

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA

CENTRO DE CIENCIAS AGRARIAS



0.282.654-3

UFSC-BU

ESTAGIO SUPERVISIONADO

Trabalho?

ESTAGIARIO: LEONARDO BERGALLO SNIZER

Leonardo Bergallo Snizer

FLORIANOPOLIS (SC), JUNHO DE 1991

SUMÁRIO ÍNDICE

MATURACÃO	05
1. INTRODUÇÃO	05
2. PENAEUS SCHIMITT.....	05
2.1. Instalações	05
2.2. Aquisição e Recepção dos Reprodutores	07
2.3. Reprodução e Manejo Reprodutivo	07
2.4. Manutenção dos Reprodutores	09
3. PENAEUS PAULENSIS	09
3.1. Instalações	09
3.2. Aquisição e Recepção dos Reprodutores	10
3.3. Reprodução e Manejo Reprodutivo	10
3.4. Manutenção dos Produtores	12
3.5. Indução a Maturação	13
4. CONTAGEM DE NAUPLIUS	14
5. PONDERAÇÕES	15

LARVICULTURA	17
1. INTRODUÇÃO	17
2. INSTALAÇÕES	17
3. RECEPÇÃO DE NAUPLIUS	18
4. ALIMENTAÇÃO POR FASES	19
5. RENOVAÇÃO DE ÁGUA	23
6. REPOSIÇÃO DE ALGAS NOS TANQUES	25
7. CONTAGEM DAS LARVAS E DAS POS-LARVAS	26
8. EMBALAGEM PARA VIAGEM DAS POS-LARVAS	27
9. ROTINA DA LARVICULTURA	29
10. PONDERAÇÕES	32
ALGACULTURA	34
1. INTRODUÇÃO	34
2. INSTALAÇÕES	35
3. ESQUEMA BÁSICO DE PRODUÇÃO	36
4. LIMPEZA, ESTERILIZAÇÃO DOS MATERIAIS	37
5. CONTROLE POPULACIONAL	38
5.1. Contagem	38
6. MEIOS DE CULTURA	39
7. MANUTENÇÃO DO INÓCULO PRINCIPAL	42
8. PONDERAÇÕES	43
CONCLUSÃO	44
BIBLIOGRAFIA	45

QUADROS E TABELAS

Quadro 1	22
Quadro 2	22
Quadro 3	23
Quadro 4	24
Quadro 5	42
Tabela 1	39
Tabela 2	40
Tabela 3	41

Assam?

MATURAÇÃO

1. INTRODUÇÃO

Cabe ao setor de MATURAÇÃO receber, preparar e induzir os reprodutores a cópula e obter uma desova viável. A maturação é ainda responsável pela eclosão destes ovos e o envio para o setor de LARVICULTURA. Os laboratórios da Barra da Lagoa tem agora duas maturações, uma de uma espécie de camarão de águas mais frias o Penaeus paulensis e outra de uma espécie de águas mais tropicais o Penaeus schmitti.

2. PENAEOUS SCHIMITTI

2.1. Instalações

Para Penaeus schmitti são instalações mais recentes ocupando uma área adjacente a primeira construção. O setor consiste basicamente em uma grande sala dividida em 4 partes,

uma maior e três salas menores. A sala maior tem no seu interior 5 tanques grande, esta sala não tem aberturas, é uma sala escura o que possibilita controle do fotoperíodo necessário para esta espécie.

As outras três salas menores são utilizadas, duas para as fêmeas na desova e uma para eclosão de ovos. As duas salas de desova tem aberturas (janelas), e as fêmeas são colocadas em caixas pretas de plástico com tampa de aproximadamente duzentos litros sobre cavaletes de madeira. Cada sala de desova pode abrigar mais ou menos 20 caixas perfazendo um total de 40 caixas, em máxima produção possível.

A sala de eclosão é equipada com dois cavaletes com capacidade para suportar 32 containers de aproximadamente 40 litros cada. Estes últimos tem uma forma cilíndrica e cônica (como um funil) para evitar deposição de ovos no fundo o que pode prejudicar os índices de eclosão.

Toda a construção é revestida com tinta epóxi por dentro evitando infiltrações. Todas as salas internas, containers, caixas e tanques são abastecidas com água salgada e tubulação com ar comprimido. Nos tanques grandes da sala maior, nos containers e caixas existem terminais elétricos para utilização de aquecedores, se for necessário. Para controlar a temperatura dos caixas de fêmeas que irão desovar é usado um termostato.

2.2. Aquisição e Recepção dos Reprodutores

Os espécimes *Penaeus schimitti* são adquiridos de pescadores da região de Porto Belo e Itajaí, estes pescadores tem um acordo com o laboratório e trazem os exemplares de alto mar em caixas com sistema de "aeração portátil". Em terra os animais são selecionados pelo comprador e transportados para a Barra da Lagoa. Ao chegar na maturação já existe um tanque previamente preparado. A temperatura e salinidade da água devem ser cuidadosamente verificadas e devem ter valores bem próximos evitando um estresse aos peneídeos.

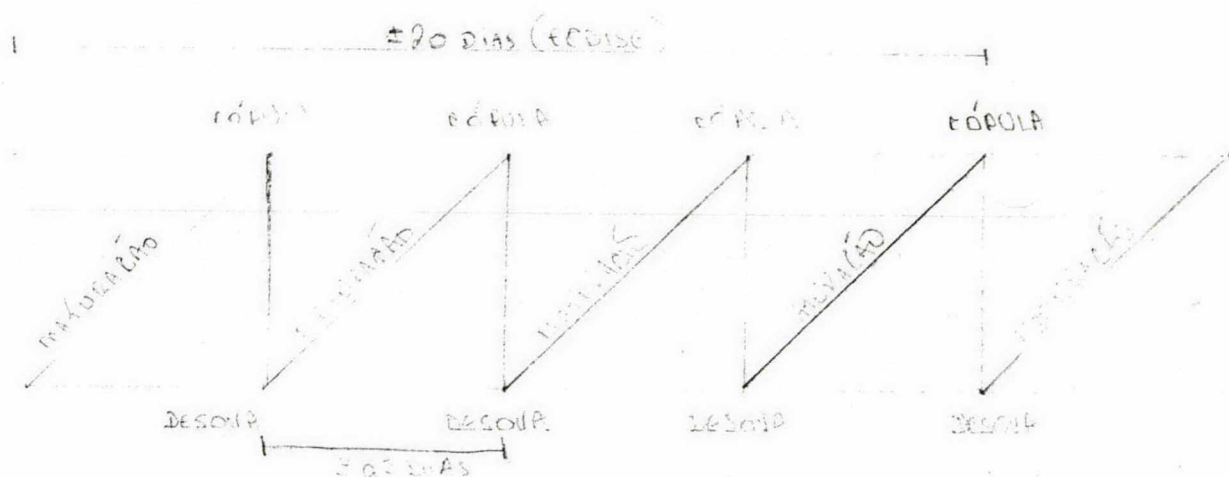
2.3. Reprodução e Manejo Reprodutivo

A espécie *Penaeus schimitti* tem a característica reprodutiva de tólicum aberto, caracterizando o seu comportamento reprodutivo de tal maneira que o animal copula cada vez que a fêmea está para desovar, acredita-se que a fêmea quando está para desovar libera um ferormônio estimulador para os machos realizarem a cópula.

Por esta característica reprodutiva os animais desta espécie tem um manejo reprodutivo peculiar. Os machos e as fêmeas vivem em tanques separados; no final de cada manhã as fêmeas são revisadas uma a uma, as que tiverem característica de desova são separadas para o tanque de machos, esperando-se assim que estas fêmeas sejam copuladas. A cópula ocorre geralmente entre às 15:00 hrs e às 20:00 hrs, sendo este período crítico para o sucesso da reprodução. As 20:30 hrs são revisadas as fêmeas selecionadas

pela manhã, as que copularam vão para as caixas previamente preparadas, as que não copularam voltam para seus tanques de origem.

Um esquema básico do processo reprodutivo da espécie é mostrado na figura abaixo:



Fela manhã, 8:00 hrs anota-se qual o lote da fêmea, qual o número da desova e se recolocam as fêmeas a seus tanques de origem. Cada desova é avaliada num estereoscópio, desovas mal formadas são eliminadas e as boas são sifonadas das caixas para um separador e transferidas para os containers de eclosão.

Na sala de eclosão os ovos ficam de um a dois dias, dependendo principalmente da temperatura da água. É feita então na sala de eclosão a contagem de nauplius através de amostragens, cada desova é contada e anotada numa ficha junto ao código da fêmea para uma posterior análise estatística de desempenho.

No passo seguinte os nauplius são concentrados com a utilização da luz (fototropismo positivo) e são transportados para a LARVICULTURA.

2.4. Manutenção dos Reprodutores

Esquema básico de alimentação e renovação de água (*Penaeus schmitti*).

- 08:00 hrs - renovação de água (15 minutos por tanque);
- 09:00 hrs - alimentação fresca (berbigão, marisco, lula);
- 12:00 hrs - alimentação fresca (berbigão, marisco, lula);
- 15:00 hrs - alimentação com ração e minhoca;
- 21:00 hrs - alimentação fresca (berbigão, marisco, lula);
- 23:00 hrs - ração.

É mantida renovação contínua de água durante toda a noite.

3. *PENAEUS PAULENSIS*

3.1. Instalações

Para *Penaeus paulensis*: são instalações de certo modo parecidas com a descrita anteriormente porém com 15 tanques com 2,5 m de diâmetro e 1,2 m de altura cada, além disso a sala não tem divisões e carece de uma sala de eclosão.

As fêmeas são colocadas nas mesmas caixas da espécie anterior porém dentro da sala dos tanques sem divisões internas. Nesta sala existem aberturas em todas as paredes e o telhado consta de telhas transparentes, ficando a mesma exposta ao fotoperíodo natural.

Cada tanque conta com um terminal de água salgada, ar comprimido e eletricidade e as caixas de desova a exemplo da descrita anteriormente contam com um termostato para o controle da temperatura da água nas caixas.

A sala de eclosão não existe e esta é feita na sala de larvicultura ao lado em tonéis de 200 litros com aeração e controle de temperatura sem termostato. Não existe então para esta espécie controle de fotoperíodo, pois este parece não influenciar sensivelmente no desempenho reprodutivo.

3.2. Aquisição e Recepção dos Reprodutores

Nos camarões *Penaeus paulensis* a origem pode ser três; camarões de alto mar, de baía e de lagoa e assim cada tipo recebe uma identificação. Os reprodutores são adquiridos então na orla de lagoas ou em terminais de pesqueiros, e muitas vezes são capturados pelos próprios pesquisadores. Os animais adquiridos são transportados imediatamente para os tanques previamente preparados e transferidos com os cuidados descritos anteriormente (temperatura e salinidade), após um período de adaptação ao cativeiro os animais estão aptos a serem induzidos a reprodução não natural.

3.3. Reprodução e Manejo Reprodutivo

A espécie *Penaeus paulensis* tem um hábito reprodutivo de tético fechado, caracterizando um comportamento reprodutivo

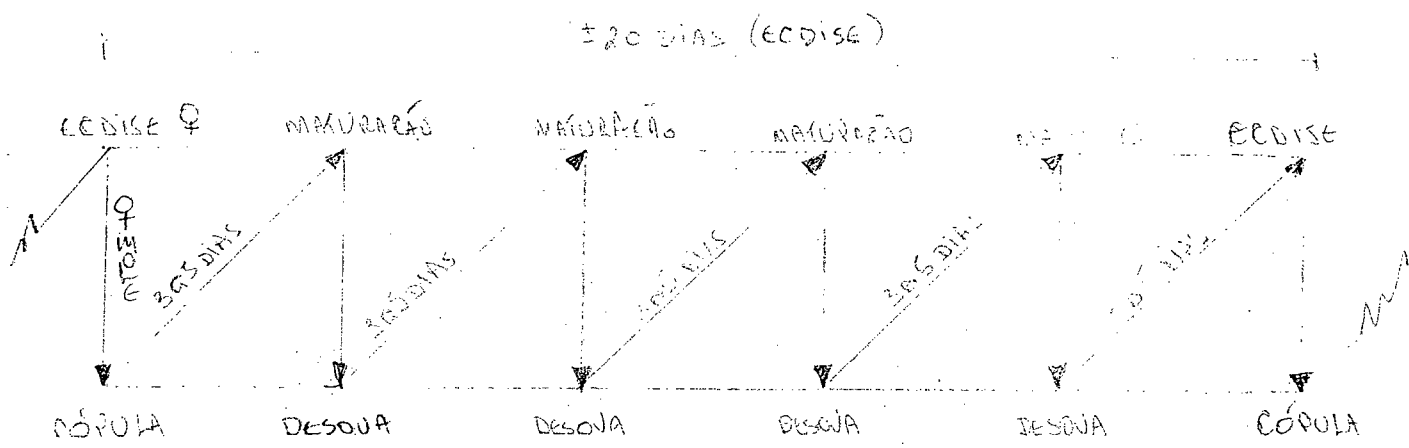
diferente da espécie descrita anteriormente. Para este tipo de camarão a cópula só ocorre quando acontece a "ecdise" ou muda de casca, é quando o macho tem oportunidade de encaixar o espermatóforo na fêmea, pois suas casca ainda é mole permitindo o acasalamento.

Assim, a fêmea fertilizada a cada desova fecunda os óvulos, porém se a fêmea não copular na ecdise, ela vai fazer aproximadamente 4 desovas não fecundadas (mais ou menos 2 dias), daí a importância da cópula bem sucedida.

Esta característica reprodutiva levou a um manejo diferente do *Penaeus schmitti*, neste caso as fêmeas e os machos são colocados no mesmo tanque a uma proporção de (1,5 fêmeas / 1,0 machos) por tanque, sendo respeitado claro a lotação por tanque. Acredita-se também que para esta espécie a muda de casca ou ecdise libera um ferormônio estimulador da cópula.

No final da tarde de cada dia (mais ou menos 17:30 hrs) são revisadas as fêmeas de cada tanque e assim cada uma que estiver pronta para a desovar é separada para uma caixa previamente preparada. Pela manhã cada fêmea é devolvida para seu respectivo tanque, são avaliadas as desovas, são anotados os dados de cada fêmea e são colocadas as desovas boas para eclosão.

É mostrado a seguir um esquema básico do processo reprodutivo de *Penaeus paulensis*.



Os ovos são colocados em tonéis de plástico azul com aeração e controle de temperatura por um dia. São contados os nauplius de cada desova do dia anterior, anexando estes dados ao código da fêmea respectiva para posterior análise estatística no programa de computador.

Contados os nauplius eles estão aptos a irem para o próximo setor, a LARVICULTURA. O sistema de concentração dos nauplius é idêntico ao descrito anteriormente (utilização de luz).

3.4. Manutenção dos Reprodutores

Esquema básico de alimentação e renovação da água para *Penaeus paulensis*.

- 08:00 hrs - renovação parcial de água e remoção de resíduos;

- 10:00 hrs - alimentação com lula picada fresca;
- 15:00 hrs - renovação parcial da água e remoção de resíduos;
- 15:30 hrs - alimentação com marisco branco em pedaços e minhocas (tanques em experimentação);
- 21:00 hrs - alimentação com ração;
- à noite renovação contínua de água.

3.5. Indução a Maturação

O camarão de água salgada não encontra condições para o seu desenvolvimento gonadal em cativeiro não permitindo a sua reprodução. Apesar do laboratório oferecer ~~as~~ as melhores condições possíveis como a salinidade adequada, fotoperíodo, temperatura e nutrição específicos não se completam as exigências biológicas inviabilizando a reprodução em cativeiro.

Descobriu-se então que nos pedúnculos oculares destes camarões existe uma glândula neuro secretora chamada (glândula X), que inibe o processo de maturação da ova se o animal não for fornecido de todas suas exigências biológicas. A remoção de um dos globos oculares junto ao pedúnculo é o suficiente para que ocorra um desequilíbrio hormonal favorável a maturação, com resultados satisfatórios apesar do estresse causado nos animais. Esta prática tem o nome de "ABLACÃO OCULAR" e é feita quando os animais estão já adaptados ao cativeiro (é removido sempre o olho que estiver em piores condições).

São utilizados para esta operação uma bandeja rasa, uma régua, um estilete e argolas de silicone coloridas para identificação individual das fêmeas, de preferência duas pessoas uma para anotar e outra para fazer a incisão e colocar o silicone.

O procedimento consiste em fazer uma pequena incisão na esfera ocular e espremer para fora o globo e pedúnculo ocular, mede-se a fêmea e coloca-se o silicone no outro pedúnculo identificando a fêmea individualmente. Todo o procedimento leva apenas alguns segundos e é feita dentro da bandeja com água dentro.

Com o passar dos dias alguns animais morrem, as baixas são anotadas e todos os dados como temperatura da água, alimentação são anotados para ter um controle e fazer análises estatísticas no computador. O passo seguinte é fazer um manejo correto das fêmeas e esperar a maturação da ovas com o passar do tempo. Esta prática é feita tanto para *Panaeus paulensis* como para *Panaeus schimitti*.

4. CONTAGEM DE NAUPLIUS

Para a espécie *Panaeus schimitti* a contagem de NAUPLIUS é feita por amostragens nos containers de eclosão de ovos. São feitas 5 amostras, aproveitando a homogeneização (turbulência) promovida pela aeração, cada amostra tem 10 ml (pipeta de 10 ml)

far-se a contagem à olho nú, obtendo uma média, extrapola-se o número para o volume aproximado do container obtendo-se o valor aproximado de nauplius por desova.

Para *Penaeus paulensis* o sistema é também de amostragem, porém por ser a eclosão em tonéis de 200 litros a homogenização é feita com o braço e o volume retirado é de 300 ml, a amostra é concentrada com uma tela separadora para um volume menor e é feita a contagem com o auxílio de uma pipeta de 10 ml como descrito anteriormente.

5. PONDERAÇÕES

Durante o estágio, e por minha passagem pela MATURAÇÃO (principalmente no de *Penaeus schimitti*) o laboratório estava em plena atividade e num ritmo de trabalho bastante acelerado o que foi muito produtivo para o aprendizado laboratorial técnico, objetivo do estágio. Atingiu-se nesta época médias muito elevadas de ovos para fêmeas chegando até a 100.000 ovos e estes valores são de grande aproveitamento.

O trabalho de rotina deve ser metódico e o estagiário deve estar atento a qualquer detalhe que possa passar despercebido para o bom desenvolvimento dos camarões. Durante minha estadia na maturação, de *Penaeus schimitti* pude observar algumas situações que poderiam ser controladas, melhorar ainda mais o desempenho dos reprodutores. O controle da temperatura dos tanques, caixas e

containers deve ser mais homogêneo, diminuindo as diferenças entre as temperaturas provavelmente a desova vai ser mais homogênea e completa, por exemplo: por muitas vezes a fêmea saia do seu respectivo tanque para o de machos sofrendo uma diferença de temperatura no mínimo de 1,0°C, de 25,5°C para 26,7°C, respectivamente. Do tanque de machos no mesmo dia a fêmea vai para a caixa com temperaturas de até 24,0°C, dando um gradiente de aproximadamente 3 graus, o que de fato não favorece a desova; o quanto ninguém sabe. Finalmente pela manhã esta fêmea volta para o tanque respectivo, fechando um ciclo de flutuações da temperatura.

Creio também que o estudo do comportamento reprodutivo destes animais, mesmo em cativeiro devem abrir as portas para novas técnicas, de manejo reprodutivo que certamente aumentarão os índices de desempenho dos reprodutores, pois ao que parece pouco se sabe do comportamento reprodutivo destes camarões.

A ausência de "pés de lúvio" e a facilidade de acesso ao laboratório por qualquer pessoas também me chamou a atenção, no setor de maturação.

Estas considerações são cabíveis também para o *Penaeus paulensis*, porém neste ainda existe um agravante de ser dentro do setor de LARVICULTURA feita a eclosão dos ovos o que pode agravar os problemas de contaminação neste setor.

LARVICULTURA

1. INTRODUÇÃO

A larvicultura tem como finalidade desenvolver tecnologia de crescimento de larvas de camarão de água salgada Penaeus schmitti e Penaeus paulensis, desde o estágio de nauplius até pós-larva com aproximadamente 12 dias.

Pode-se considerar esta fase como a mais complexa e delicada no ciclo de produção de pós-larvas, para as fazendas de engorda. Esta fase abrange 8 estágios de desenvolvimento das larvas com requerimentos nutricionais específicos para cada fase. Esta particularidade aumenta a responsabilidade e o trabalho neste setor exigindo muita dedicação e conhecimento dos pesquisadores.

2. INSTALAÇÕES

A larvicultura consiste basicamente em 3 salas, uma pequena com containers de fibra de vidro de 2000 litros num número de 12

containers. O teto da sala tem telhas transparentes, e está reservada para pequenas larviculturas. Logo mais abaixo está a sala grande com 8 tanques de concreto de 60.000 litros. Esta sala é para as grandes larviculturas com até dois milhões de larvas por tanque.

Os tanques são revestidos com tinta epóx impermeabilizante, esta sala como a descrita anteriormente tem telhas transparentes. Para as duas salas e para cada tanque existe um terminal de ar comprimido, eletricidade e água salgada. A terceira e última sala, fica num nível mais baixo que as outras duas e chama-se sala de despesca, esta tem terminais de ar comprimido e água doce e tem também as saídas dos tanques grandes. A sala de despesca conta com 12 caixas de 200 litros preparadas para receber as pós-larvas já concentradas. Nesta são embaladas as pós-larvas para a viagem as fazendas de engorda.

Para evitar problemas de contaminação os tanques contam cada um com um equipamento individual evitando transferência de água com possíveis inóculos de patogenos.

3. RECEPÇÃO DE NAUPLIUS

A preparação do tanque é fundamental para o sucesso da recepção. A preparação consiste basicamente na desinfecção do mesmo. No decorrer do meu estágio a desinfecção era feita da seguinte maneira: escovação para soltar a sujeira, lavagem,

segunda escovação com cloro, lavagem, ~~des~~ ^{des}sepsia com álcool etílico e lavagem final. Um trabalho realmente cansativo, sendo eliminado agora com o uso de um pulverizador de grande força com alta temperatura facilitando em muito o serviço. É feita a ~~des~~ ^{des}sepsia de tubulações, mangueiras e equipamento de cada tanque, estando assim finalmente o tanque pronto para a primeira fase de recepção.

O tanque então recebe 10.000 litros de água salgada e é de preferência inoculado com micro-algas de tamanho reduzido Chaetoceros spp numa concentração de $1,0$ a $2,0 \times 10^4$ cel/ml, no tanque. É esperado então o ^{300km?} (bloom) ou explosão da população de _{↳ fiscais?} algas até chegar a concentração de $5,0 \times 10^4$ cel/ml em 48 horas (sendo este tempo variável de acordo com as condições ambientais).

Finalmente o tanque está pronto para receber os nauplius, estes são transportados num balde desinfectado, é tomado o cuidado de não deixar a diferença de temperatura passar de 10C. Colocam-se os nauplius com cuidado no tanque, evitando-se assim o choque térmico e físico.

4. ALIMENTAÇÃO POR FASES

Na fase de nauplius em que a larva pode ficar de um a dois dias, dependendo basicamente da temperatura da água, esta não precisa de alimentação pois os nutrientes requeridos são

fornecidos pelo saco vitelino. Na seqüência de desenvolvimento a larva passa por 7 estágios diferentes; com alimentação específica por fase exigindo muito cuidado e atenção por parte dos pesquisadores.

Nas fases fitoplátó^Nfoagas o controle de número de células de micro-algas por ml é feito diariamente para evitar problemas de excesso ou falta de alimento para as larvas, sendo este um dos fatores de qualidade da água. Nas fases carnívoras existe também um controle do número de Artemia salina por ml de água do tanque completando o cuidado com a alimentação das larvas.

é dado abaixo, um esquema básico de alimentação por fases para larvas tanto de Penaeus paulensis como para Penaeus schmitti (com apenas algumas modificações para cada espécie).

Nauplius: alimenta-se das reservas do saco vitelino exigindo apenas ar, qualidade de água e temperatura adequada.

Zoea I: nesta fase as larvas já são fitoplátófoagas, as micro-algas fornecidas, ou já presentes, são de Chaetoceros spp ou Isochrysis spp que tem características de tamanho reduzido, 3-8 um e 2-7 um, respectivamente; concentração de 80.000 cel/ml.

Zoea II: a composição alimentar é a mesma só que em maior volume de água e concentração de 100.000 cel/ml.

Zoea III: nesta fase permanece a concentração anterior, porém somada a uma concentração de 5.000 cel/ml de Tetraselmis chuii que é uma micro-alga de tamanho maior, 10/12 um. Aqui

inicia-se a alimentação para adaptação com Artemia salina congelada.

Mysis I: fase totalmente carnívora da larva, que é alimentada com nauplius de Artemia salina vivos, ração (proporção é dada mais adiante) e são ainda mantidos $5-8 \times 10^4$ de Chaetoceros spp e 5×10^4 cel/ml de Tetraselmis spp para manter a boa qualidade da água.

Mysis II: a concentração de nauplius de Artemia salina vai para 1,0 unidade/ml com os mesmos valores para micro-algas porém a ração tem uma granulometria diferente.

Mysis III: mantém-se a concentração de nauplius, muda-se a granulometria da ração e ficam estabilizados as concentrações de micro-algas.

Pós-larvas: continua o mesmo esquema de alimentação mudando apenas a granulometria da ração e seu volume para cada pós-larva.

A contagem dos nauplius de Artemia salina é feita com uma pipeta como para nauplius de camarão, são feitas 2 medidas diárias, para manter controle. Abaixo segue um esquema básico do volume e granulometria de ração balanceada para as fases de pós-larva.

Quadro 1

FEITO

	TANQUE (g/l)	GRANULOMETRIA (M)
PL1	10	106 - 200
PL2	10	106 - 200
PL3	12,5	106 - 200
PL4	12,5	106 - 200
PL5	15	200 - 300
PL6	15	200 - 300
PL7	17,5	200 - 300
PL8	17,5	200 - 300
PL9	20	300 - 500
PL10	20	300 - 500
PL11	25	300 - 500
PL12	30	300 - 500

Quadro fornecido pelos pesquisadores do Laboratório Larvicultura.

Os valores dados anteriormente pode também ser descritos da seguinte maneira:

Quadro 2

FEITO

Número de larvas x 0,02* (Mysis I) = X dividido 4 doses
 Número de larvas x 0,03 (Mysis II) = X dividido 4 doses
 Número de larvas x 0,05 (Mysis III) = X dividido 4 doses
 Número de larvas x 0,08 (PL I) = X dividido 4 doses
 Número de larvas x 0,09 (PL II) = X dividido em 4 doses
 "
 "
 "
 Número de larvas x 0,16 (PL X) = X dividido em 4 doses

* Índice encontrado na literatura, depois de 0,16 segue até PL12.

↳ Amh?

A seguir um quadro mostrando a granulometria apropriada de ração para as seguintes fases:

Quadro 3 *DM*

FASE	PENEIRA
Zoea II	50 m
Zoea III	50 - 100 m
Mysis I	100 - 200 m
Mysis II	100 - 200 m
Mysis III	200 - 300 m

Quadro fornecido pelos pesquisadores do Laboratório Larvicultura.

Completa-se assim a fase de alimentação das larvas por cada fase perfazendo um trabalhoso e metuculoso sistema alimentar.

5. RENOVAÇÃO DE AGUA

A renovação da água é mais uma prática fundamental no processo de manutenção da qualidade da água, não só neste setor mas como na maturação também.

Com a renovação eliminamos resíduos de fezes, alimentos e compostos nitrogenados devolvidos na água "velha", renovando as condições biológicas para as larvas e pós-larvas.

Para iniciar o processo de renovação de água no setor de larvicultura devemos inicialmente colocar no "ralo" do tanque uma tubulação furada revestida de tela, evitando a passagem das larvas. A segunda etapa consiste em se dirigir a sala de despesca e abrir as válvulas dos tanques que se deseja renovar a água.

Para cada estágio de desenvolvimento larval tem-se uma proporção de renovação diária de água descrita no quadro abaixo:

Quadro 4 *DM*

Volume ou S / f

FASE	RENOVAÇÃO
Zoea I	Aumentar nível (volume* apropriado)
Zoea II	Renovar 20%
Zoea III	Aumentar nível (volume apropriado)
Mysis I	Renovar 70%
Mysis II	Renovar 40%
Mysis III	Renovar 40%
PL	Aumentar nível (volume apropriado e renovar 40%)

* Volume apropriado por fase é dado no quadro seguinte. Quadro obtido com os pesquisadores do Laboratório Setor Larvicultura.

Abaixo segue quadro de volumes apropriados por fase:

Quadro 5 *DM*

FASE	Nº DE LARVAS/LITRO
Zoea I	50 - 100
Zoea II	50
Zoea III	30
Mysis I	30*

* 30 é a concentração máxima apropriada para as demais fases. Quadro obtido pesquisadores do Laboratório.

Além da renovação aconselha-se nos casos de muitos resíduos no fundo do tanque a escovação afim de suspender estes resíduos, eliminando boa parte pela renovação e acelerando sua decomposição devido a oxigenação proporcionada pela suspensão, mantendo a maior qualidade da água.

6. REPOSIÇÃO DE ALGAS NOS TANQUES

Para manter as concentrações desejadas de micro-algas nos tanques é necessária a contagem diária das mesmas em cada tanque. A realização desta contagem é auxiliada por uma lâmina especial separada em minúsculos quadrantes e que tem um volume conhecido, podendo-se extrapolar os dados contados para volumes maiores; esta lâmina se chama CÂMARA DE NEWBAUER (é específica para contagem de células).

Desta maneira retira-se uma amostra de cada tanque num becker individual; as algas ativas (que se locomovem) devem ser tratadas com formól possibilitando a contagem. É feita então a homogenização da amostra e colocada uma gota na CÂMARA, prossegue-se a contagem com auxílio de um microscópio chegando a um número, se for menor que o desejado no tanque administra-se culturas concentradas de algas; se estiver no número apropriado não se mexe; e se estiver muito alto apela-se para a renovação.

Tendo nas mãos então o residual de algas, e este geralmente está em níveis inferiores de concentração, partimos então para o

cálculo de volume de cultura de algas concentrada (fornecido pela ALGACULTURA) que devemos colocar no tanque.

$$V_a = \frac{V_t \times (C_d - C_r)}{C_a - C_d}$$

Onde:

V_a = volume a adicionar

V_t = volume do tanque

C_d = concentração desejada

C_r = concentração residual

C_a = concentração do alimento fornecido pela Algacultura

Tendo em mãos então o volume a ser despejado, bombea-se através de uma mangueira a quantidade calculada atingindo assim o objetivo final de manutenção da concentração de micro-algas adequadas.

7. CONTAGEM DAS LARVAS E PÓS-LARVAS

Do mesmo modo que para as algas, é necessário a contagem diária das larvas e pós-larvas nos tanques obtendo-se uma idéia do desenvolvimento atual (o que esclarece a alimentação adequada), mortalidade e como consequência a quantidade de alimento necessária (dada pelo número de larvas existentes).

Para o procedimento da contagem coleta-se 3 amostras com um pequeno balde de aproximadamente 3 litros. Cada amostra é coletada no centro do tanque e é feita a contagem de cada balde, das 3 contagens extrapola-se o valor para o volume total do tanque. Para larvas em estado adiantado de desenvolvimento a contagem deve ser feita quando o tanque estiver com o volume baixo, devido a renovação, diminuindo o erro de contagem pois as larvas são muito ativas e fogem do balde.

Todos os dados referentes a cada tanque são anotados em uma ficha individual: temperatura, residuais de algas, artemia, número de larvas, ração e observações, assim posteriormente pode ser analisado no programa de computador a dinâmica dos tanques.

8. EMBALAGEM PARA VIAGEM DAS PÓS-LARVAS

Ao chegarem aos 12 dias as pós-larvas estão aptas a serem deslocadas para as fazendas de engorda. A despesca de pós-larvas tem como primeira etapa a diminuição do volume de água dos tanques até aproximadamente 5.000 litros deixando as pós-larvas concentradas, libera-se então o "ralo" do tanque da tela possibilitando a sucção das pós-larvas para a sala de despesca. Na válvula de saída na referida sala de despesas é colocado um separador (Água/larvas).

Segue o processo e quando o separador satura é substituído e as pós-larvas são colocadas nas caixas pretas de 200 litros com aeração e salinidade adequada.

A salinidade do tanque se aproxima 35‰ (partes por mil), e por muitas vezes a salinidade das fazendas é bem inferior exigindo que os pesquisadores adaptam as pós-larvas ao novo meio. Geralmente as caixas já são corrigidas quanto a salinidade, para terem valores parecidos com o da fazenda.

Abaixo segue a fórmula utilizada para correção de salinidade (a salinidade é medida com um espectômetro):

$$Sr = \frac{Vtq \times Stq + Va}{Vtotal}$$

Onde:

Sr = salinidade real (desejada)

Vtq = volume do tanque

Stq = salinidade do tanque

Va = volume a adicionar

Vtotal = volume total

Colocadas as pós-larvas nas caixas com salinidade apropriada e despescados todos os tanques efetua-se a contagem das pós-larvas por caixa. Para este procedimento é necessário saber o volume exato de cada caixa ocupado pela água. Com o auxílio de uma régua e uma tabela de valores, previamente calculada, chegando ao volume mais aproximado de cada caixa, homogeniza-se

bem cada caixa utilizando o braço e tiram-se 2 amostra de aproximadamente 1 litro, tendo o número final de pós-larvas de cada caixa tem-se o valor final da despesca.

Passamos então para a embalagem: dependendo do tempo de viagem a embalagem é feita da maneira diferente. Se a propriedade é próxima, poucas horas de viagem as pós-larvas podem ser embaladas a uma concentração de até 2.000 a 3.000 pós-larvas/litro de água. Se for muito próximo pode ser até mais. Para viagens de 24 horas recomenda-se 1.000 pós-larvas/litro a uma temperatura de 20-24°C, para diminuir o metabolismo; com uma alimentação de 20 nauplius de artemia/pós-larvas.

As pós-larvas são ensacadas em plásticos transparentes duplos e é injetado O_2 em cada embalagem, que é finalmente ermeticamente fechada e colocada dentro de caixas de isopor finalizando a embalagem.

9. ROTINA DE LARVICULTURA

08:00 hrs

- verificar a temperatura e colocar uma dose de ração nos tanques de pós-larvas;
- abrir tanques para renovação;
- verificar se não escaparam larvas pela tela;
- tirar amostras dos tanques para contagem de larvas, algas e Nauplius de Artemia.

08:30 hrs:

- contagem de algas e verificação dos estágios larvais de cada tanque;
- solicitar ao setor de algas a complementação dos tanques de larvicultura com as mesmas;
- inocular tanque novo, caso haja necessidade.

09:00 hrs:

- bombear algas para todos os tanques;
- separar Nauplius de Artemia.

09:30 hrs:

- verificar nível da caixa d'água.

10:00 hrs:

- repor Nauplius de Artemia nos níveis estabelecidos para cada estágio.

10:30 hrs:

- colocar Nauplius de Artemia para eclosão;
- fazer tratamentos nos tanques quando nível está baixo.

11:30 hrs:

- completar nível de água nos tanques.

14:00 hrs:

- transferir Nauplius.

15:00 hrs:

- separar Nauplius de Artemia;
- colocar Nauplius de Artemia para eclosão.

16:00 hrs:

- contar Nauplius de Artemia e colocar no gelo.

17:00 hrs:

- preparar tanque para inocular no dia seguinte;
- fazer relatório para equipe noturna.

18:00 hrs:

- colocar Nauplius de Artemia e ração em todos os tanques.

18:30 hrs:

- verificar nível da caixa d'água;
- contagem de algas e Nauplius de Artemia e abrir renovação.

21:00 hrs:

- repor água nos tanques e separar Nauplius de Artemia.

21:30 hrs:

- colocar algas nos tanques que estiverem com déficit..

22:00 hrs:

- colocar ração nos tanques.

22:30 hrs:

- fazer relatório para equipe diurna.

23:00 hrs:

- colocar Nauplius de Artemia nos tanques.

10. PONDERAÇÕES

Felizmente na minha estada no setor de larvicultura tive a felicidade de poder participar de muitas despescas, o que podemos deduzir que tudo ia bem neste setor, porém isto não é verdade, pois este setor enfrenta nesta época alguns problemas.

Primeiramente descobriu-se que o álcool utilizado para a desinfecção dos tanques tinha essência de eucalipto que propiciava um precipitado esbranquiçado. O quanto isto prejudicou alguns tanques não se sabe, porém é um descuido repreensível.

Por muitas vezes se achou que este precipitado era o responsável pela morte abrupta de uma alta porcentagem das larvas, pois tampouco se sabia a origem do precipitado.

Finalmente o álcool foi substituído por um de melhor qualidade, porém a mortalidade continuava e ainda aumentava, deixando os pesquisadores realmente muito intrigados. Observações no microscópio mostravam que as larvas não se alimentavam e aos poucos iam definhando até a morte. Provavelmente algum patógeno estava atacando as larvas porém de difícil detecção e origem desconhecida.

Momentos como este são comuns na vida do laboratório, que me parece mostrar momentos de pique e de baixa produção demonstrando a fragilidade do processo.

Outro fato me chamou a atenção, em primeiro lugar: como poderia ser feito a eclosão dos ovos da maturação dentro da sala

da larvicultura, já que os perigos de contaminação são grandes? E em segundo lugar; me chamou a atenção a baixa capacidade de captação de água salgada no laboratório em geral. Era preciso esperar a maturação terminar a renovação da água para iniciar a da larvicultura. Já, na larvicultura, se houvessem muitos tanques, a renovação demoraria horas, visto o pouco volume de água disponível para tais dimensões. Este fato fazia com que as larvas ficassem concentradas em um pequeno volume por muito tempo o que seguramente é prejudicial ao seu bom desenvolvimento.

Outros detalhes me chamaram a atenção como a facilidade de acesso a sala por qualquer pessoas, o grande número de visitas e a ausência de desinfetantes nas portas de entrada (coisa comum em qualquer frigorífico).

ALGACULTURA

1. INTRODUÇÃO

A produção de algas torna-se indispensável no ciclo larval da produção de pós-larvas em peneídeos.. Visto que em grande parte do seu desenvolvimento é sua fonte básica de alimento.

é indispensável que o setor de algas consiga dar conta da demanda exigida pela larvicultura. Para tanto, é necessário um programa de produção estimada para dimensionar e programar tal atividade, sempre controlada pela larvicultura e conseqüentemente maturação.

Os métodos de cultivo, ou produção de algas, podem ser distintos; desde simples enriquecimento da água com a sua flora e fauna natural (YANG, 1975; KURATA e SHIGUENO, 1976), ou culturas específicas selecionadas especialmente para os propósitos de cultivo, realizada sob condições controladas (WALNE, 1970; MOCK, 1970; WELM et al., 1979) o que vem a ser o caso do Laboratório da Barra da Lagoa.

2. INSTALAÇÕES

O setor de algacultura conta basicamente com duas salas:

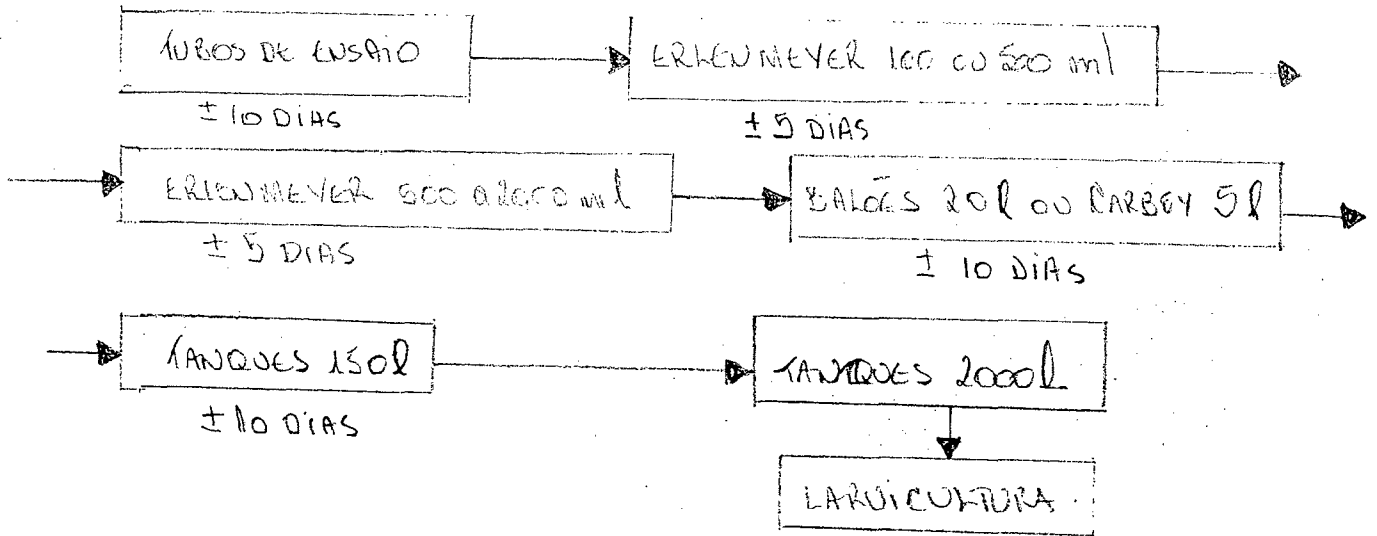
Sala de inóculo: esta sala guarda as estirpes selecionadas, para tanto, a luminosidade, temperatura e aeração são controlados. A temperatura da sala é mantida a 20°C. Os tubos de ensaio erlenmeyers e carboys ficam em prateleiras iluminados por lâmpadas fluorescentes de 40 W, uma distante da outra por 15 cm.

Sala de produção massiva: é uma sala com telhas transparentes, com tubulação para aeração e uma saída para água salgada.

A sala conta ainda com uma pia grande com dois tanques para a lavagem da vidraria. Os tanques de 2.000 litros ficam diretamente no chão, são usados ainda pequenos tanques de 200 litros usados na repicagem dos carboys.

O setor de algacultura conta ainda com um pequeno escritório, uma saleta com 02 freezers e um pequeno laboratório com um microscópio e um estereoscópio.

3. ESQUEMA BASICO DE PRODUÇÃO



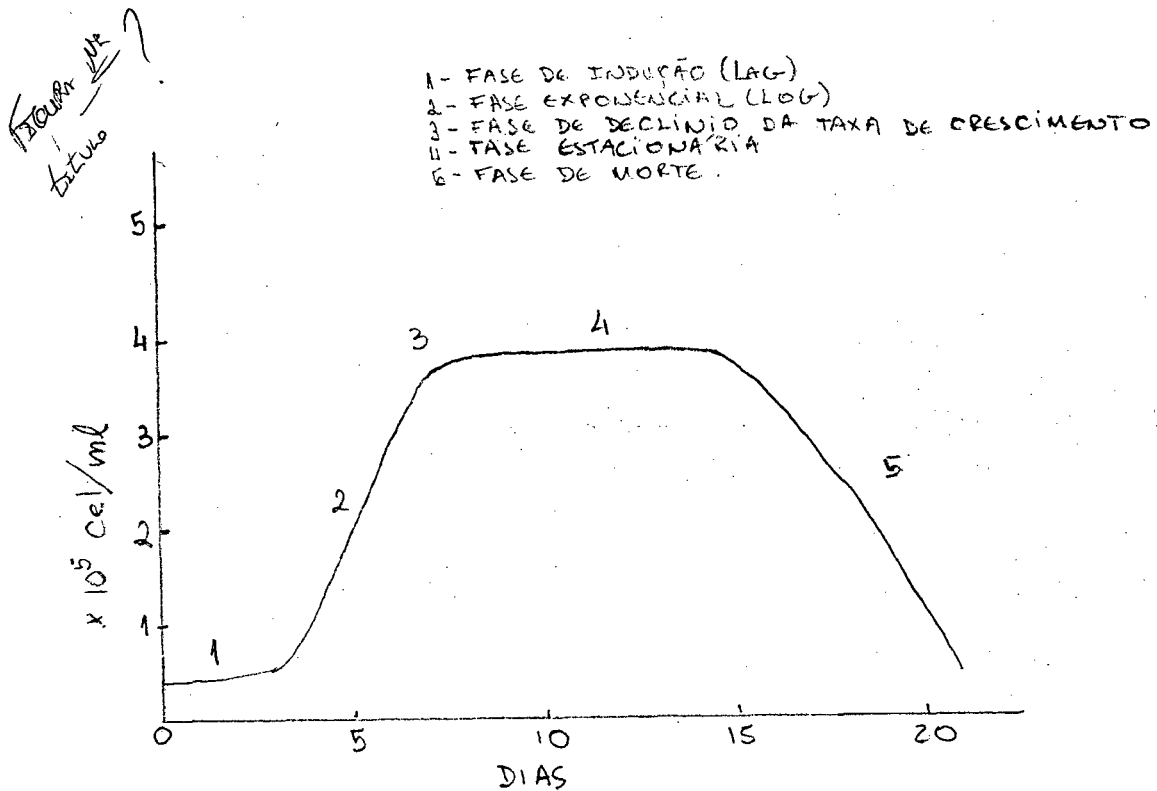
Existe um tempo médio de desenvolvimento em cada estágio, porém a contagem de cel/ml é necessária para se saber quando transferir ou inocular para o recipiente maior. Ao adquirir experiência o laboratorista, pela coloração da cultura já sabe se a mesma está no ponto de inóculo.

Porém é sempre necessária a contagem e controle da cultura para verificar a existência de bactérias, amebas, etc. que podem prejudicar a larvicultura.

Antes de transferir para os tanques de larvicultura é necessária a contagem das células para calcular o volume de água + massa de células a se jogar no tanque, resultando na concentração ideal para as larvas.

As algas devem ser repicadas no momento de crescimento exponencial (log) o que traz melhores resultados no processo.

A seguir o comportamento reprodutivo de algas conseguido pela contagem do número de cel x ml no passar dos dias; permite traçar uma curva de crescimento populacional.



4. LIMPEZA, ESTERILIZAÇÃO DOS MATERIAIS

Limpeza da vidraria:

- enxague com detergente neutro;
- enxague com água quente;
- enxague com água fria;
- molho, solução HCl 20% - 24 hrs;
- enxague 3 vezes água fria;
- enxague 2 vezes água destilada;
- secar em estufa;
- esterilizar em autoclave, a 120°C - 30 min.

Os tanques são lavados e escovados com cloro, depois lavados com água doce fria e passado álcool 96% gl. Pode ser colocado também em molho com água sanitária 1% por 24 horas, sendo bem enxaguado depois e estará pronto para uso.

5. CONTROLE POPULACIONAL

5.1. Contagem

A contagem diária dos tubos de ensaio, erlenmeyer, beckers, carboys e tanques se faz necessária para que o controle sobre a densidade populacional e a qualidade da cultura seja total.

A contagem é feita por amostragens. Coletadas as amostras utiliza-se um hemocitômetro tipo Neubauer que possui quadrados separados entre si, cada um com 1 mm de lado e uma profundidade de 0,1 mm perfazendo um volume de $0,1 \text{ mm}^3$.

Tratando-se de uma alga que apresenta movimento, e adicionado na amostra formól a 4%. Com uma micropipeta, sem que transborde ou forme bolhas de ar coloca-se o volume para preencher a câmara, em seguida coloca-se uma lâmina sobre a câmara e efetua-se a contagem dos 06 campos.

São feitas 03 contagens e chega-se ao número de células por ml.

Com estes dados em mãos aplica-se a fórmula vista na larvicultura para encontrar o volume a ser adicionado aos tanques de larvicultura.

6. MEIOS DE CULTURA

Para que as algas tenham um crescimento ótimo, é necessária fertilização da água com os nutrientes básicos requeridos pela mesma. Basicamente são 02 os meios de cultura: Conway (WALNE, 1966) e meio Erdsckreiber (GROSS, 1937).

↑
N CONWAY

Os dois meios de cultura tem as seguintes formulações:

Tabela 1

COMPOSIÇÃO DO MEIO DE CONWAY (WALNE, 1966) SOLUÇÕES ESTOQUES

A - Solução Principal:

FeCl ₃ · 6H ₂ O	2.60 g	
PbCl ₂ · 2H ₂ O	0.72 g	
H ₃ BO ₃	67.20 g	
EDTA (Na sal)	0.00 g	
NaH ₂ PO ₄ · 2H ₂ O	40.00 g	
NaNO ₃	200.00 g	
Solução de metais	2.00 ml	
Água destilada		2.00 litros
Adicionar 9 ml para cada litro de água do mar		

B - Solução de Metais:

ZnCl ₂	2.10 g	
CoCl ₂ · 6H ₂ O	2.00 g	
(NH ₄) ₆ MO ₇ O ₂₄ · 4H ₂ O	0.90 g	
CuSO ₄ · 5H ₂ O	2.00 g	
Água destilada	100.00 ml	
Se necessário acidificar esta solução com HCl para torná-la límpida.		

C - Solução de Vitaminas:

Br ₂	10.00 mg
Br (Tiamina)	200.00 mg
Água destilada	200.00 ml
Acrescentar 0,1 ml para cada litro de água do mar	

D - Solução de Silicato:

Usada quando a água cultivada for uma diatomácea

NaSiO ₃ . 5H ₂ O	4.00 g
Água destilada	100.00 ml
Acrescentar 2 ml para cada litro de água do mar	

As soluções principal e de silicato, depois de prontas, são esterilizadas em autoclave a 120°C., durante 30 minutos. A solução de vitaminas é esterilizada por filtração (filtro "Millipore" de 0,22 Um de poro). Essas soluções são conservadas em refrigerador e, adicionadas assepticamente à água do mar previamente esterilizada.

Tabela 2

COMPOSIÇÃO DO MEIO DE ERDSCHREIBER (GROSS, 1937)

A - Solução Estoque de Nitrato:

NaNO ₃	40.00 g
Água destilada	200.00 ml

B - Solução Estoque de Fosfato:

NaHPO ₄	4.00 g
Água destilada	200.00 ml

C - Solução Estoque de Silicato:

Na ₂ SiO ₃ . 5H ₂ O	8.00 g
Água destilada	200.00 ml

D - Extrato de Solo:

Misturar 1 kg de solo rico com 1 litro de água destilada;
Ferver a mistura durante 30 minutos em autoclave;
Deixar em repouso durante 3 dias;
Retirar a parte líquida e filtrar em papel de filtro;
Autoclavar a 120°C durante 30 minutos;
Estocar em refrigerador.

Adicionar asepticamente:

50 ml de extrato de solo;
01 ml de Nitrato;
01 ml de Fosfato;
01 ml de Silicato (só para diatomáceas);
01 litro de água do mar filtrada e esterilizada.

Tabela 3

lilano
1/1/67

MEIO PARA CAIXAS

Superfosfato de Amônia	200.00 g
Superfosfato de Cálcio	10.00 g
Uréia	20.00 g
Adicionar a 1m ³ de água do mar filtrada	

As soluções para os primeiros inóculos devem ser esterilizadas para manter a qualidade do banco de inóculos.

As espécies cultivadas na Barra da Lagoa são principalmente: Chaetóceros calcitrans (paulsen) e Thetracelmys chuii.

Forém, existe um número grande de espécies relacionadas no quadro à seguir que são utilizadas na carcino cultura.

Quadro 5 *de M*

CLASSE	ESPÉCIE	TAMANHO	VOLUME MÁXIMO DE CULTIVO	DENSIDADE MÁXIMA CEL. ML ⁻¹
Bacillariophyceae	<i>Chaetóceros calcitrans</i> (Paulsen)	3 - 8	20 litros	30 x 10 ⁶
	<i>Phaeodactylum tricornutum</i> (Bohlin)	3 - 7	20 litros	40 x 10 ⁶
	<i>Skeletonema costatum</i> (Greg.)	3 - 9	20 litros	8 x 10 ⁶
	<i>Thalassiosira pseudonana</i> (Hasle e Heimdal)	1.8 - 3	2 litros	10 x 10 ⁶
Haptophyceae	<i>Isochrysis galbana</i> (Parke)	2 - 7	20 litros	12 x 10 ⁶
Prasinophyceae	<i>Platymonas suecica</i> (Kyllin)	10 - 12	100 litros	2 x 10 ⁶
Chlorophyceae	<i>Chlamydomonas pallasii</i> (Butcher)	6.5 - 7	2 litros	4 x 10 ⁶
	<i>Dunaliella tertiolecta</i> (Butcher)	3 - 9	100 litros	3 x 10 ⁶
	<i>Nannochloris oculata</i> (Butcher)	2 - 3	3.000 litros	40 x 10 ⁶

7. MANUTENÇÃO DO INOCULO PRINCIPAL

Para que as cepas de algas fiquem sempre com qualidade satisfatória é necessária a repicagem contínua dos tubos de ensaio mantendo assim as algas sempre na fase exponencial.

Para manter este padrão de 15 em 15 dias é feita a repicagem (2 ml de cada tubo deve ser transferido para um tubo contendo 10 ml de meio de cultura novo) consegue-se assim manter a qualidade das algas. Os tubos de ensaio e todo material utilizado deve ser esterilizado, pois uma contaminação pode comprometer toda a produção, não só de algas mas de todo o laboratório.

8. PONDERAÇÕES

Perfazendo todo o trabalho de estágio curricular no Laboratório da Barra da Lagoa o setor de algacultura foi o que menos tempo foi dedicado.

Sendo assim minhas críticas quanto às técnicas internas de manutenção e produção do setor ficam defasadas.

Entretanto foi possível perceber que a flutuação na produção de algas, quanto a sua qualidade e volume deixava a desejar. Hora faltavam algas, hora havia contaminação o que prejudicava sensivelmente a larvicultura. Um melhor planejamento da produção e uma rotina laboratorial rigorosa certamente diminuiriam este problema.

CONCLUSÃO

O estágio foi altamente compensador profissionalmente visto que o estagiário pode sentir de perto as dificuldades que enfrentam os pesquisadores neste país com falta de recursos econômicos e de pessoal.

A absorção de conhecimentos no laboratório é imediata e muito facilitada graças ao empenho dos profissionais e a convivência agradável dentro do laboratório. É pena que este espaço seja pouco explorado pelos alunos da Universidade de Agronomia, visto o potencial que oferece. Acho que deve haver mais propaganda dos trabalhos de pesquisa que são realizados na Universidade de Agronomia, principalmente para os que estão ¹⁵ ingressando no curso o que certamente vai ser um grande atrativo para os mesmos.

BIBLIOGRAFIA

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRIGUETTO, J. Milton et alii. **Nutrição Animal**. São Paulo: Nobel (Curitiba) - Universidade Federal do Paraná, 1982. p.?

BUENO, Sérgio Luiz de Siqueira. **Maricultura da Bahia S.A.** Brasília: CIRM - Comissão Interministerial dos Recursos do Mar, 1989. 107p.

INSTITUTO DE PESQUISA DA MARINHA - MINISTÉRIO DA MARINHA. **Manual de Maricultura**. Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisa da Marinha. p.?

SANTOS, Newton V.P. & SILVEIRA, Ana Luiza. **Polígrafo do Estagiário**. Florianópolis, 1989. p.?

VIEIRA, Armando A.H.. **Métodos de Cultura de Algas do Plankton Marinho**. São Paulo: Balm. Inst. Oceanográfico, 1977. p.?

* Estrutura do trabalho?

* Quantidade min das referências → referências

* Omissões
→ títulos ausentes
→ fonte bibliográfica

* Concordância

* Lista de referências bibliográficas incompleta

* Numeração de Omissões (tabelas) incorreta.

* Classificação da lista de referências bibliográficas apresentada
→ estrutura correta
carencia de datas