cultivo.....	17
4. CONCLUSÕES	18
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	19
6. ANEXO	21

RESUMO

Há três espécies de lagostas do gênero *Panulirus* White no nordeste do Brasil (*Panulirus argus*, *P. laevicauda*, *P. echinatus*), todas possuem a larva filosoma (derivado do Grego phyllos – folha e soma – corpo) no seu ciclo de vida. Essa cresce continuamente através de uma série de mudas chamado de “instar” até alcançar o instar final, onde sofre a metamorfose para puerulus (estagio transacional entre filosoma pelágico e juvenil bentônico). O estudo do desenvolvimento da larva da lagosta vem sendo desenvolvido pelo Japão há mais de 50 anos objetivando a cultura em laboratório. Muitas dificuldades são encontradas no cultivo de filosomas de lagostas espinhosas devido ao seu longo período, que pode chegar até 12 meses, para se transformar em puerulus. O presente trabalho tem como objetivo estudar a viabilização do cultivo da lagosta de clima tropical e avaliar as exigências em cativeiro. As fêmeas de *Panulirus echinatus* ovigeras foram capturadas e cuidadosamente transportadas para o laboratório, onde passaram por um processo de aclimação, até serem separadas e transferidas para tanques de desova onde foram alimentadas com moluscos e rações. Ao eclodirem os filosomas foram coletadas, contadas e transferidas para sistemas de recirculação. As larvas foram cultivadas em incubadoras a uma densidade de 10 larvas por litro, com renovação de água periodicamente. O cultivo de filosomas foi alimentado inicialmente com náuplio de *Artêmia* e após alguns dias com músculo e gônada de mexilhão e *Artêmia* adulta macerada. No sistema de cultivo a água era monitorada, permanecendo com salinidade entre 33 a 37‰, temperatura oscilando entre 27 e 29°C e a concentração de oxigênio dissolvido manteve-se entre 7,5 a 8,1 mg/litro.

LISTA DE FIGURAS

	PÁGINA
FIGURA 1 – Lagostas acondicionadas em recipiente plástico.....	4
FIGURA 2 – Tanque de Eclosão.....	4
FIGURA 3 – Coloração dos ovos.....	5
FIGURA 4 – Sistema de recirculação de água.....	6
FIGURA 5 – Modelos de Incubadoras.....	7
FIGURA 6 - Bomba submersa.....	8
FIGURA 7 – Lâmpadas Ultravioletas.....	9
FIGURA 8 – Sistema de aeração.....	9
FIGURA 9 - Refratômetro.....	10
FIGURA 10 - pH-metro e oxímetro.....	10
FIGURA 11 - Incubadora côncava.....	12
FIGURA 12 - Incubadora oval.....	14

LISTA DE GRÁFICOS

PÁGINA

GRÁFICO 1 – Dados sobre o cultivo de filosomas <i>P. laevicauda</i> (19/10/02).....	12
GRÁFICO 2 – Dados sobre o cultivo de filosomas <i>P. echinatus</i> (25/01/03).....	13
GRÁFOCO 3 – Dados sobre cultivo de filosomas <i>P. echinatus</i> (31/01/2004).....	14

LISTA DE ANEXOS

	PÁGINA
ANEXO 1 – Produção de lagosta desembarcada no estado do Ceará no período de 1991 a 2003.	21
ANEXO 2 – Desenho de um filosoma recém eclodido.	21
ANEXO 3 – Tabela 1 Cultivo de Filosomas <i>P. laevicauda</i> (19/10/02)	22
ANEXO 4 - Tabela 2 Cultivo de filósomos <i>P. echinatus</i> (25/01/03)	23
ANEXO 5 – Tabela 3 Cultivo de filósomos <i>P. echinatus</i> (31/01/2004)	24

CULTIVO DE LARVAS DE LAGOSTA (FILOSOMA) DO GÊNERO *Panulirus* White.

Thiago Felipe Vasconcelos Pereira

1. INTRODUÇÃO

A família Palinuridae é composta de crustáceos habitantes dos mares de águas tropicais e temperadas, compreendendo 49 espécies, do qual cerca de 33 são de valor comercial (Phillips et al., 1980; Williams, 1988 apud Lipcius & Cobb, 1994; Lipcius & Cobb, 1994).

As espécies de águas tropicais e subtropicais são representadas, principalmente, pelo gênero *Panulirus*, que apresentam maior significância do ponto de vista econômico. Em muitos países, a pesca da lagosta é uma atividade econômica muito importante por ser um recurso que tem um alto valor de mercado no mundo inteiro. Há três espécies de lagosta do gênero *Panulirus* White no Nordeste do Brasil (*Panulirus argus*, *P. laevicauda*, *P. echinatus*). Todas três têm importância do ponto de vista comercial, principalmente no estado do Ceará, onde podem ser encontradas em praias de águas rasas.

A exploração dos recursos lagosteiros no litoral do estado do Ceará, vem sendo realizada desde 1955. Esses crustáceos constituem um dos principais recursos pesqueiros da região, tanto pelo número de pessoas direta ou indiretamente envolvidas na exploração quanto pelo volume de divisas gerado pela exploração.

Entre os estados brasileiros o Ceará é o maior produtor, (no ano de 1991 produziu 7863,4 tons) mas sua produção encontra-se em declínio nos últimos anos (no ano de 2003 produziu 2486,8 tons), (ANEXO 1). Atribui-se o agravamento da crise do setor ao excessivo esforço de pesca aplicado sobre o estoque lagosteiro (4 vezes maior do que o ótimo estimado) e o aumento na incidência de indivíduos jovens nas capturas (IBAMA, 2003).

Como forma de proteger os estoques pesqueiros o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) criou o período de defeso, onde é proibida a pesca no período de janeiro a abril, que estudos afirmam ser o período de reprodução e desova das espécies do gênero *Panulirus* White.

Mas acredito que os 40 anos de pesca predatória e contínua sobrepesca, reduziram muito o estoque populacional, causando a redução no recrutamento de juvenis. Outras medidas, a longo prazo e estudos mais intensos em busca de respostas sobre os aspectos biológicos da lagosta são extremamente importantes para que se possa contornar esse quadro tão desolador.

Na praia de Ponta Grossa (Icapuí-CE), onde foi efetuado o projeto Minifazenda Marinha: viveiros de lagosta no mar, as espécies do gênero *Panulirus* White são encontradas facilmente em pedras próximas a praia. O limitado estoque e a intensa pesca exigem estudos da criação de larvas e juvenis em laboratório e reposição do estoque natural. Entretanto muito pouco é conhecido sobre a reprodução e o desenvolvimento larval.

O estudo do desenvolvimento de larvas de lagosta vem sendo desenvolvido no Japão por mais de 50 anos, objetivando a cultura em laboratório, desde o ovo ao estágio de puerulus (estágio transicional entre filosoma pelágico e juvenil bentônico). Sucesso com o completo desenvolvimento da lagosta foi obtido para o gênero *Jasus* (Kittaka, 1988; Kittaka et al. 1997).

Pouco sucesso no completo cultivo de filosomas foi obtido com as lagostas ocorrentes no litoral do Nordeste do Brasil, mas há informações referentes aos seus estágios iniciais (*P. argus*, Van Olst et al., 1980; *P. laevicauda*, Abrunhosa et al., não publicado). Nenhuma referência sobre reprodução, maturação e cultivo de *P. echinatus* está disponível na literatura científica.

O trabalho tem como objetivo investigar a reprodução, o desenvolvimento larval da lagosta *P. White*, assim como obter dados relativos ao hábito alimentar e utilização de diferentes sistemas de cultivos com o intuito de simular as características do ambiente natural.

2. MATERIAL E MÉTODOS

O presente experimento foi desenvolvido no Laboratório de Recursos Aquáticos (LARAq), entre os anos 2002 e 2004.

Através das seguintes etapas pode ser resumido o procedimento utilizado desde o início do experimento:

- a) Captura de indivíduos maduros sexualmente;
- b) Transporte para o laboratório;
- c) Aclimação dos Indivíduos;
- d) Transferência para o tanque de eclosão;
- e) Eclosão das larvas;
- f) Transferência dos filosomas para o sistema de cultivo;
- g) Cultivo dos filosomas.

2.1. Aquisição de lagostas ovigeras

A princípio foram coletados indivíduos de ambos os sexos, com o intuito de tentar fazer a reprodução em laboratório, tendo em vista que esse processo poderia ser demorado e o experimento tinha que iniciar, foi providenciado aquisição de lagosta ovigeras do gênero *Panulirus* White. As lagostas foram capturadas nas praias do Mucuripe Fortaleza - CE e Iparana Caucaia - CE por pescadores das colônias locais, com a utilização de manzuás e caçoeiras.

As lagostas foram acondicionadas em recipientes plásticos, com água marinha e transportadas para o galpão de cultivo e larvicultura do laboratório (FIGURA 1).



FIGURA 1 - Lagostas acondicionadas em recipiente plástico.

Já no laboratório os indivíduos permaneceram no recipiente, onde receberam suporte de aeração e passaram por um processo de aclimação, até a temperatura e salinidade da água se igualar com a do tanque de eclosão.

2.2. Tanque de eclosão

Utilizou-se tanque em fibra de vidro, com formato circular, capacidade para 250 L água, provido de um sistema de filtragem e aeração constante (FIGURA 2).

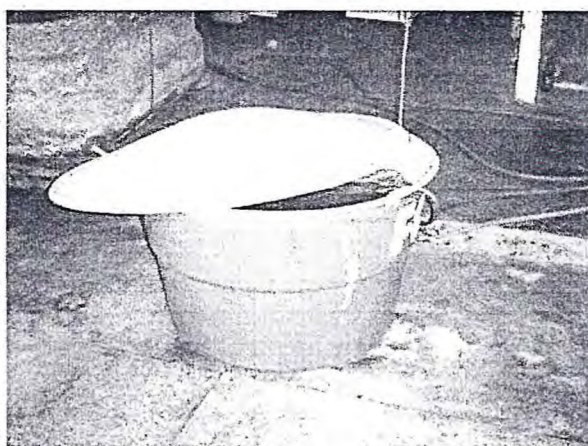


FIGURA 2 - Tanque de Eclosão.

As fêmeas foram cuidadosamente transferidas e o tanque parcialmente coberto. Após 24 horas quando estavam mais adaptadas as condições do tanque,

as fêmeas foram coletadas e observada a coloração dos ovos, com o intuito de saber o estágio de maturação dos ovos e assim prever a proximidade da desova (FIGURA 3).

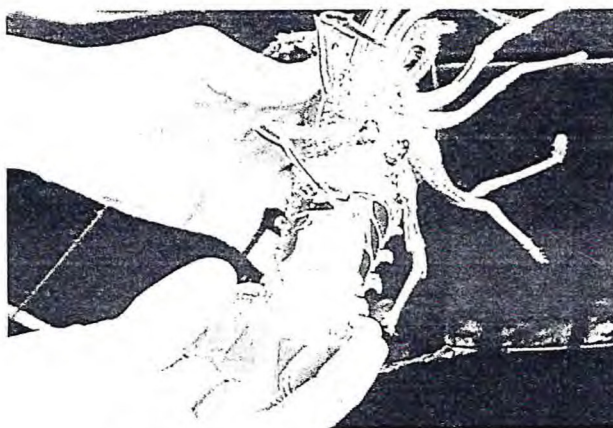


FIGURA 3 - Coloração dos ovos.

2.3. Sistema de cultivo

Antes da eclosão das larvas, todas as estruturas de cultivo foram limpas com sabão neutro e desinfetada com solução (cloro a 10ppm). Todo o sistema já estava abastecido de água com os mesmos parâmetros físico-químicos da água do tanque de eclosão.

2.3.1. Tanque de abastecimento

Também em fibra de vidro, formato circular, capacidade para 1000 L de água, provido de um sistema de filtragem (biológica e física) e aeração constante. Onde era realizado o tratamento da água antes de ir para o sistema de recirculação.

2.3.2. Sistema de recirculação de água

Todo o cultivo realizou-se no galpão do laboratório, onde foram montados três sistemas de recirculação definitivos e um de reserva, utilizado nas trocas de

água totais dos outros. O sistema de recirculação de água (FIGURA 4) é composto pelos seguintes componentes:

- a) Um tanque cilíndrico de plástico para armazenamento de água (200L);
- b) Uma incubadora feita de acrílico;
- c) Uma bomba submersa acoplada com uma válvula pé com crivo;
- d) Uma estrutura de suporte para incubadora;
- e) Um sistema hidráulico de abastecimento e drenagem;

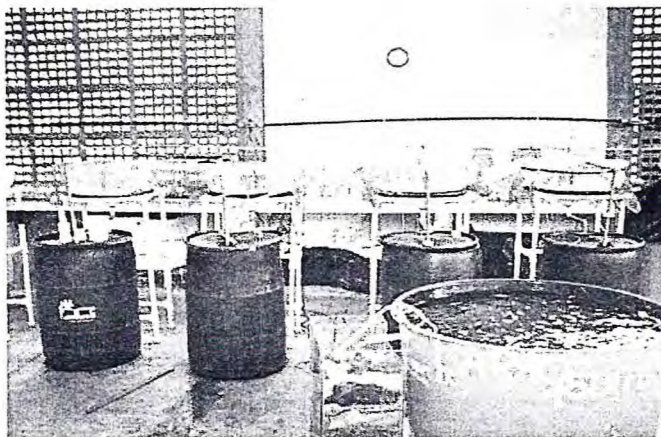


FIGURA 4 - Sistema de recirculação de água.

O sistema de recirculação de água tem como objetivo fazer a renovação constante da água e movimentar a água dentro da incubadora, simulando assim o ambiente natural quando em geral as larvas ficam a mercê das correntes marinhas, mantendo em suspensão o alimento e os filosomas.

a) Tanque para armazenamento de água

Esse tanque é o reservatório de água do sistema, possuindo um formato cilíndrico com 85 cm de altura e 55 cm de diâmetro comportando 200 litros.

Armazena água marinha que vai ser bombeada através de um sistema hidráulico para a incubadora.

b) Incubadoras para o cultivo de filosomas

Durante o experimento foram utilizados dois tipos de incubadoras, ambas em material acrílico, mas com formatos e volumes diferentes (FIGURA 5). Uma possuindo formato côncavo com 65 cm de diâmetro e 33 cm de profundidade, a outra formato oval com 50 cm de diâmetro e 15 cm de profundidade. Desta forma foi possível a visualização através do acrílico. E ainda instalou-se no centro de cada incubadora uma torre que no centro passava o cano de drenagem protegido por uma tela fina impedindo a passagem de larvas e alimentos. A água oriunda da bomba chegava a um recipiente de PVC localizado na parte inferior da torre, esse possuía pequenos orifícios na sua porção inferior por onde passava a água. Desta forma a água era projetada em um só sentido, fazendo movimentos circulares.

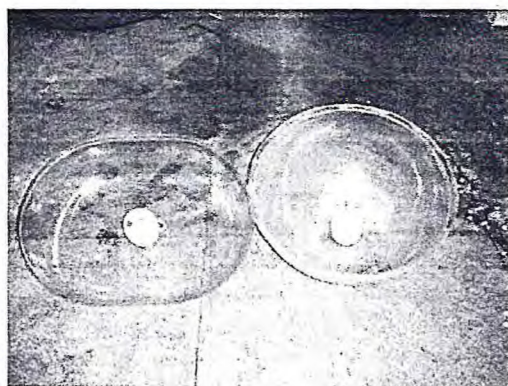


FIGURA 5 – Modelos de Incubadoras.

c) Sistema de propulsão de água

A água que fica no tanque de armazenamento é bombeada para as incubadoras por uma bomba submersa (FIGURA 6) com vazão de 700 litros por

hora através de canos de $\frac{1}{2}$ polegadas. Acoplado a bomba, fica uma válvula de pé com crivo para evitar o retrocesso da água no caso da falta de energia.

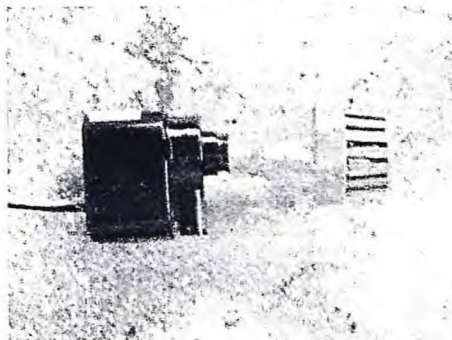


FIGURA 6 – Bomba submersa.

d) Estrutura de suporte para incubadora

Essa estrutura foi feita com canos e conexões de PVC, já pesando como se trabalha com água marinha não vai oxidar e também é leve de fácil transporte. Essa estrutura possui 115 cm de altura e 55 cm de largura.

e) Sistema hidráulico de abastecimento e drenagem

Todo o sistema hidráulico é de canos de PVC de $\frac{1}{2}$ polegada. No abastecimento o cano é acoplado a bomba que passa por uma válvula reguladora de vazão até chegar à parte inferior da torre central da incubadora. Na drenagem o cano sai da parte superior da torre e vai para o tanque de armazenagem.

2.3.3. Sistema de irradiação ultravioleta

A irradiação ultravioleta tem a capacidade de eliminar de maneira segura os mais diferentes tipos de microrganismos, sejam bactérias, vírus, fungos, fito ou zooplâncton, sem deixar resíduos na água. A radiação ultravioleta (FIGURA 7) penetra nos microrganismos alterando suas funções fisiológicas, impedindo sua reprodução ou causando sua morte. Esse sistema com lâmpadas ultravioleta foi montado no abastecimento, a água passa pelo sistema e chega até a incubadora.

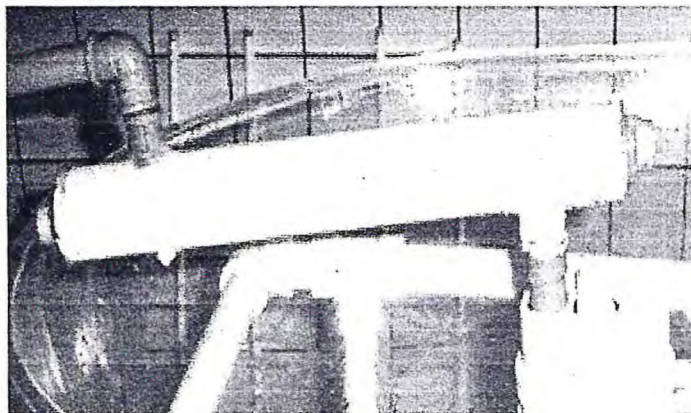


FIGURA 7 - Lâmpadas Ultravioletas

2.3.4. Sistema de aeração

A alimentação de ar do sistema é abastecida por um soprador de 2 cv, esse impulsiona o ar por uma tubulação que abastece todo o galpão do laboratório (FIGURA 8). Nessa tubulação possui bicos de saída de ar onde foram conectadas as mangueiras de alimentação do nosso sistema. Na extremidade das mangueiras possui divisores para levar o ar tanto a incubadora como ao tanque de armazenamento. Em suas extremidades foram colocadas pedras porosas com o intuito de diluir o máximo possível de gás na água.

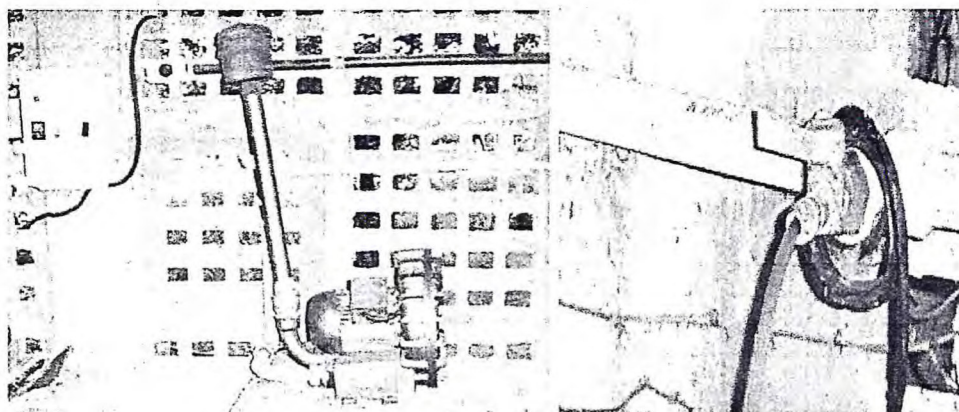


FIGURA 8 – Sistema de aeração.

2.4. Análises físico - químicas

Para cada incubadora de cultivo, observava-se pelo menos uma vez ao dia as variações existentes na água através do monitoramento físico-químico, sendo um refratômetro para determinação de salinidade, pH-metro para determinação de pH e oxímetro para medir o oxigênio dissolvido em água e temperatura (FIGURAS 9 e 10).

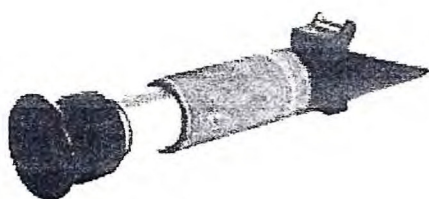


FIGURA 9- Refratômetro

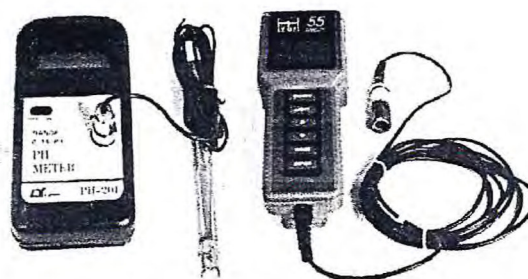


Figura 10- pH-metro e oxímetro

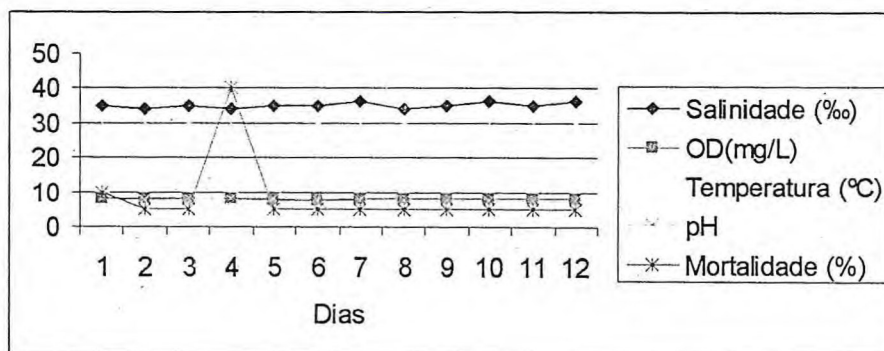
- **Início do cultivo dia 19/10/2002**

A maior mortalidade aconteceu no 4º dia de cultivo, quando em torno de 40% das larvas, em ambas incubadoras morreram, associando essa mortalidade ao fim da reserva no saco vitelínico das larvas. Os filosomas passaram do 1º para o 2º instar em 6 a 7 dias. A partir de então sucessivas mortalidades foram ocorrendo, até que no 12º dia de cultivo todos os indivíduos tinham morrido (TABELA 1). A incubadora utilizada neste cultivo e no dia 25/01/03 foi de formato côncavo (FIGURA 11).



FIGURA 11 - Incubadora côncava

TABELA 1 - Dados sobre o cultivo de filosomas *P. laevicauda* 19/10/02).

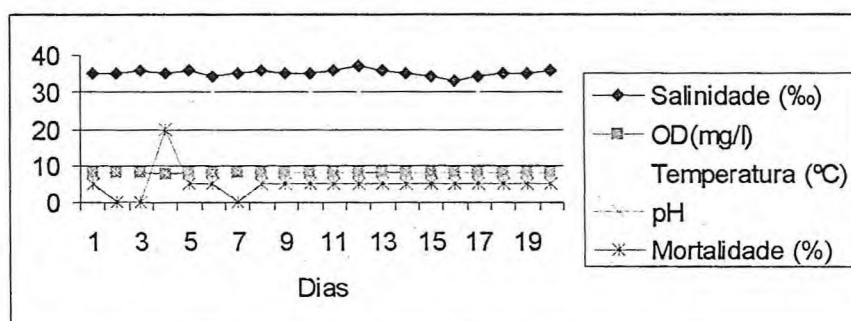


- **Início do cultivo dia 25/01/2003**

Neste cultivo conforme as larvas foram alimentadas com náuplios de *Artemia* nos primeiros estágios, músculos de bivalves macerados e ração para camarão, Turbocan 40%. Não obtivemos sucesso perceptíveis com a ração.

Obtivemos mais sucesso que o primeiro, o cultivo durou 20 dias (TABELA 2), os filosomas chegaram até o 3º instar. Associamos essa melhora à qualidade da água, mas vale ressaltar que são lagostas do mesmo gênero *Panulirus* White, mas espécies diferentes *P. laevicauda* e *P. echinatus*.

TABELA 2 - Dados sobre o cultivo de filosomas *P. echinatus* (25/01/03).



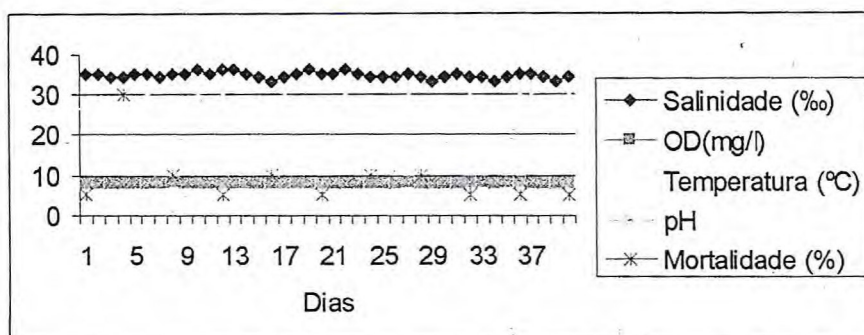
- **Início do cultivo dia 31/01/2004**

Nesse cultivo foi utilizado um sistema de irradiação ultravioleta e a água utilizada foi coletada no DNOCS, onde possuem em um sistema de decantação e filtragem.

Nos dez primeiros dias usamos apenas náuplios de *Artemia*, a partir de então se começou a oferta *Artemia* adulta e gônadas de mexilhão macerada. O cultivo durou 40 dias, sendo que a incubadora utilizada foi a de formato oval (FIGURA 12), proporcionando uma maior superfície e menor coluna d'água, a velocidade de vazão do sistema foi diminuída.



FIGURA 12 – Incubadora oval

TABELA 3 - Dados sobre o cultivo de filossomas *P. echinatus* (31/01/2004).

Observações feitas com o uso de microscópio verificaram que a maioria das larvas mortas possuía uma colônia de organismos muito pequenos não identificados.

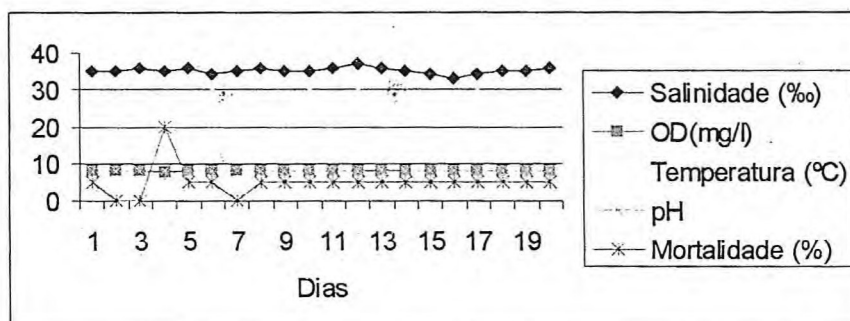
Associamos a morte das larvas a dois fatores: A dificuldade de mantermos uma assepsia adequada para que a água fique livre de contaminações e adaptar uma dieta rica em ácidos graxos e proteínas, que seja de tamanho reduzido para facilitar a captura.

- **Início do cultivo dia 25/01/2003**

Neste cultivo conforme as larvas foram alimentadas com náuplios de *Artemia* nos primeiros estágios, músculos de bivalves macerados e ração para camarão, Turbocan 40%. Não obtivemos sucesso perceptíveis com a ração.

Obtivemos mais sucesso que o primeiro, o cultivo durou 20 dias (TABELA 2), os filosomas chegaram até o 3º instar. Associamos essa melhora à qualidade da água, mas vale ressaltar que são lagostas do mesmo gênero *Panulirus* White, mas espécies diferentes *P. laevicauda* e *P. echinatus*.

TABELA 2 - Dados sobre o cultivo de filosomas *P. echinatus* (25/01/03).



- **Início do cultivo dia 31/01/2004**

Nesse cultivo foi utilizado um sistema de irradiação ultravioleta e a água utilizada foi coletada no DNOCS, onde possuem em um sistema de decantação e filtragem.

Nos dez primeiros dias usamos apenas náuplios de *Artemia*, a partir de então se começou a oferta *Artemia* adulta e gônadas de mexilhão macerada. O cultivo durou 40 dias, sendo que a incubadora utilizada foi a de formato oval (FIGURA 12), proporcionando uma maior superfície e menor coluna d'água, a velocidade de vazão do sistema foi diminuída.

3.2.1. Estágios

As larvas não tinham um período determinado para realizar a muda, que poderia ocorrer durante o dia ou à noite. As mudas do primeiro para o 2° instar ocorreram de 7 a 11 dias de cultivo, e do segundo para o terceiro foi de sete dias em média. No entanto não foi possível determinar com precisão o período de intermuda dos demais instars, porque os filosomas não foram cultivados individualmente. Em relação a resultados obtidos no nosso trabalho comparando com outros disponíveis na literatura (Kittaka, 1988; Kittaka et al., 1988; Kittaka & Ikegami, 1988; Kittaka & Kimura, 1989; Radhakrishnan & Vijayakumaran, 1995; Kittaka et al., 1997; Matsuda & Yamakawa, 2000; Sekine et al., 2000), indicam que o período de intermuda parece variar de espécie para espécie e de acordo com as condições de cada cultivo, nos quais são submetidos às larvas, alimento ministrado, densidade e qualidade da água entre outros.

3.2.2. Mortalidade

As larvas resistiram bem à transferência do tanque de desova para as incubadoras, pois até o 3° dia nenhuma mortalidade aparente pôde ser observada. A maior mortalidade aconteceu no 4° dia de cultivo, quando em torno de 40% das larvas, em ambas incubadoras morreram, associao essa mortalidade ao fim da reserva no saco vitelínico das larvas.

Segundo Matsuda & Yamakawa (2000) cultivando filosomas de *Panulirus longipes*, conseguiu uma alta taxa de sobrevivência de 69% até o 80° dia, mas pouco depois do 100° dia esta tinha caído para 7,7%, devido a muitas larvas terem morrido durante a muda.

Kittaka & Kimura (1989) em cultivo de filosomas de *Panulirus Japonicus*, nos primeiros instars, alcançaram uma taxa de mortalidade superior a 99%, muito superior à obtida para a espécie *Panulirus echinatus*. Mas nos instars finais esta diminuiu para 50%.

3.2.3. Alimentação

Os filosomas em seu ambiente natural se alimentam de plâncton, apesar de a *Artemia* não habitar regiões pelágicas os filosomas em seus estágios iniciais (instars) se adaptaram muito bem ao alimento. A alimentação ofertada desde o primeiro dia de cultivo foi náuplios de *Artemia*.

Pode-se observar os filosomas se alimentando, eles capturam o náuplio com os pereiópodos, passando-o para os maxilípedes e transportando até a boca. Para saber se as larvas tinham ou não se alimentado bastava observar a coloração esbranquiçada do hepatopâncreas.

Nutricionalmente, náuplios de *Artemia* parecem ser um alimento eficaz devido à atividade das larvas e a frequência de mudas. Mas a partir do 4° estágio, os náuplios se tornaram pequenos em relação aos apêndices bucais, o que dificulta sua apreensão pelas larvas. Então foram testados outros tipos de alimento que eram bem aceitos, inicialmente, mas com o tempo as larvas o rejeitavam (Santiago, 2001).

Este comportamento refletiu no aspecto nutricional, quando muitas larvas não conseguiam ultrapassar o estágio subsequente, falharam ao mudar. Matsuda & Yamakawa (2000) relataram que a maioria das larvas no cultivo de filosomas de *Panulirus longipes*, morreram durante o processo de muda. Juvenis e adultos, quando mal nutridos, também sofrem estes efeitos, morrendo durante a muda (Bowser & Rosemark, 1981; Conklin et al., 1991; Castel et al., 1991; Abrunhosa & Kittaka, 1997a, b; Abrunhosa; não publicado).

Matsuda & Yamakawa (2000) obtiveram sucesso no cultivo de filosomas de *Panulirus longipes*, alimentando-os somente com náuplios de *Artemia* até o 4° Instar. A partir do 5° instar as larvas foram alimentadas com *Artemia* adulta cultivada com a microalga *Phaeodactylum tricornutum* e pedaços de gônadas do mexilhão *Mitylus galloprovincialis*.

Filosomas de *Panulirus japonicus* também foram cultivados com sucesso, desde a eclosão até a metamorfose para puerulus, quando alimentados de forma semelhante aos de *Panulirus longipes*. Até o 6° instar, a alimentação ministrada, às larvas, foi náuplios de *Artemia*. Nos instars seguintes, a alimentação foi *Artemia*

adulta cultivada com *Phaeodactylum* sp. e pedaços de gônadas de mexilhão (Sekine et al., 2000). Kittaka & Kimura (1989) também obtiveram sucesso no cultivo de filosomas desta espécie alimentando-os com náuplios de *Artemia* sp., nos instas iniciais, gônadas de *Mytilus edulis*, nos instars mais avançados.

3.2.4. Água do cultivo

O controle da qualidade da água é um fator determinante no sucesso do cultivo de larvas. Indivíduos com boa atividade e livres de contaminação por protozoários e bactérias dependem do rígido monitoramento da água durante todo o período de cultivo. Qualquer falha no controle da água pode dar fim a uma larvicultura em que todas as larvas estavam em boas condições no dia anterior (Radhakrishnan & Vijayakumaran, 1995; Shioda et al., 1997).

Deve-se evitar adição de componentes químicos para controlar a proliferação de bactérias e protozoários como, formalina, antibióticos, pois tem sido reportado por diversos autores que seu sucesso é limitado (Radhakrishnan & Vijayakumaran, 1995). Por isso o uso dessas substâncias não é recomendado e sim o esforço para manter a qualidade da água.

Uma das dificuldades encontrada foi a condição do local utilizado para o cultivo, o galpão do laboratório, é parcialmente aberto por onde entra muita poeira. Desta forma uma das maiores metas a ser atingida no presente cultivo foi manter a qualidade da água. Para isso, o controle de pH, oxigênio, temperatura, salinidade foram feitos de forma rigorosa.

Outra grande dificuldade do presente trabalho foi manter a qualidade microbiológica da água, pelo fato dessa ser coletada em praias próximas a Fortaleza, análises laboratoriais mostraram uma considerável carga de microorganismos, por esse motivo foi utilizada 100 mL de uma solução de cloro a 10% no tanque de armazenamento.

Essa água que permanecia no tanque de armazenamento passava por um tratamento de um filtro biológico, durante alguns dias. Antes de ser transferida para o sistema, ainda passaria por um filtro mecânico de poliamida 5 μ .

4. CONCLUSÕES

- Não foi possível induzir a reprodução dos indivíduos maduros sexualmente em laboratório, mais estudos sobre a biologia reprodutiva do gênero se faz necessário;
- O sucesso foi obtido na eclosão e transferência das larvas para os sistemas de cultivo a partir das fêmeas capturadas;
- Os parâmetros físico-químicos da água como temperatura, salinidade, pH e oxigênio dissolvido devem ser monitorados continuamente.
- Também devem ser realizadas análises periódicas de colimetria, contagem padrão de bactérias mesófilas e identificação das bactérias contidas na água. A qualidade microbiológica da água é um fator essencial para o sucesso do cultivo e por isso deve ser mais estudada com a finalidade de achar meios para melhorá-la.
- O sistema de recirculação de água mostra-se eficiente, pois manteve as larvas sempre em movimento simulando o que acontece no ambiente natural. Quanto às incubadoras, a oval devido sua maior superfície pode-se perceber uma melhor capacidade de locomoção das larvas conseqüentemente facilitando a captura do alimento.
- Quanto à alimentação a *Artemia* sp. mostra-se eficiente para os estágios iniciais, porém são necessários mais estudos para determinar os requerimentos nutricionais exigido pela larva já que as larvas só mostraram interesse nos primeiros dias que foram oferecidos os outros alimentos.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRUNHOSA, F. A.; KITTAKA, J. Effect of starvation on the first larvae of *Homarus americanus* (Decapoda, Nephropidae) and phyllosomas of *Jasus verreauxi* and *J. Edwardsii* (Decapoda, Palinuridae). **Bull. Mar. Sci.**, v. 61, n.1. p. 73 - 80, 1997a.

ABRUNHOSA, F. A.; KITTAKA, J. The morphological development of juvenile western rock lobster *Panulirus Cygnus* George, 1962 (Decapoda, Palinuridae) reared in the laboratory. **Bull. Mar. Sci.**, v. 61, n.1. p. 81 - 96, 1997b.

BOWSER, P. R.; ROSEMARK, R. Mortalities of cultured lobster, *Homarus americanus*, associated with molt death syndrome. **Aquaculture**, v. 23, p. 11 - 18, 1981.

CASTELL, J. D. et al. Nutritionally induced molt death syndrome in aquatic crustaceans: The effect of B vitamin and manganese deficiencies in lobster (*Homarus americanus*). **Crust. Nutr. Newsl.**, v. 7, p. 108 - 114, 1991.

CONKLIN, D. E. et al. Nutritionally induced molt death syndrome in aquatic crustacean: I. Introduction to the problem. **Crust. Nutr. Newsl.**, v. 7, p. 102 - 107, 1991.

IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente). **Boletim Estatístico IBAMA/CEPENE**. Ministerio do Meio Ambiente, 2003.

KITTAKA, J. Culture of the palinurid *Jasus lalandii* from egg to puerulus. **Nippon Suisan Gakkaishi**, v. 54, n. 1, p. 87 - 93, 1988.

KITTAKA, J. Application of ecosystem culture method for complete developed of phyllosomas of spiny lobster. **Aquaculture**, v. 155, p. 319 - 331, 1997,

Kittaka, J.; IKEGAMI, E. Culture of palinurid *Panulirus elephas* from egg stage to puerulus. **Nippon Suisan Gakkaishi**, v. 54, n. 7, p. 1.149 - 1.154, 1988.

Kittaka, J.; KIMURA, K. Culture of the Japanese spiny lobster *Panulirus japonicus* from egg to juvenile stage. **Nippon Suisan Gakkaishi**, v. 55, n. 6, p. 963 - 970, 1989.

KITTAKA, J.; ONO, K.; BOOTH, J. D. Complete development of the green rock lobster *Jasus verreauxi* from egg to juvenile stage. **Bull. Mar. Sci.**, v. 61, n. 1, p. 57 - 71, 1997.

LIPCUS, R. N.; COBB, J. S. Ecology and fishery biology of spiny lobster. In: Phillips, B. F.; Cobb, J. S.; Kittaka, J. (Ed.) **Spiny lobster management**. Oxford: Fishing News Books, 1994, p. 1-30.

MATSUDA, H.; YAMAKAWA, T. The complete development and morphological changes of larval *Panulirus longipes* (Decapoda, Palinuridae) under laboratory conditions. **Fisheries Science**, V. 66, n. 2, p. 278 – 293, 2000.

PHILLIPS, B. F.; COBB, J. S. GEORGE, R. W. General biology. COBB, J. S.; Phillips, B. F. (Ed.). **The biology and management of lobsters**. New York: Academic Press, v.1, 1980, p. 1 – 82.

RADHAKRISHNAN, E. V.; VIJAYAKUMARAN, M. Early larval development of the spiny lobster *Panulirus homarus* (Linnaeus, 1758) reared in the laboratory. **Crustaceana**, Leiden, v. 68, n. 2, p. 151 – 159, 1955.

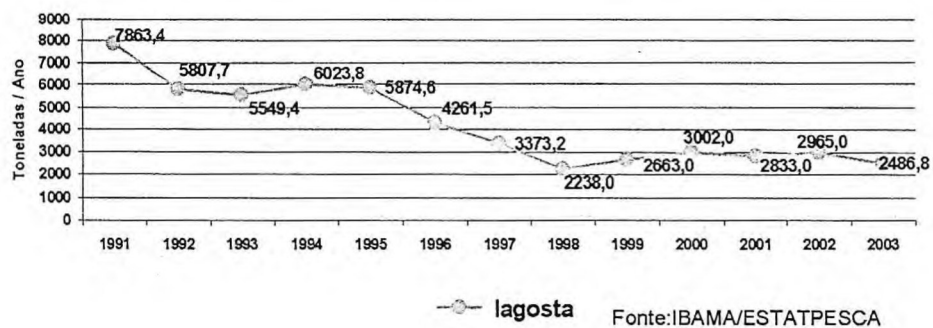
SANTIAGO, André Prata. Instars iniciais da lagosta *Panulirus echinatus* Smith, 1869 (Decapoda: Palinuridae), cultivados em laboratório.

SEKINE, S. et al. Larval period and molting in the Japanese spiny lobster *Panulirus japonicus* under laboratory conditions. **Fisheries Science**, v. 66, n. 1, p. 19 – 24, 2000.

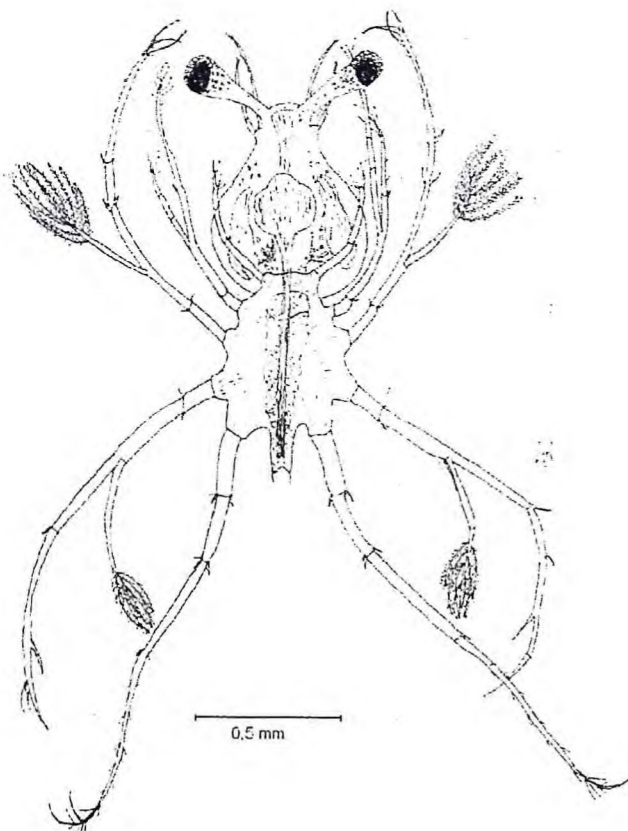
SHIODA, K.; IGARASHI, M. A.; KITAKA, J. Control of water quality in the culture of early stage of *Panulirus japonicus*. **Bull. Mar. Sci.**, v. 61, n. 1, p. 177 – 189, 1997.

WILLIAMS, A. B. Lobster – identification, world distribution, U. S. trade. **Mar. Fish. Rev.**, v. 48, n. 2, p. 1 – 36, 1986.

6. ANEXO



ANEXO 1 - Produção de lagosta desembarcada no estado do Ceará no período de 1991 a 2003.



ANEXO 2 - Desenho de um filosoma recém eclodido.

Cultivo de Filosomas <i>P. laevicauda</i> (19/10/02)					
Tempo (dias)	Salinidade (‰)	OD(mg/L)	Temperatura (°C)	pH	Mortalidade (%)
1	35	7,85	28	7,9	10
2	34	7,98	28	7,8	5
3	35	7,89	29	7,9	5
4	34	8,00	28	8,0	40
5	35	7,80	27	7,9	5
6	35	7,50	29	7,8	5
7	36	7,86	28	7,7	5
8	34	7,91	29	7,7	5
9	35	8,02	27	7,6	5
10	36	7,95	28	7,6	5
11	35	7,95	28	7,5	5
12	36	7,87	29	7,5	5

ANEXO 3 - TABELA 1

Cultivo de filosomas *P. echinatus* (25/01/03)

Tempo (dias)	Salinidade (‰)	OD(mg/L)	Temperatura (°C)	pH	Mortalidade (%)
1	35	7,89	28	8,0	5
2	35	7,85	28	7,9	0
3	36	7,80	28	7,8	0
4	35	7,78	27	7,9	20
5	36	7,85	28	8,2	5
6	34	8,01	29	8,1	5
7	35	7,99	27	8,0	0
8	36	7,95	28	7,9	5
9	35	7,88	28	8,1	5
10	35	7,95	29	8,0	5
11	36	7,79	27	7,9	5
12	37	7,83	29	7,9	5
13	36	7,92	28	8,3	5
14	35	7,87	27	8,2	5
15	34	7,99	28	8,0	5
16	33	8,02	28	7,9	5
17	34	7,97	29	8,1	5
18	35	7,88	28	8,0	5
19	35	7,90	27	8,0	5
20	36	7,96	28	7,9	5

ANEXO 4 - TABELA 2

Cultivo de filamentosas <i>P. echinatus</i> (31/01/2004)					
Tempo (dias)	Salinidade (‰)	OD(mg/L)	Temperatura (°C)	pH	Mortalidade (%)
1	35	7,80	28	8,0	5
2	35	7,83	28	7,9	
3	34	7,80	28	7,8	
4	34	7,75	27	7,9	30
5	35	7,85	28	8,0	
6	35	8,01	29	8,0	
7	34	8,00	27	8,1	
8	35	8,05	28	8,0	10
9	35	7,95	28	8,1	
10	36	8,00	29	7,9	
11	35	7,89	27	7,9	
12	36	7,83	29	8,0	5
13	36	7,92	28	8,2	
14	35	7,85	27	8,1	
15	34	7,83	28	8,0	
16	33	8,00	28	7,9	10
17	34	7,98	29	8,1	
18	35	7,88	28	8,1	
19	36	7,95	27	8,0	
20	35	7,99	28	7,9	5
21	35	8,01	28	7,8	
22	36	8,00	29	7,8	
23	35	7,95	28	8,0	
24	34	7,98	27	8,1	10
25	34	7,85	27	8,0	
26	34	7,90	28	7,9	
27	35	8,05	29	7,8	
28	34	8,02	28	7,9	10
29	33	8,00	28	7,8	
30	34	7,89	27	7,9	
31	35	7,95	28	8,0	
32	34	8,05	29	8,1	5
33	34	8,10	28	8,0	
34	33	8,03	27	7,9	
35	34	8,08	28	7,9	
36	35	8,05	29	7,8	5
37	35	8,00	29	7,7	
38	34	7,95	28	7,8	
39	33	7,90	27	7,7	
40	34	8,03	29	7,7	5

ANEXO 5 - TABELA 3