

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA

CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

RELATÓRIO DE ESTÁGIO

TÍTULO: PRODUÇÃO DE PÓS-LARVAS DE CAMARÃO

ALUNA: Linda Manutchehri

Florianópolis, 16 de novembro de 1987.

Í N D I C E

Pág.

APRESENTAÇÃO.....	01
I. ALGAS.....	02
1. Laboratório de Inóculo.....	03
1.1. Preparação da vidraria.....	03
1.2. Lavagem.....	03
1.3. Esterilização.....	04
1.4. Preparo do meio.....	04
1.5. Repicagem.....	05
1.6. Condições ambientais necessárias.....	06
1.7. Contagem.....	06
1.8. Identificação das espécies existentes no Laboratório.....	07
2. Laboratório de Cultura Massiva.....	07
2.1. Preparação do Tanque.....	07
2.2. Preparo do meio de cultura.....	08
2.3. Condições Ambientais necessárias.....	08
2.4. Repicagem e manutenção.....	08
2.5. Contagem.....	08
2.6. Observação e qualidade da cultura.....	09
II. ROTÍFEROS	09
1. Preparo da Infraestrutura.....	09
2. Condições ambientais necessárias.....	09
3. Começo de uma cultura.....	10
4. Alimentação - Meio de cultura.....	10
5. Identificação de rotíferos.....	10
6. Identificação de machos e fêmeas ovadas.....	11
7. Formas de reprodução.....	11

8. Contagem.....	11
9. Filtragem para utilização na larvicultura.....	12
III. MATURAÇÃO.....	12
1. Aquisição de reprodutores.....	12
1.1. Captura de reprodutores.....	12
1.2. Identificação das espécies.....	13
1.3. Seleção dos reprodutores.....	13
1.4. Aclimação dos reprodutores.....	13
2. Preparação da infraestrutura.....	13
3. Condições ambientais necessárias.....	13
4. Renovação da água.....	14
5. Alimentação.....	14
6. Proporção machos e fêmeas.....	15
7. Ablação.....	15
8. Marcação.....	16
9. Identificação da fêmea ovada ou em maturação.....	16
10. Desova.....	16
11. Filtragem e lavagem dos ovos.....	17
12. Estrutura reprodutiva.....	18
13. Diferença de Têlicum aberto e fechado.....	18
14. Hábitos de vida.....	18
IV. LARVICULTURA.....	19
1. Preparação da infraestrutura.....	19
2. Condições ambientais necessárias.....	19
3. Métodos de larvicultura.....	20
4. Identificação dos estágios larvais.....	20
5. Origem dos nauplius.....	20
6. Qualidade e contagem dos nauplius.....	20
7. Contagem das larvas.....	21

8. Avaliação do alimento.....	21
9. Cálculo de diluição de algas.....	21
10. Descapsulação do cisto de <u>Artemia salina</u>	22
11. Contagem dos nauplius da <u>Artemia salina</u>	23
12. Concentração de rotíferos.....	23
13. Renovação da água.....	23
14. Retirada das larvas.....	24
15. Transporte.....	24

ANEXOS

1. Repicagem todo processo.....	25
2. Aeração.....	26
3. Formato das algas.....	27
4. Rotífero.....	28

Penaeus sp

5. Morfologia externa.....	29
6. Ovo de camarão.....	31
7. Estrutura reprodutivas.....	31
8. Têlicum aberto e fechado.....	32
9. Ciclo biológico.....	33
10. Método Americano - Produção de pós-larvas.....	34
11. Estágios larvais.....	35
12. Artemia salina.....	40

CONCLUSÃO..... 43

BIBLIOGRAFIA..... 44

	Pag.
8. Avaliação do alimento.....	21
9. Cálculo de diluição de algas.....	21
10. Descapsulação do cisto de <u>Artemia salina</u>	22
11. Contagem dos nauplius da <u>Artemia salina</u>	23
12. Concentração de rotíferos.....	23
13. Renovação da água.....	23
14. Retirada das larvas.....	24
15. Transporte.....	24

ANEXOS

1. Repicagem todo processo.....	25
2. Aeração.....	26
3. Formato das algas.....	27
4. Rotífero.....	28

Penaeus sp

5. Morfologia externa.....	29
6. Ovo de camarão.....	31
7. Estrutura reprodutivas.....	31
8. Télium aberto e fechado.....	32
9. Ciclo biológico.....	33
10. Método Americano - Produção de pós-larvas.....	34
11. Estágios larvais.....	35
12. Artemia salina.....	40

CONCLUSÃO.....	43
----------------	----

BIBLIOGRAFIA.....	44
-------------------	----



INTRODUÇÃO:

O estágio foi realizado na ESTAÇÃO DE LARVICULTURA, no período de um mês, sendo acompanhado pelo professor Andreatta, responsável pela disciplina de Aquicultura, e técnicas dos setores de ALGAS, ROTÍFEROS, MATURAÇÃO e LARVICULTURA, nos quais é subdividida a estação.

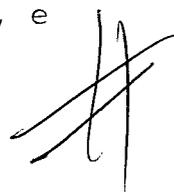
A Estação é localizada na Barra da Lagoa, em Florianópolis-SC, sendo ligada ao Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina.

É responsável pela produção de pós-larvas de camarão, promovendo pesquisas para adequar os métodos de produção às condições ambientais da região, segundo a capacidade financeira do laboratório.

O estágio teve como objetivo conhecer toda as atividades que envolvem a produção de pós-larvas em laboratório.

Um cronograma de atividades elaborado pelo professor, juntamente com os técnicos da Estação permitiu um acompanhamento adequado dos laboratórios de algas e rotíferos, responsáveis pela produção de alimentos às larvas de camarão; do laboratório de maturação: que fornece os ovos ao laboratório de larvicultura, que, por sua vez, é responsável pelo desenvolvimento das larvas até o estágio de pós-larva, onde são entregues aos interessados na aquisição dos mesmos.

O relatório segue o cronograma de atividades apresentado, e desenvolvido durante o estágio.



APRESENTAÇÃO:

A Estação de Larvicultura promove inúmeras pesquisas voltadas à realidade local, visando a melhoria dos métodos de produção dos laboratórios de algas, rotíferos, maturação e de larvicultura propriamente dita.

Os experimentos são realizados, em sua maioria, pelos técnicos da própria estação, contando com dois agrônomos, um biólogo e um oceanólogo, além da contribuição de acadêmicos e pós-graduandos ligados à área.

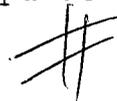
Com o objetivo de incentivar a criação de camarão, de água salgada, como atividade econômica, a estação tem capacidade de produzir pós-larvas, em grande quantidade, facilitando assim a aquisição dos mesmos, por parte dos interessados.

O laboratório de larvicultura, responsável pela produção de larvas de camarão, depende dos laboratórios de algas e rotíferos para fornecer o fitoplâncton e zooplâncton necessários à alimentação dos diferentes estágios larvais. O fornecimento de ovos, por sua vez, que darão origem às larvas, depende do laboratório de maturação, onde são mantidos os reprodutores das espécies: Penaeus brasiliensis, Penaeus schmitti e Penaeus paulensis.

Quanto a infraestrutura, cada setor é abastecido por água doce e salgada, sendo esta proveniente da bomba instalada na Barra da Lagoa, próxima a estação. É também equipado adequadamente por tubulações de aeração, aquecedores ligados a termostatos, termômetros, tanques, vidraria e material plástico necessário, além de tabelas de anotação.



Como indicativo de limpeza, os setores são pintados com tinta branca lavável, sendo exigido botas e guardapó como roupa de trabalho.

A handwritten mark consisting of several overlapping diagonal lines, resembling a stylized signature or a checkmark.

I. ALGAS:

APRESENTAÇÃO: O laboratório de algas é um setor de grande importância na larvicultura, pois é responsável pelo fornecimento de alimento à fase inicial das larvas de camarão, e aos rotíferos (metazoário) que também servem de alimentação para as larvas.

O laboratório é subdividido em:

1. LABORATÓRIO DE INÓCULO:

Tem como funções:

- conservação das culturas de algas "originais, mantendo-as em condições ambientais adequadas para que haja baixa atividade metabólica das mesmas, procedendo a repicagem quando a cultura estiver muita densa ou "velha";
 - substrato de cultura "massiva", no laboratório de cultura massiva, que posteriormente será utilizado para alimentação das lavras de camarão e rotíferos;
- Pode ser considerado um pequeno banco de germoplasma.

1.1. PREPARAÇÃO DA VIDRARIA:

É feita uma seleção do material necessário verificando se está em boas condições. A vidraria utilizada pelo laboratório é: tubos de ensaio, erlenmeyers, carboys, pipetas, bequers, entre outros...

1.2. LAVAGEM:

O material é lavado, antes da esterilização, no caso da vidraria, com hipocloreto de sódio (água sanitária) ou ácido clorídrico homoriático (Hce 20%).

1.3. ESTERILIZAÇÃO:

A esterilização do material é indispensável para impedir posterior contaminação das culturas de algas, pelo mesmo.

EQUIPAMENTOS UTILIZADOS PARA ESTERILIZAÇÃO:

- a) AUTOCLAVE: utilizado para esterilizar vidraria com meio de cultura ou água (do mar), a uma temperatura de 120°C por aproximadamente 20 minutos, a pressão de 1 atm.
- b) ESTUFA: utilizado para esterilizar vidraria sem meio de cultura, previamente embrulhado em papel, para evitar contaminação em manejo posterior a uma temperatura de 170°C por determinado período de tempo.

1.4. PREPARO DO MEIO:

O meio utilizado nas culturas de inóculo é constituído de minerais e vitaminas, guardadas em frascos separados em baixa temperatura (geladeira).

No laboratório é utilizado o meio de CONWAY, com os seguintes componentes e respectivas dosagens:

a) Solução principal:

Na ₂ EDTA	-	45g
H ₃ BO ₃	-	33,6g
Na NO ₃	-	100g
NaH ₂ PO ₄ 2H ₂ O	-	20g
MnCl ₂ 4 H ₂ O	-	0,36g
FeCl ₃ 6 H ₂ O	-	1,3g
H ₂ O destilada	-	1 l

- dosagem: 1 ml da solução/1 l de H₂O do mar

- traço de metais (solução B) - 1 ml.

b) Solução B:

ZnCl ₂	- 0,21g
CoCl ₂ · 6H ₂ O	- 0,2 g
(NH ₄) ₆ · Mo O ₂₄ · 4H ₂ O	- 0,2 g
H ₂ O destilada	- 10 ml

c) Solução de Vitaminas:

Tiamina (Vit B ₁)	- 200 mg
Cianocobalamina (Vit. B ₁₂)	- 10 mg
H ₂ O destilada	- 100 ml

Filtar em 0,22 um (vácuo).

Dosagem: 0,1 ml/l

1.5. REPICAGEM:

A repicagem tem como objetivo renovar as culturas mais densas ou "velhas", ou então aumentar o volume das mesmas.

O processo deve ser feito em local isolado, com o maior cuidado para evitar a contaminação, e procedendo a flambagem na boca da vidraria, na "rolha" de algodão e em outros materiais que forem utilizados na ocasião.

O ANEXO 1 mostra o esquema de todo o processo de repicagem do laboratório de inóculo, iniciando pelo recebimento de uma cultura de algas, sua purificação (se for o caso) e posterior repicagem para tubos de ensaios erlenmeyers, carboys, ... com os respectivos meios de culturas.

As culturas devem ser observadas constantemente no microscópio, para verificar se houve contaminação com outros microorganismos ou eventualmente outras espécies de algas.

1.6. CONDIÇÕES AMBIENTAIS NECESSÁRIAS:

As condições ambientais fundamentais para permitir o correto desenvolvimento e manutenção das algas no laboratório de inóculo são:

- a) luminosidade: 2.000 - 4.000 lux
constante, permitindo a fotossíntese das algas.
- b) temperatura: 15 - 22° C.
impedindo alta atividade metabólica.
- c) salinidade: 35‰.
- d) pH: 7 - 8,5
- e) aeração: a quantidade de ar desejada é regulada para cada cultura. O conjunto de equipamentos que fornece a aeração é constituído de: uma regulação geral, e uma regulação específica para cada recipiente, conforme mostra o ANEXO 2.

1.7. CONTAGEM:

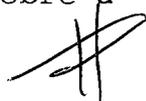
A contagem tem como finalidade determinar o nº de células das culturas de algas, para esquematizar inoculação de novas culturas; monitorar o crescimento das algas; e detectar possível contaminação por outro tipo de algas ou microorganismos.

O método utilizado pelo laboratório para determinar a densidade celular é o microscópio.

As contagens são feitas em um hemocitômetro tipo "Neubauer" que possui quadrados separados entre si perfazendo um volume de 0,1 mm³.

PROCESSO:

Retirada a amostra, usa-se formol 4% para algas com movimento. Após a colocação da lamínula no hemocitômetro, pinga-se uma gota da cultura sobre a



mesma. Procedendo-se a contagem multiplica-se o nº contado por 10^4 , para obter o nº de células/ml. No caso de diluição da cultura antes da contagem: contagem x gotas de diluição $\times 10^4 =$ nº células/ml.

1.8. IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES EXISTENTES NO LABORATÓRIO:

O laboratório cultiva várias espécies de algas, algumas são colhidas na própria região (inclusive na Lagoa da Conceição), outras são trazidas de fora, entre as quais 5 espécies são mais utilizadas na alimentação das larvas de camarões e rotíferas, que são as seguintes:

a) Algas Verdes-Clorofíceas:

Clorofíceas - algas verdes: Tetraselmis, Dunaliella, Isocrysis.

b) Diatomáceas-algas sílicas: Chaetocera, Skeletonema

A identificação das algas pode ser a olho nú, pela coloração das culturas, sendo porém o método mais exato pelo microscópio, identificando as espécies pelo seu formato, coloração e movimento - ANEXO 3.

2. LABORATÓRIO DE CULTURA MASSIVA:

Tem como função:

- Produzir alimento para as larvas de camarões e rotíferos em sua fase inicial, cultivando as algas anteriormente citadas em tanques de fibra de vidro, em condições ambientais e meios de cultura adequados.

2.1. PREPARAÇÃO DO TANQUE:

Os tanques devem ser adequadamente limpos e desinfetados, antes de iniciar-se o cultivo das algas nos mesmos, pois qualquer contaminação poderá ser letal às larvas de camarão e rotíferos, se forem alimentados com a cultura contaminada.

2.2. PREPARO DO MEIO DE CULTURA:

O meio de cultura é composto basicamente de N, P, pequena quantidade de Fe, e para as diatomáceas silicato de sódio. A dosagem é determinada para 1 l de água do mar.

2.3. CONDIÇÕES AMBIENTAIS NECESSÁRIAS:

A aeração, isto é, o adequado fornecimento de ar às culturas nos tanques; luminosidade controlada, além da temperatura, salinidade e pH adequados, são fatores essenciais para obter sucesso na cultura massiva de algas. Tendo como fator limitante para o seu bom crescimento a luz.

2.4. REPICAGEM E MANUTENÇÃO:

A repicagem é feita dos "carboys" de 20 l do laboratório de inóculo para os tanques do laboratório de cultura massiva, sendo o volume aumentado gradualmente, conforme o desenvolvimento da cultura.

A manutenção das culturas é por tempo determinado, pois o aumento excessivo da densidade celular e o perigo de contaminação, indesejáveis, fazem necessário a renovação periódica das culturas de algas.

FILTRAGEM DA H₂O:

Toda água utilizada nos cultivos é filtrada através de filtros "CUNO" de 5 μ e 1 μ , evitando-se assim a presença de qualquer organismo do fito e zooplancton nos tanques de cultivo, proporcionando uma maior duração das culturas unialgais em grandes volumes.

2.5. CONTAGEM:

A contagem segue o mesmo método anteriormente citado, tendo também as mesmas finalidades, incluindo o cálculo

da quantidade de cultura necessária para alimentar os diferentes estágios das larvas de camarão e a fase inicial dos rotíferos, a partir da densidade celular conhecida pela contagem.

2.6. OBSERVAÇÃO E QUALIDADE DA CULTURA:

A cultura de cada tanque deve ser regularmente observada no microscópio, para que qualquer contaminação, que possa ocorrer, seja detectada e tratada (antibiótico) o mais rápido possível, antes que contamine outros tanques ou larvas de camarão e rotíferos que irão se alimentar da mesma. No caso de contaminação severa, a cultura deve ser eliminada.

II. ROTÍFEROS:

APRESENTAÇÃO:

O laboratório de rotíferos têm como função produzir rotíferos, para suprir parte da necessidade alimentar das larvas de camarão, a partir do estágio larval em que zoo planctons podem ser incluído)na sua alimentação.

1. PREPARO DA INFRAESTRUTURA:

O laboratório é constituído por uma série de tanques (containers), de fibra de vidro, com formato cilíndrico e fundo cônico, cuja finalidade é facilitar o manejo quanto a retirada dos rotíferos e limpeza do tanque.

Uma série de tubulações atravessam a parte superior da sala, próximo ao teto, que servem para fornecer: cultura de algas, diretamente do laboratório de cultura massiva; e aeração, para cada tanque individualmente.

2. CONDIÇÕES AMBIENTAIS NECESSÁRIAS:

Fatores essenciais para permitir o correto desenvolvimento e manutenção dos rotíferos são:

a) luminosidade: permanente: 800 - 1000 lux.

Quanto à água:

- b) Temperatura controlada: 25 - 33°C
- c) Salinidade: 25 - 40 ppm
- d) aeração constante: fornecer oxigenação adequada às culturas.

3. COMEÇO DE UMA CULTURA:

Um determinado volume de rotíferos deve estar disponível no laboratório para que se inicie uma cultura de rotíferos, além da infraestrutura, condições ambientais, sanidade, e "meio de cultura", adequados ao desenvolvimento dos mesmos.

4. ALIMENTAÇÃO - MEIO DE CULTURA:

Os rotíferos alimentam-se em geral de algas unicelulares, detritos orgânicos e fermento, sendo que o fornecimento destes varia segundo o estágio de desenvolvimento em que os rotíferos se encontram.

O programa de alimentação de rotíferos no laboratório consiste no seguinte:

- Para 200 l de rotíferos filtrados:

a) Nos primeiros dias : 200 + 300 l de algas
(unicelulares).

b) No restante do ciclo: 500 l H₂O

fermento biológico: 20 g,
3x/dia.

O ciclo dos rotíferos é de aproximadamente 5 dias, até que possam ser utilizadas na alimentação das larvas de camarão. O fornecimento de algas no início do ciclo, permite um melhor desenvolvimento das mesmas.

5. IDENTIFICAÇÃO DE ROTÍFEROS:

A identificação é feita com o auxílio de uma estereolupa. O formato dos rotíferos é bem característico: corpo



esférico ou cilíndrico, terminando numa estrutura de fixação (pé), e a parede do corpo é revestida por uma cutícula endurecida "lóriga". O tamanho varia entre 100 a 300 u - ANEXO 4.

6. IDENTIFICAÇÃO DE MACHOS E FÊMEAS OVADAS:

Os rotíferos mais comumente encontrados são as fêmeas permanentes: com ovários bilobulados, oviduto ímpar e glândula vitelógena, apresentando duas estruturas esféricas na extremidade do corpo (fêmea ovada).

Os rotíferos machos têm vida curtíssima, vivendo somente em determinada época do ano. Apresentam testículo grande e canal deferente, que desemboca numa papila. São diminutos, geralmente degenerados ou ausentes.

7. FORMAS DE REPRODUÇÃO:

Os rotíferos reproduzem-se comumente por partenogênese, apresentando um alto crescimento populacional a partir desta forma de reprodução.

A reprodução sexuada, embora exista, é bastante incomum, devido a dificuldade de sobrevivência dos machos.

A fecundação é interna e as fêmeas põe duas classes de ovos: uns são partenogénéticos e dão origem somente a fêmeas, também partenogénéticas.

Passado um certo número de gerações, aparece uma com machos e fêmeas. As segundas uma vez fecundadas, põe ovos muito maiores, com grande quantidade de vitelo nutritivo, dando origem a uma nova geração de fêmeas partenogénéticas.

8. CONTAGEM:

A contagem deve ser feita diariamente, tendo como objetivo:



conhecer a concentração de rotíferos das culturas de cada tanque, para esquematizar "inoculações" de novas culturas (repicagem); e calcular a quantidade de cultura necessária a ser filtrada para alimentar as larvas de camarão; detectar possíveis contaminações, principalmente por protozoários, que em grande quantidade apresentam sérios riscos, ao desenvolvimento dos rotíferos, e às larvas de camarão, se a cultura contaminada for administrada a estes.

PROCESSO:

Com uma micropipeta retira-se 1 ml da amostra, colocando-a numa placa com o centro quadriculado, para facilitar a contagem pela estereolupa. O centro é delimitado, para impedir a saída da cultura do quadriculado.

Antes da contagem adiciona-se 1 gota de formol 4% para imobilizar os rotíferos, permitindo assim sua contagem.

9. FILTRAGEM PARA UTILIZAÇÃO NA LARVICULTURA:

Quando os rotíferos atingem o tamanho e a concentração desejada, a cultura é filtrada, e fornecida às larvas de camarão que já podem alimentar-se da mesma.

III. MATURAÇÃO

APRESENTAÇÃO: O laboratório de maturação tem como objetivo produzir ovos de camarão de boa qualidade e em quantidade suficiente à demanda do laboratório de larvicultura, a partir da manutenção de reprodutores machos e fêmeas, fornecendo-lhes as condições necessárias para o acasalamento e posterior desova das fêmeas.

1. AQUISIÇÃO DE REPRODUTORES:

1.1. CAPTURA DE REPRODUTORES:

Os reprodutores que compõem o laboratório de maturação são adquiridos, quando possível, pelos próprios técnicos da estação, em alto mar, sendo que em sua maioria provêm de pescadores da própria região.

1.2. IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES:

As espécies de camarão com as quais o laboratório trabalha são PENAEUS SCHMITTI, PENAEUS PAULENSIS, PENAEUS BRASILIENSIS.

As características principais que permitem a diferenciação das mesmas estão no ANEXO 5.

1.3. SELEÇÃO DOS REPRODUTORES:

Os reprodutores das espécies já mencionadas são selecionados, segundo as características externas, de maneira que não apresentem anormalidades físicas- características indesejáveis- ou machucaduras, que prejudiquem a reprodução ou sobrevivência dos mesmos no laboratório.

1.4. ACLIMATAÇÃO DOS REPRODUTORES:

Os reprodutores selecionados, antes de serem utilizados efetivamente no laboratório, passam por uma fase de adaptação, durante 15 dias, tendo como objetivo: impedir com que a mudança brusca do ambiente original, para o laboratório, reflita negativamente na eficiência reprodutiva.

2. PREPARAÇÃO DA INFRAESTRUTURA:

O laboratório é constituído por uma série de tanques circulares, de concreto, parcialmente enterradas, sendo as paredes internas



de coloração azulada, onde são colocados os reprodutores em maturação. Cada tanque possui: uma tubulação de entrada e saída de água, termostato, para manutenção da temperatura da água e aeração, próprias.

Para a desova das fêmeas são utilizados tanques (caixas de plástico), de coloração preta, para permitir melhor visualização dos ovos, com capacidade para aproximadamente 250 l.

3. CONDIÇÕES AMBIENTAIS NECESSÁRIAS:

As condições ambientais fundamentais que permitem uma boa taxa reprodutiva no setor de manutenção são :

a) laboratório controlado: 15-16 horas

Quanto à água:

b) temperatura: 26-28°C

c) salinidade: 35‰

d) pH: 8,1

e) aeração

Outro fator importante é manter um ambiente de "maternidade": calmo e silencioso, sem o trânsito de muitas pessoas, pois verificou-se que um ambiente agitado prejudica sensivelmente a reprodução.

Em alguns tanques foram colocadas caixas, com substrato, permitindo assim com que os camarões se enterrassem, o que porém dificulta o manejo.

4. RENOVAÇÃO DA ÁGUA:

A renovação parcial da água nos tanques de maturação é feita duas vezes por dia, tendo como finalidade retirar sujidades: restos de alimentos e dejetos, entre outras.

5. ALIMENTAÇÃO:

Fazendo parte de um experimento, para verificar qual a

alimentação mais adequada para os reprodutores, foram administradas três dietas diferentes (3 tratamentos com 3 lotes por tratamento), sendo cada dieta fornecida 3x/dia, às 10-14 e 18 horas.

A composição das dietas é a seguinte:

DIETA I:

Pedaços de marisco branco, marisco preto e peixe, alternados 3x ao dia.

DIETA II:

Ração pré fabricada, com os seguintes ingredientes:

Marisco branco, marisco preto, peixe, soja, milho, óleo de bacalhau, óleo de soja, premix vitamínico, vitamina C, vitamina E e premix mineral, apresentando uma relação $\frac{E}{P} = 60,38$.

DIETA III:

Ração pré fabricada, com os mesmos ingredientes da dieta II, substituindo apenas o marisco preto por cabeça de camarão, havendo também uma concentração maior de marisco branco. A relação $\frac{E}{P}$ desta dieta é de 61,85.

6. PROPORÇÃO MACHOS E FÊMEAS:

A lotação de cada tanque é de aproximadamente 18 camarões, na proporção de 10[♂] : 1 ♀ , perfazendo um total de 90[♂] e 9[♀] por lote, permitindo assim maior eficiência na cobertura das fêmeas.

7. ABLAÇÃO:

O método de ablação unilateral utilizado pelo laboratório consiste: na retirada de um pedúnculo ocular da fêmea de camarão, utilizando-se preferencialmente uma pinça quente, que oferece menor perigo de contaminação além de ser menos estressante, ou

então uma tesoura ou a própria unha, para retirada do mesmo. A ablação tem como finalidade estimular a desova, pela diminuição do período de ecdises. A ecdise (troca de pele) na fêmea, desencadeia todo processo até a desova.

8. MARCAÇÃO:

A marcação tem como objetivo distinguir as fêmeas entre si, permitindo assim a análise de cada uma individualmente, quanto à ecdise, maturação e desova, ou outras observações, caso necessário.

O método consiste na utilização de elásticos coloridos, que são colocados durante o processo de ablação, envolvendo o pedúnculo ocular. A maior vantagem do método é a permanência do elástico, mesmo após as ecdises, além de ser bastante prático e pouco estressante para a reprodutora de camarão.

9. IDENTIFICAÇÃO DA FÊMEA OVADA OU EM MATURAÇÃO:

A identificação da fêmea ovada é feita pela visualização da parte dorsal do segmento abdominal, Durante o processo de ovulação, que pode durar aproximadamente 3 dias, ocorre um escurecimento desta parte (interiormente), sendo que a coloração esverdeada escura indica a proximidade da fêmea à desova.

Diariamente ao entardecer as fêmeas prontas para a desova são identificadas e retiradas do tanque de maturação e colocadas separadamente nas caixas de coloração preta.

10. DESOVA:

A desova ocorre somente pela noite, durante o nado efetivo da fêmea. Os espermatóforos do macho depositados na fêmea durante a cobertura fecundam os óvulos enquanto são expelidos pelo oviduto.



A separação das fêmeas durante a desova permite uma correta avaliação: do nº de ovos expelidos e da taxa de fecundação dos ovos de cada fêmea, que procede da seguinte maneira:

a) Contagem dos ovos:

A contagem dos ovos tem como finalidade verificar a prolificidade da fêmea.

Procedimento:

Retira-se uma amostra representativa da caixa, contando o número de ovos da amostra na pipeta, estipula-se o valor obtido para o volume total da caixa.

b) Taxa de fecundação:

A taxa de fecundação objetiva avaliar a qualidade dos ovos, verificando-se, se foram fecundadas ou não, ou se apresentam má formação do embrião - ANEXO 6.

Procedimento:

Retira-se com a pipeta parte da amostra (utilizada na contagem), colocando-a sobre um vidro relógio, cujo campo concentrado será observado na estereolupa.

Desconta-se a percentagem de ovos não fecundados ou mal formados, estipulando-se o valor obtido para o nº total de ovos da caixa.

11. FILTRAGEM E LAVAGEM DOS OVOS:

A filtragem e lavagem dos ovos têm como finalidade prepará-los para o laboratório de larvicultura, onde os ovos de cada fêmea são colocados em tanques separados, esperando a eclosão dos mesmos.

PROCEDIMENTO:

A água da caixa é sifonada passando por 2 telas, sendo que a primeira, de malha maior retêm a sujeira, e a segunda, de malha menor retêm os ovos, que então são lavados e colocados nos tanques para a eclosão dos Nauplius.

#

12. ESTRUTURA REPRODUTIVA:

No macho: presença de petasma, nº 1º par de pleópodos.

Na fêmea: presença de telicum, entre o penúltimo e o último par de pereópodos.

Desenho das estruturas - ANEXO - 7.

13. DIFERENÇA DE TELICUM ABERTO E FECHADO:

O téllico tem como função receber o espermatóforo durante a cópula. Esta deve se dar entre dois indivíduos de exoesqueleto rígido, caso a fêmea tenha téllico aberto, ou entre um macho exoesqueleto rígido e uma fêmea recém-exuviada, caso o téllico seja fechado.

O téllico não possui as placas laterais que é o caso do Penaus schmitti. O téllico fechado possui placas laterais como é o caso do P. paulensis e P. brasiliensis - ANEXO 8.

14. HÁBITOS DE VIDA:

As espécies P. schmitti, P. paulensis e P. brasiliensis, em seu habitat natural acompanham um sistema de corrente das águas que permitem completar seu ciclo vital. Os ovos são depositados em águas profundas, onde se desenvolvem vários estágios larvais e pós larvais. As formas jovens se translocam aos estuários e águas próximas à praia, regressando depois às águas profundas para a desova - ANEXO 9.

IV. LARVICULTURA:

APRESENTAÇÃO: O laboratório de larvicultura, representa a fase final da estação de larvicultura, sendo dependente dos laboratórios de algas, rotíferos e de maturação para o seu perfeito funcionamento. O laboratório objetiva produzir larvas em grande quantidade, a fim de atender a demanda da região, incentivar o cultivo de camarão como atividade econômica, além de utilizar parte das larvas no desenvolvimento de pesquisas para a própria estação.

1. PREPARAÇÃO DA INFRAESTRUTURA:

O laboratório é constituído para containers de fibra de vidro, que são utilizados para: a eclosão dos ovos provenientes do setor de maturação; o desenvolvimento dos primeiros estágios larvais; e experimentos do próprio laboratório.

Para o desenvolvimento dos últimos estágios larvais, o laboratório é constituído por uma série de tanques de concreto, de coloração preta com capacidade para 60.000 l, praticamente "enterrados" no solo, para melhor manutenção da temperatura. Cada tanque é graduado, possuindo individualmente: registro para fornecimento de água, filtro no fundo para renovação da água, tubulação de aeração que contorna as paredes e o fundo do tanque, e aquecedores de 1000 W ligados a termostatos.

2. CONDIÇÕES AMBIENTAIS NECESSÁRIAS:

As condições ambientais necessárias para permitir o correto desenvolvimento dos diferentes estágios larvais são:

a) luminosidade controlada

Quanto à água:

b) temperatura controlada: 27 - 28°C

c) salinidade: em torno de 35‰

d) aeração constante

e) sanidade

3. MÉTODOS DE LARVICULTURA:

O método utilizado pelo laboratório é uma adaptação dos métodos Americano, Japonês, além de outros adotados por experiência e pesquisa próprias, adequando-os, em fim, às condições ambientais e econômicas do local - ANEXO 10.

4. IDENTIFICAÇÃO DOS ESTÁGIOS LARVAIS:

A correta identificação dos estágios larvais é feita por intermédio de uma estereolupa que permite a visualização das estruturas, tamanho e formato em geral de cada estágio larval.

Os estágios larvais e suas estruturas características estão no ANEXO 11.

5. ORIGEM DOS NAUPLIOS:

A partir da desova das fêmeas do setor de maturação, os ovos são passados para os containers do laboratório de larvicultura, onde eclodem, passando pelos primeiros estágios larvais que são: Nauplius I, II, III, IV e V.

6. QUALIDADE E CONTAGEM DOS NAUPLIUS:

A qualidade dos nauplius é avaliada pela visualização na estereolupa : do movimento, boa conformação das estruturas do corpo, isenção de sujeira nas patas, além da coloração característica.

A contagem dos nauplius, tem como objetivo conhecer a taxa de eclosão dos ovos, e a sobrevivência dos mesmos.

Procedimento:

Retira-se uma amostra representativa do tanque, pipetando-a para

verificar a eclosão dos ovos e o nº de nauplius, cujo valor será estipulado para todo o tanque.

7. CONTAGEM DAS LARVAS:

A contagem das larvas permite conhecer a concentração das mesmas no tanque, tendo como objetivo: avaliar a taxa de sobrevivência - detectar problemas de contaminação, calcular a quantidade de alimento a ser administrado, além de permitir a retirada da concentração desejada para o fornecimento.

Procedimento:

Retira-se uma amostra representativa, constituída de 5 subamostras, totalizando um volume de 500 ml. A contagem das larvas é feita, deixando-se escorrer lentamente a amostra do béquer. O valor obtido pela média de 3 amostras, estipulando-o para todo o tanque.

8. AVALIAÇÃO DO ALIMENTO:

O tipo de alimento varia conforme o estágio larval assim sendo os:

- NAUPLIUS : alimentam-se das reservas vitelinas do ovo.
- ZOEA I : alimentam-se de fitoplancton entre estes as clorofíceas e diatomáceas e fermento biológico.
- ZOEA II : alimentam-se de fitoplancton podendo ser incluído zooplancton, entre estes os rotíferos e nauplios de Artemia salina.
- MYSIS : alimentam-se exclusivamente de zooplancton.
- PÓS LARVA : alimentam-se de zooplacton, podendo também incluir-se uma certa quantidade de mariscos.

9. CÁLCULO DE DILUIÇÃO DE ALGAS:

O volume de algas a ser adicionado às larvas (VAa) depende:



da concentração desejada ($[D]$), que para as clorofícicas está na média de 5.000 - 20.000 células/ml, e para as diatomáceas está na média de 20.000 - 50.000 células/ml; do volume total do tanque (V_t); da concentração residual de algas anteriormente fornecidas ($[R]$); e da concentração da cultura de algas do tanque ($[C.A.]$).

Portanto o cálculo para o volume de algas a ser adicionado, é feito da seguinte maneira:

$$VAa = \frac{V_t \cdot ([D] - [R])}{[C.A.]}$$

10. DESCAPSULAÇÃO DO CISTO DE "ARTEMIA SALINA": ANEXO - 12

A descapsulação do cisto tem como objetivo permitir o fornecimento da Artemia salina, em estágio de nauplio, na alimentação das larvas de camarão a partir da fase ZOEA II.

Processo:

Sabe-se que 1 g de cisto contém aproximadamente 300.000 ovos de Artemia salina. Para um litro de H_2O utiliza-se no máximo 10 g. de cistos.

Para que ocorra a hidratação, os cistos (10g) são colocados em 0,5 l de água, durante o período de uma hora. Após a hidratação é adicionado hipocloreto de sódio (água sanitária), que permanecerá durante 15 minutos, com o objetivo de "enfraquecer" a cápsula dos cistos, conferindo a estes uma coloração alaranjada bem característica.

Procede-se então a filtragem, com tela apropriada, e lavagem dos cistos, para a retirada do produto, sendo então colocadas para eclosão em 1 l de água, em presença de luz e constante aeração, por 24 horas, até que possam ser utilizadas na alimentação.

11. CONTAGEM DOS NAUPLIUS DA ARTEMIA SALINA:

A contagem tem como objetivo conhecer a concentração de nauplios na solução, permitindo assim avaliar a quantidade de solução necessária para alimentação das larvas de camarão.

Procedimento:

Pipeta-se 1 ml da solução "original", que devido a alta concentração será diluída em 1 l. de água.

Da solução diluída retira-se três amostras de 5 ml (cada amostra), cuja média representa o nº de nauplius da amostra. O valor obtido é estipulado para o volume total da solução diluída, conhecendo-se então a concentração/ml da solução "original".

A concentração de nauplius da Artemia salina, utilizada na alimentação das larvas é em média de 0,5-3,0 nauplius/ml. É importante que a Artemia não ultrapasse o estágio de nauplius, no qual seus sacos vitelinos estão cheios de reserva, pois passando desta fase, a Artemia começa a competir com as larvas de camarão pelo mesmo alimento.

12. CONCENTRAÇÃO DE ROTÍFEROS

A concentração de rotíferos utilizada na alimentação das larvas é em média de 5 a 10 rotíferos/ml, que será fornecido às larvas a partir do estágio: ZOEIA II.

13. RENOVAÇÃO DA ÁGUA:

A renovação da água no tanque tem como objetivo retirar parte das sujidades e dejetos, principalmente do fundo, além de reestabelecer o nível de oxigênio e a passagem de luz pela água.

A renovação da água deve ser feita periodicamente. Parte da água é escoada pela tubulação de saída, que revestida por uma

tela, impede a saída de zooplacton.

14. RETIRADA DAS LARVAS:

Para a retirada das larvas que é feito no estágio de PÓS-LARVA, coloca-se uma rede de malha bem pequena, na saída da tubulação do tanque. Com o esvaziamento do tanque as larvas de camarão são capturadas na rede, sendo então preparadas para o transporte.

15. TRANSPORTE:

O transporte das larvas da estação até o local definitivo deve ser feito com o máximo cuidado, evitando assim com que o stress e condições ambientais inadequadas possam comprometer a sobrevivência e o bom desenvolvimento das pós-larvas no seu novo habitat.

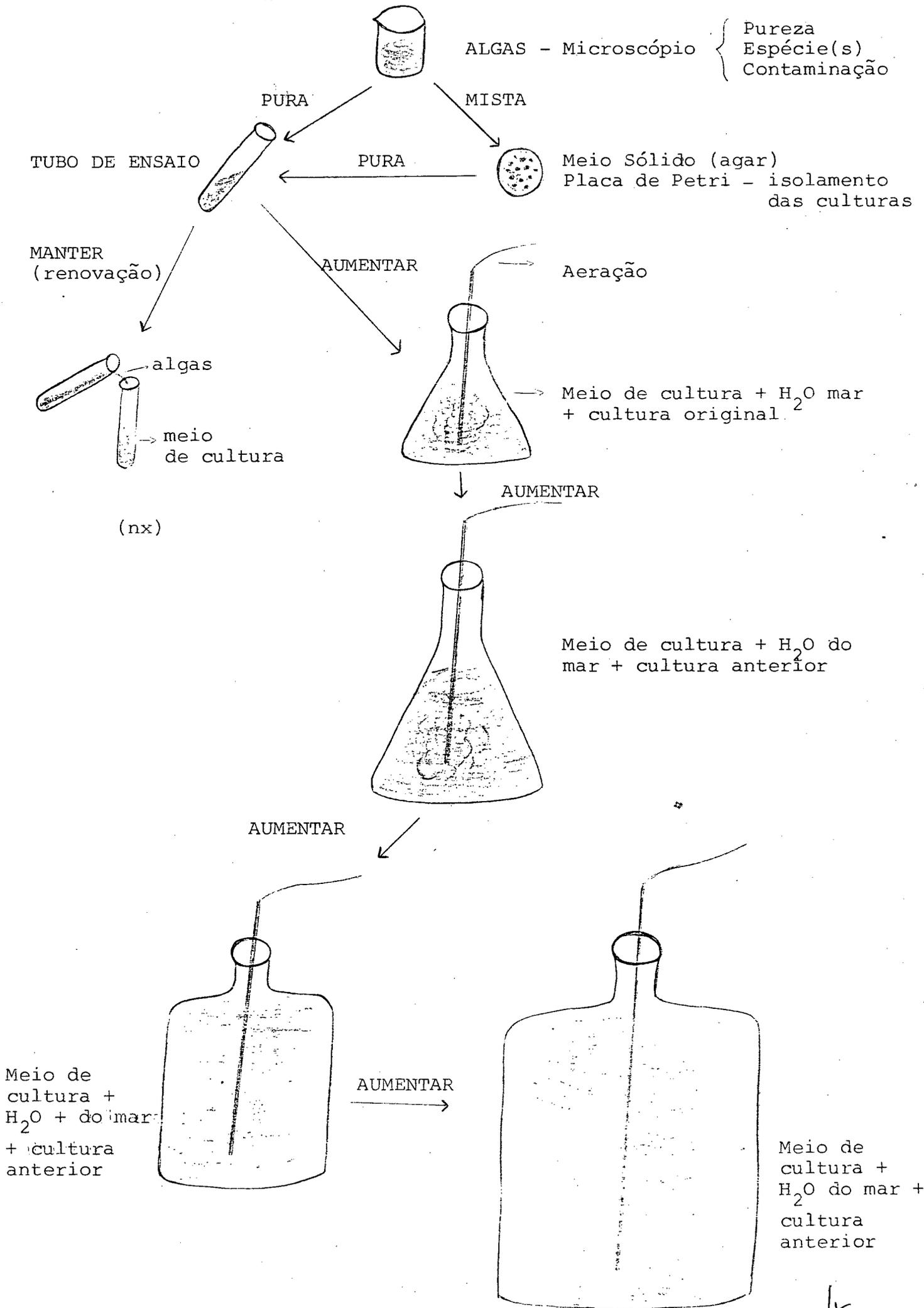
As larvas após a retirada dos tanques são colocados em sacos de polietileno, cujos cantos são amarrados para evitar a concentração e conseqüente canibalismo nestes pontos, sendo preenchidos com água à temperatura de 28°C, e oxigenados até que fiquem preenchidos de ar e posteriormente fechados.



A N E X O S

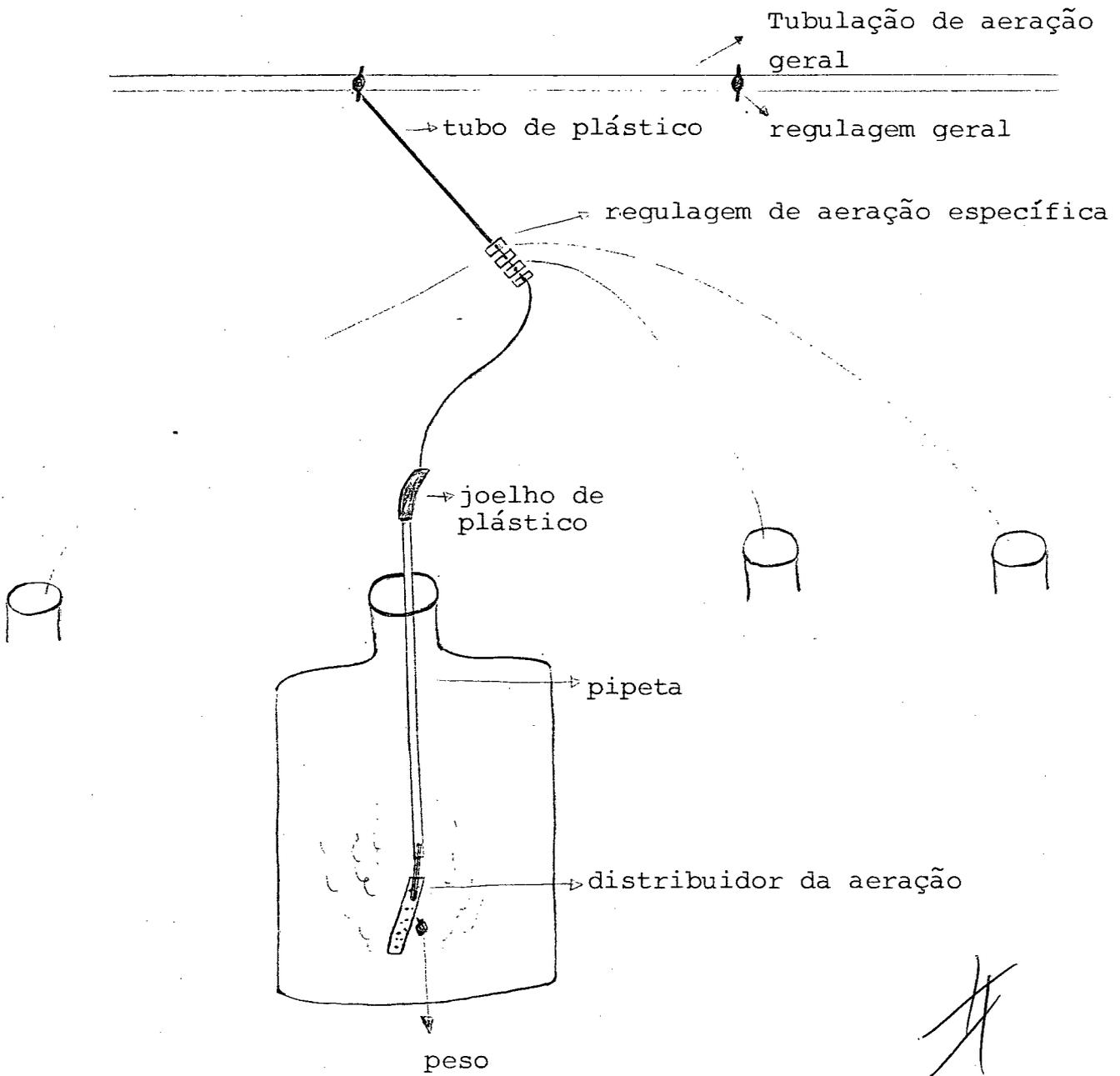
ANEXO - 1

REPICAGEM - TODO PROCESSO



ANEXO - 2

AERAÇÃO

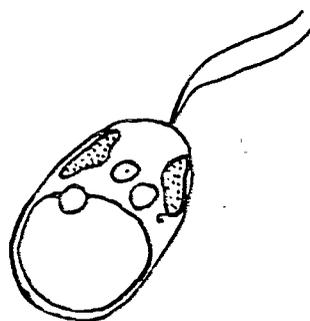


ANEXO 3

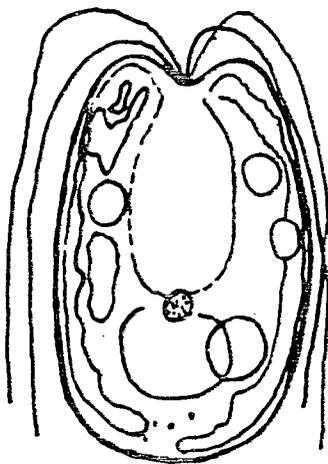
FORMATO DAS ALGAS



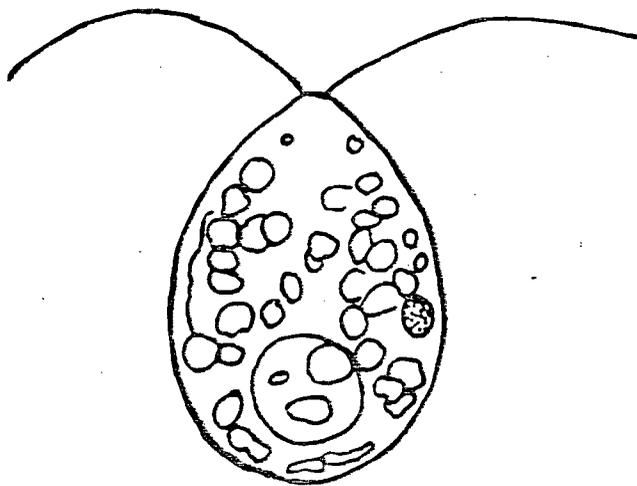
Skeletonema costatum



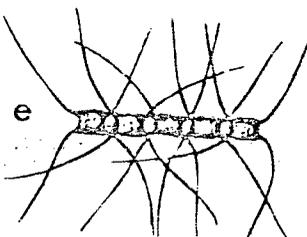
Isochrysis galbana



Platymonas suecica (Tetraselmis)



Dunaliella tertiolecta

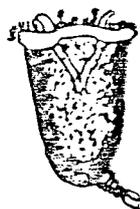


Chaetocera sp

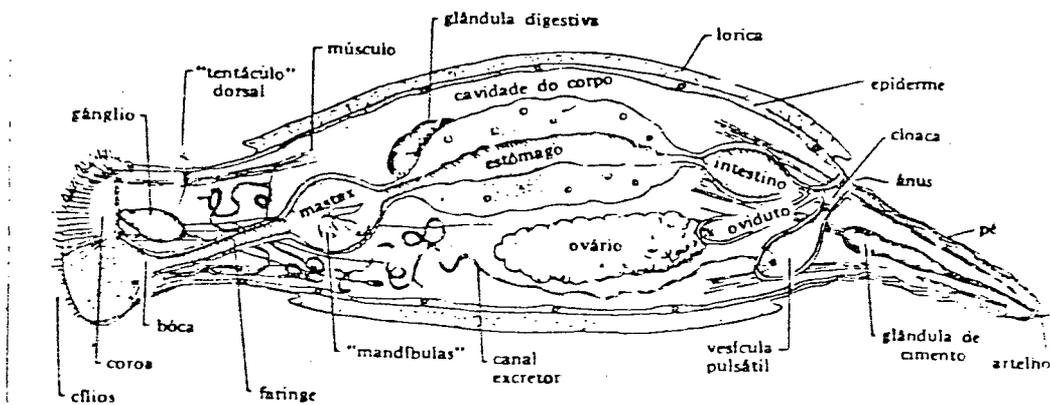


ANEXO 4

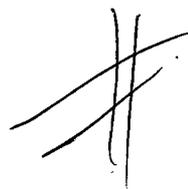
ROTÍFERO



Rotífero - zooplanton

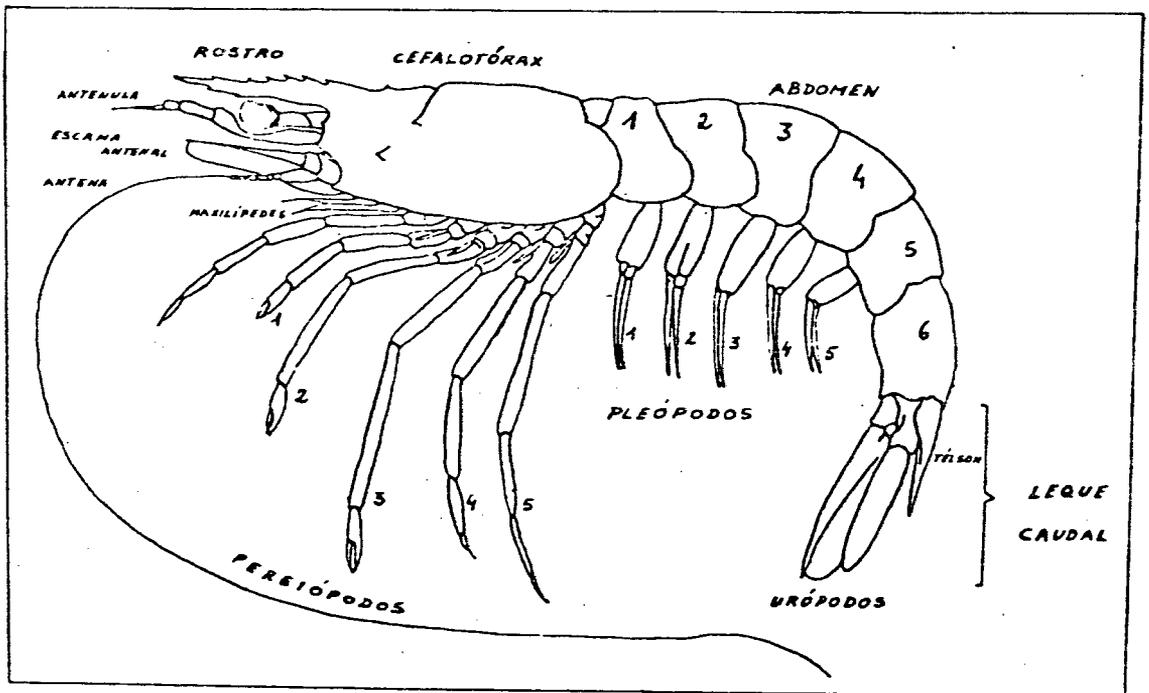


Estrutura de um rotífero fêmea



ANEXO 5

1) Morfologia externa de Penaeus sp

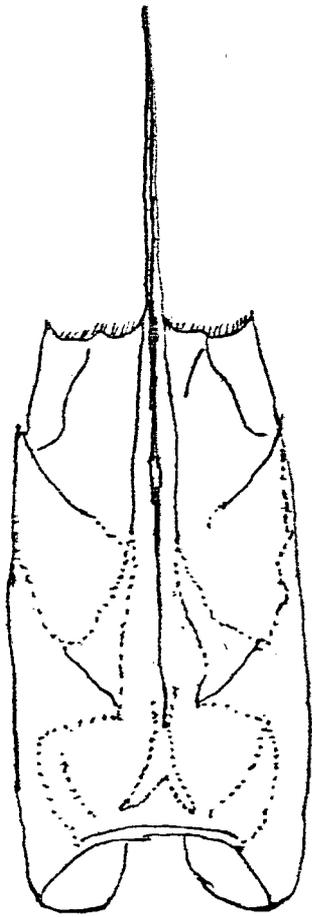


Estruturas características que diferenciam as espécies:

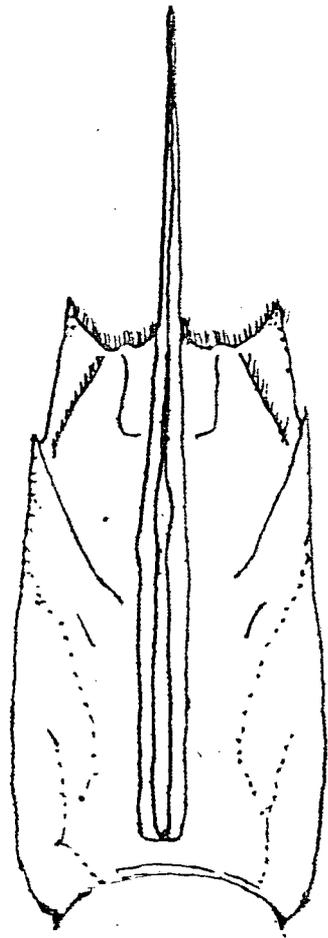
Penaeus schmitti: rastro curto; cauda branca; télícum aberto.

Penaeus paulensis: sulco descontinuo; cauda azulada; télícum fechado.

Penaeus brasiliensis: sulco continuo; cauda azulada; télícum fechado; não tem hábito de enterrar-se.



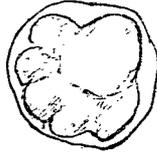
Penaeus schmitti



Penaeus brasiliensis

A handwritten signature or mark consisting of several overlapping diagonal lines.

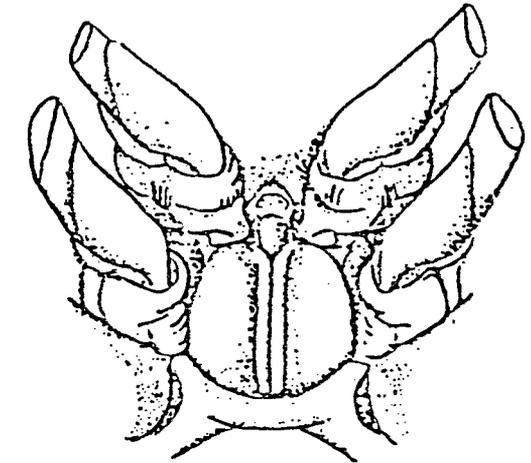
ANEXO 6



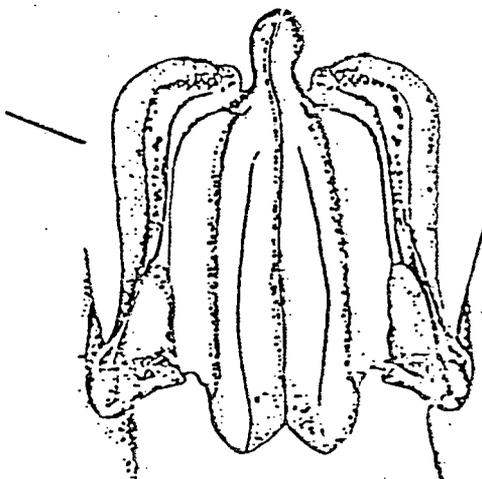
Aspecto de um ovo de camarão, contendo um embrião.

ANEXO 7

ESTRUTURAS REPRODUTIVAS

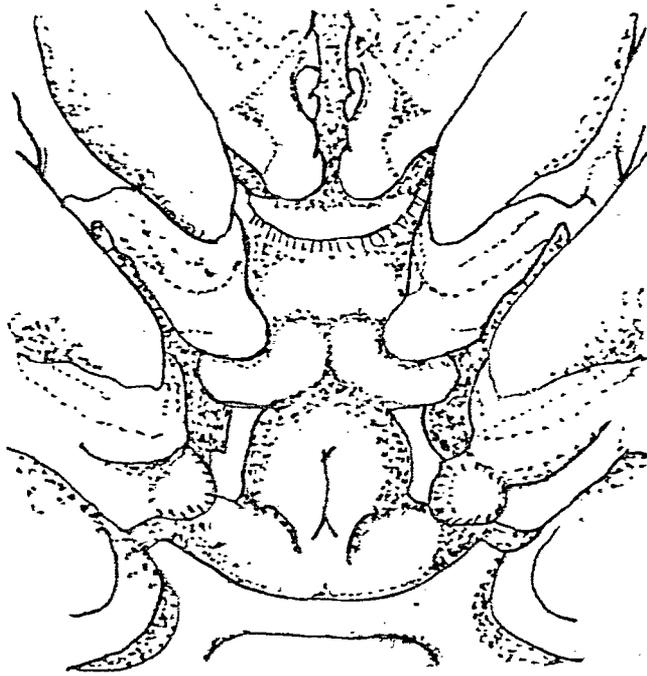


THELYCUM (fêmea)

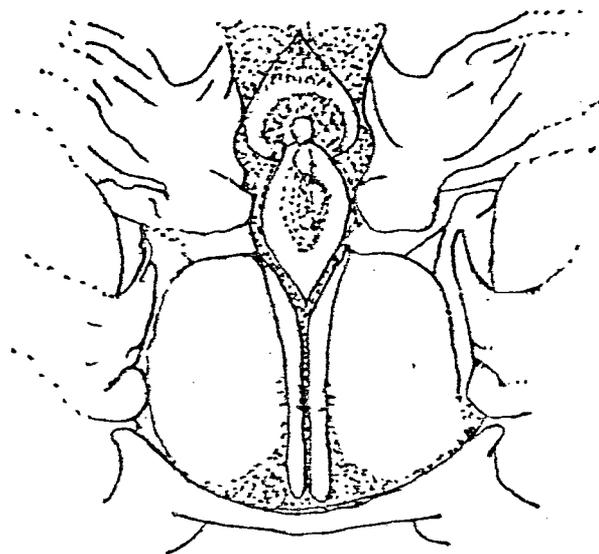


PETASMA (macho)

ANEXO 8



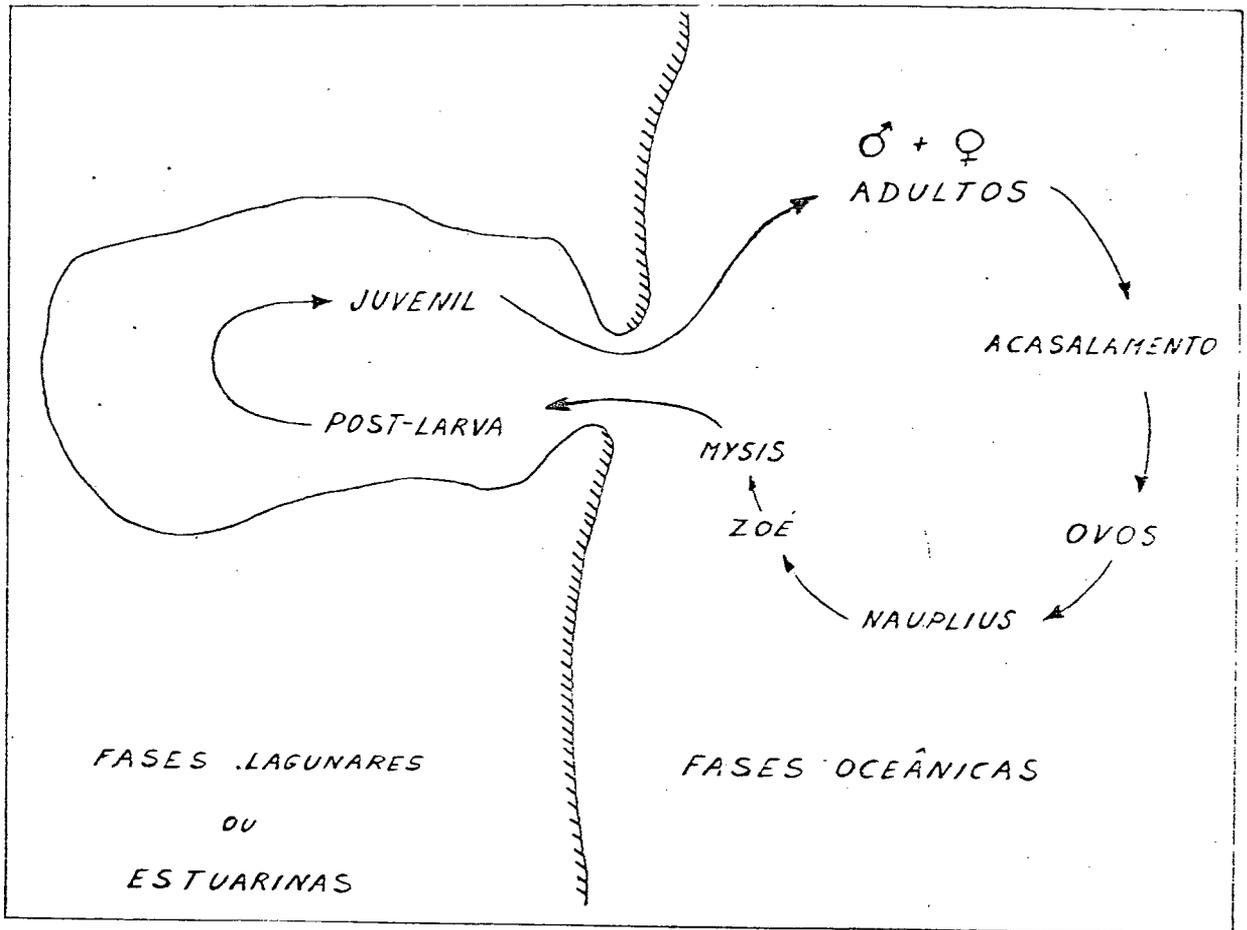
Telicum aberto - Penaeus schmitti



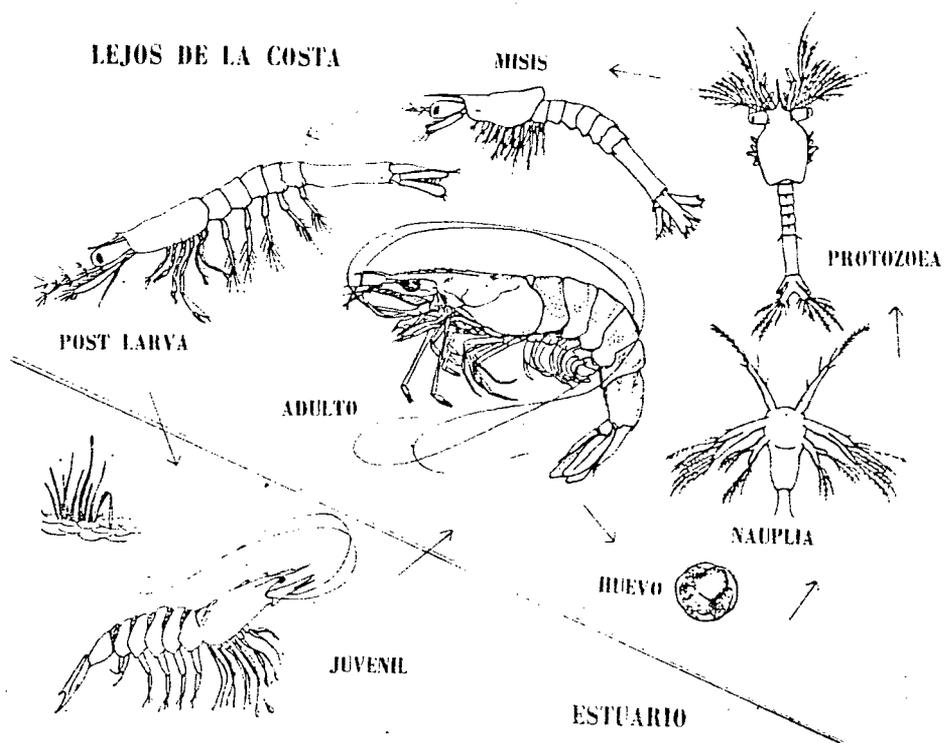
Telicum fechado - Penaeus paulensis e
Penaeus brasiliensis

A handwritten mark or signature consisting of several diagonal lines, located in the bottom right corner of the page.

ANEXO 9



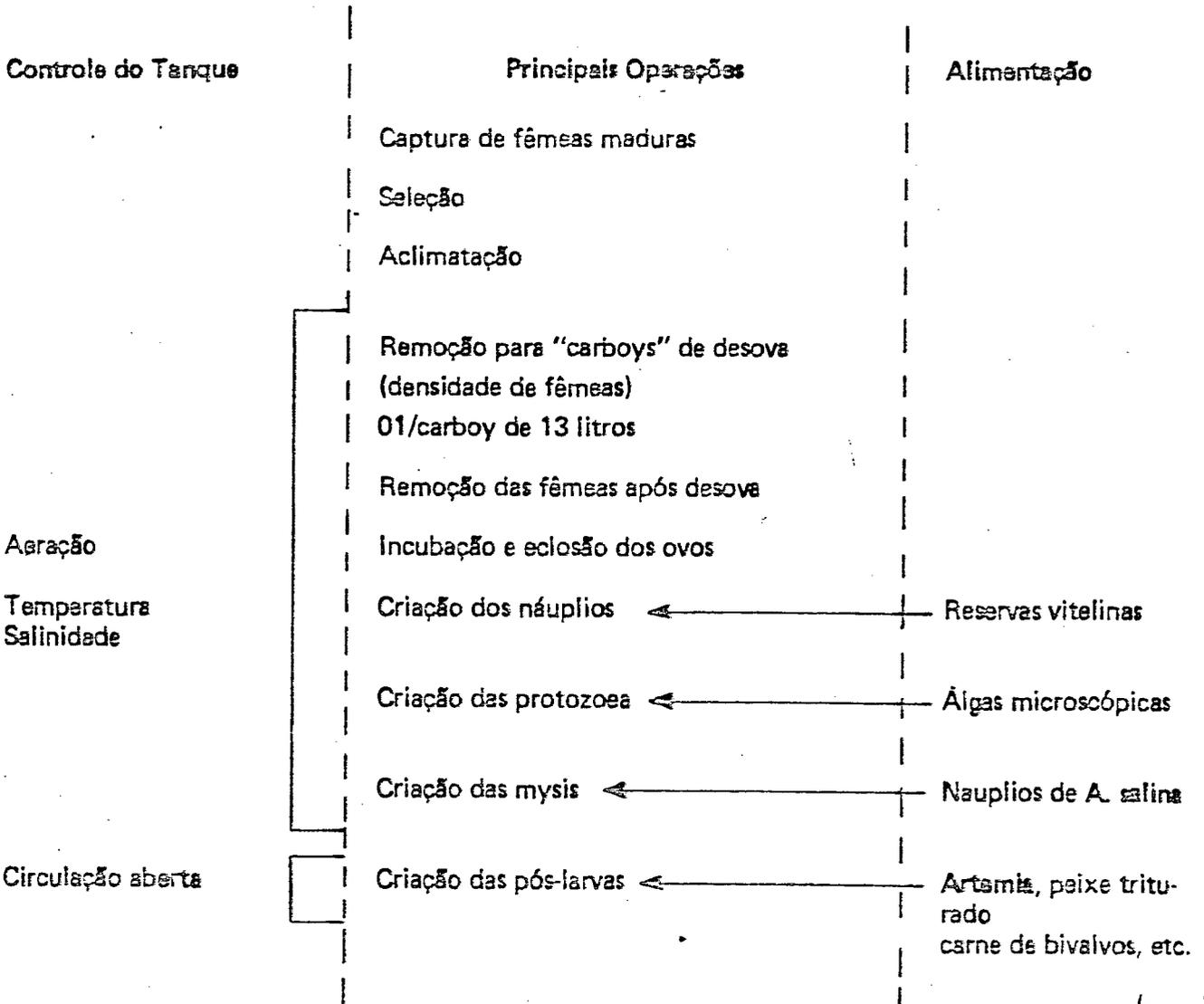
Ciclo biológico dos camarões peneídeos



Dsenho esquemático do ciclo biológico

ANEXO 10

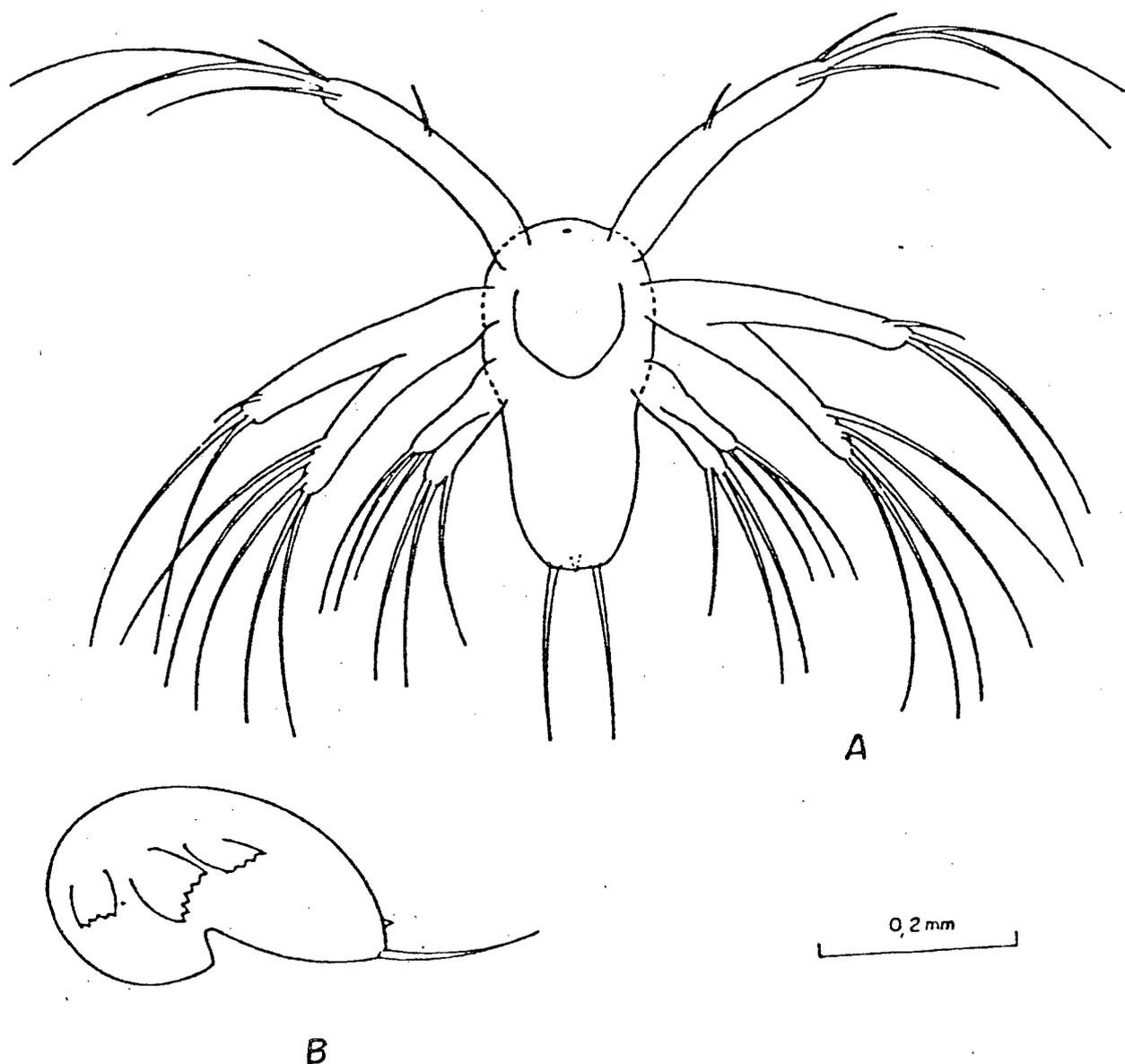
PRODUÇÃO DE PÓS-LARVAS
(Método Americano)



ANEXO 11

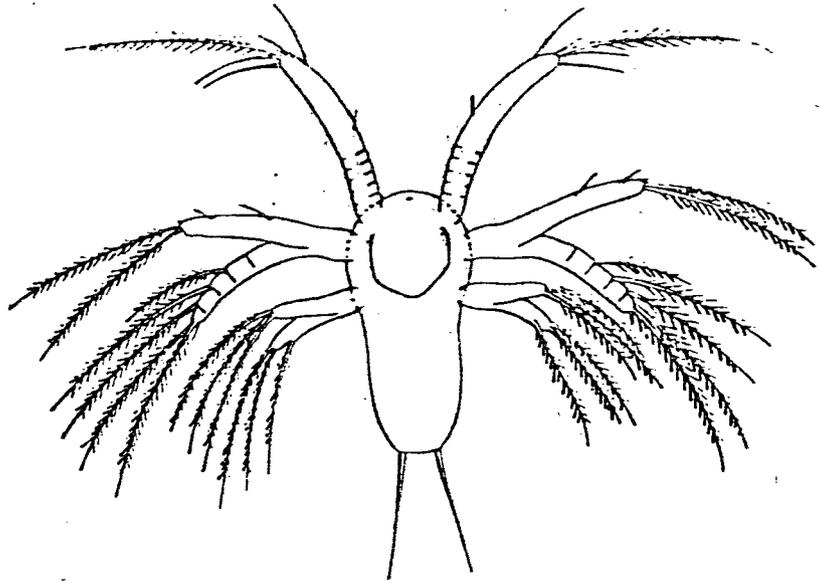
ESTÁGIOS LARVAIS:

Após a eclosão dos ovos as larvas passam por três estágios distintos: náuplio (duração 48 horas), protozoa (6 dias) e mysis (4 a 5 dias). Cada um desses estágios apresenta vários subestágios:



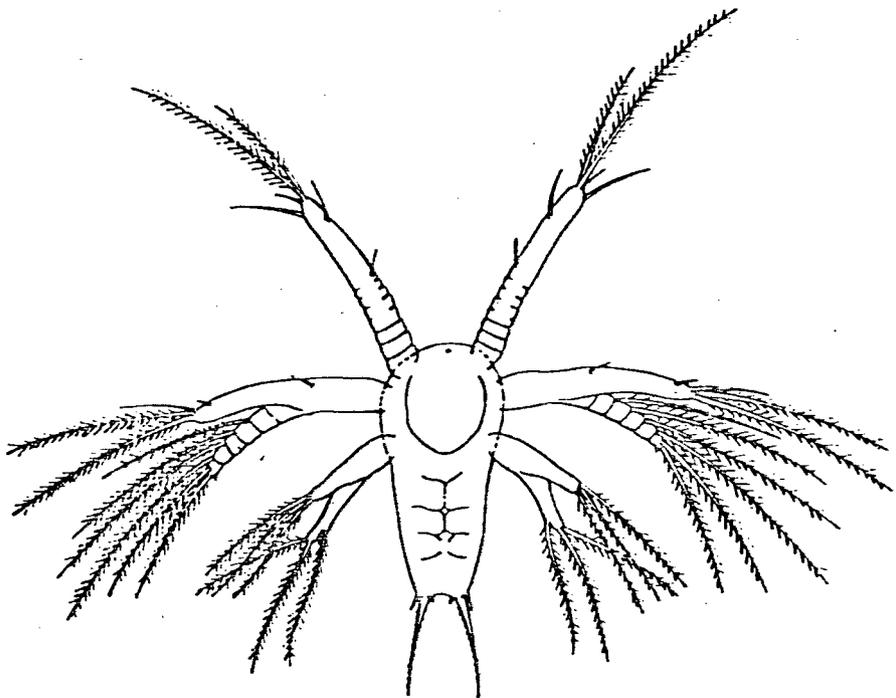
Nauplio I - Comprimento: 0,37 mm;

Largura : 0,18 mm.



Nauplio II - Comprimento: 0,41 mm;

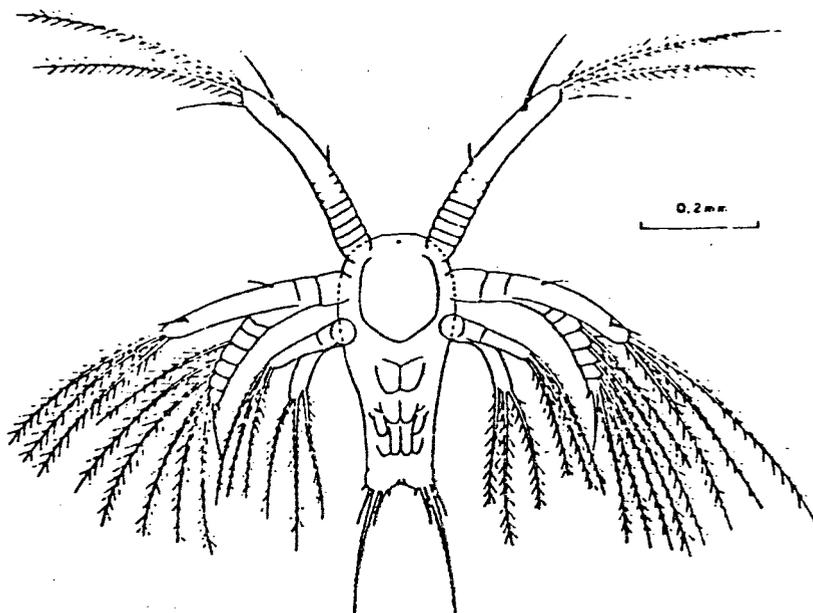
Largura : 0,19 mm.



Nauplio III - Comprimento: 0,44 mm;

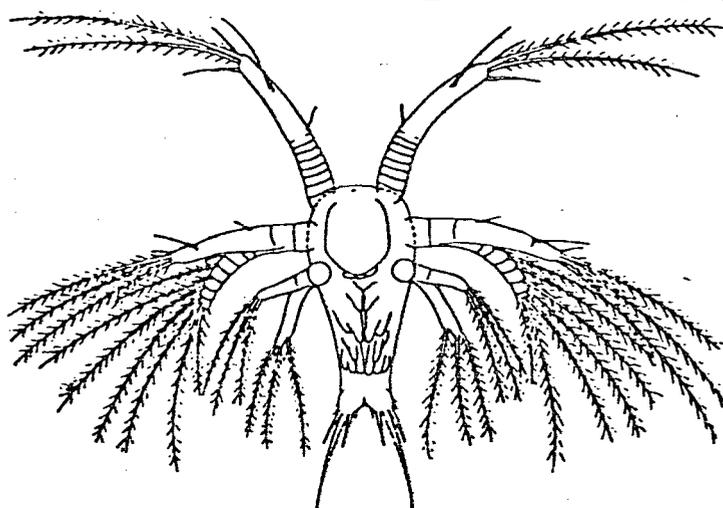
Largura : 0,21 mm.

A handwritten signature or mark consisting of several overlapping, slanted lines.



Nauplio IV - Comprimento: 0,46 mm;

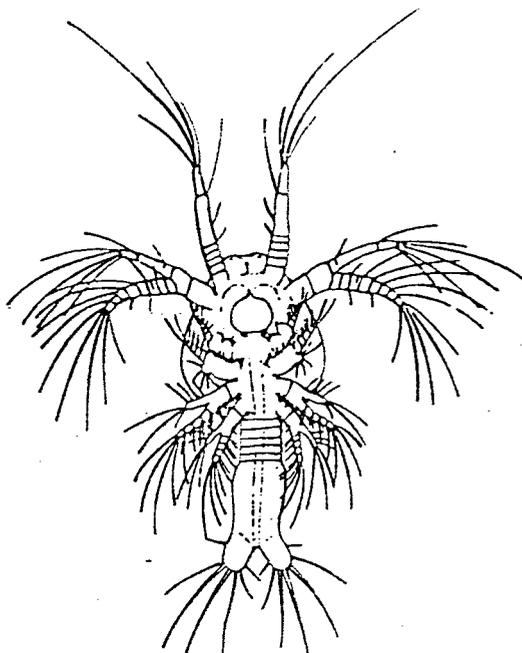
Largura : 0,22 mm.



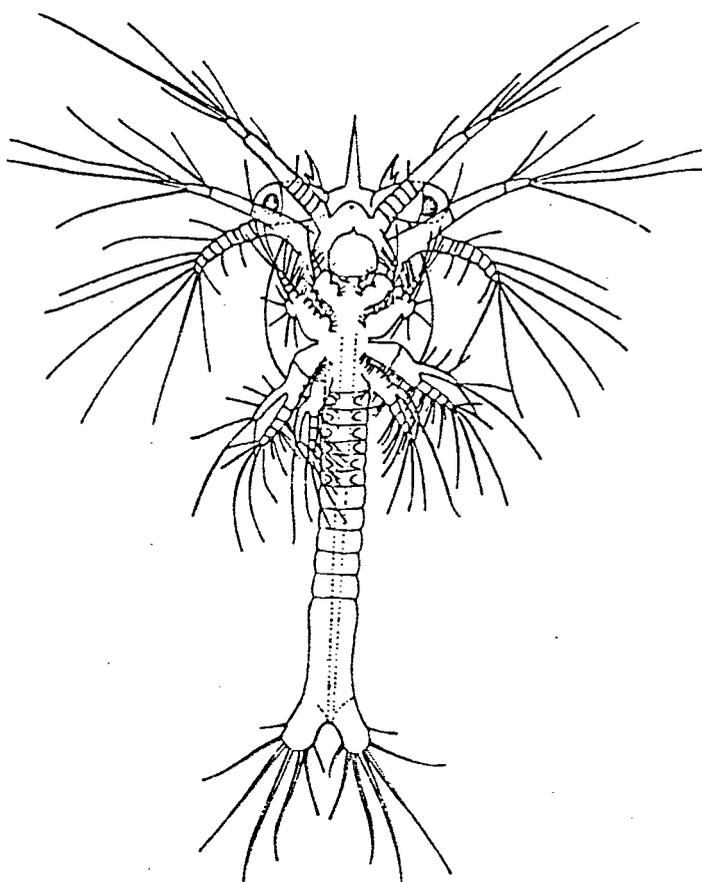
Nauplio V - Comprimento: 0,52 mm;

Largura : 0,22 mm.

#

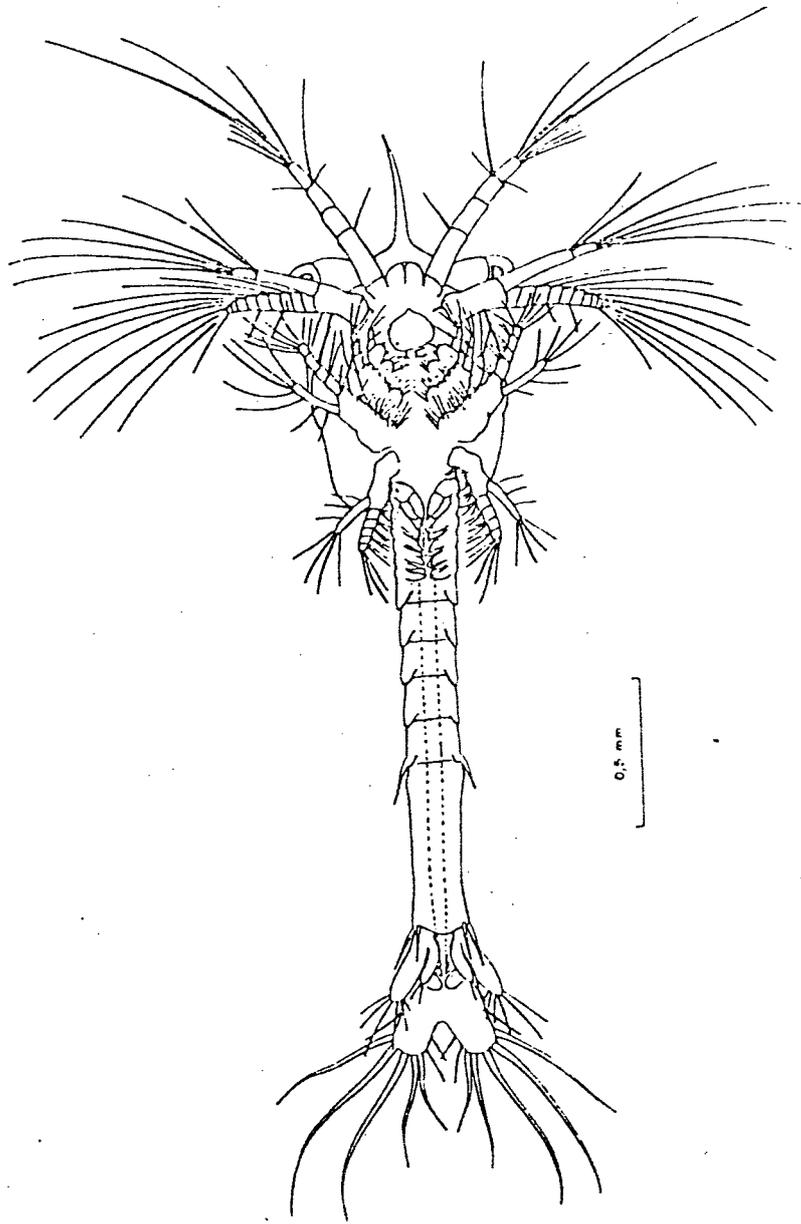


Protozoa I - Comprimento: 1,02 mm;
Largura : 0,41 mm.



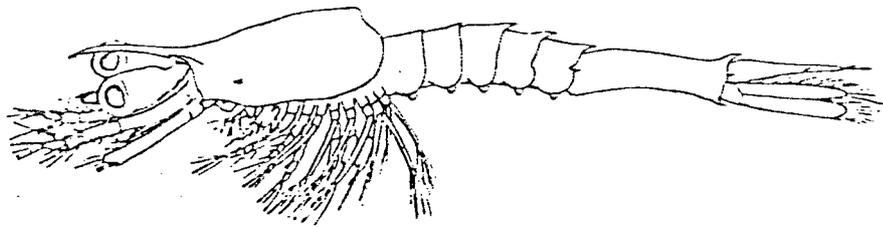
Protozoa II - Comprimento: 1,93 mm;
Largura : 0,66 mm.

A handwritten signature or scribble consisting of several overlapping, diagonal lines, located in the bottom right corner of the page.



Protozoa III - Comprimento: 2,38 mm;

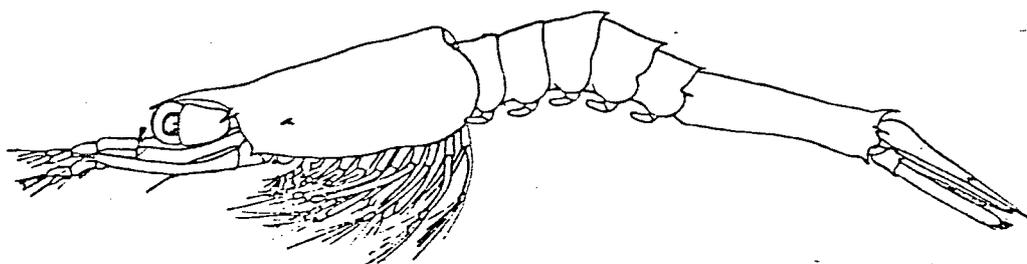
Largura : 0,80 mm.



Mysis I - Comprimento: 3,65 mm;

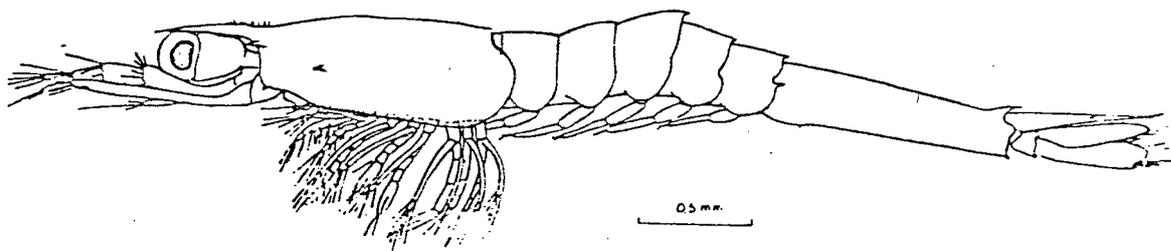
Largura : 0,88 mm.





Mysis II - Comprimento: 4,20 mm;

Comprimento de carcaça: 1,10 mm.

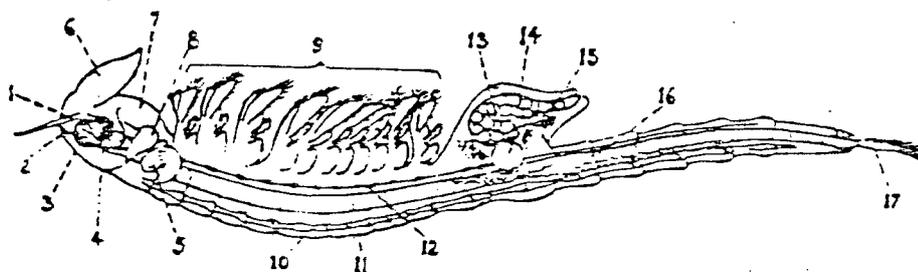


Pós-larva II - Comprimento: 5,25 mm;

Largura : 1,25 mm.

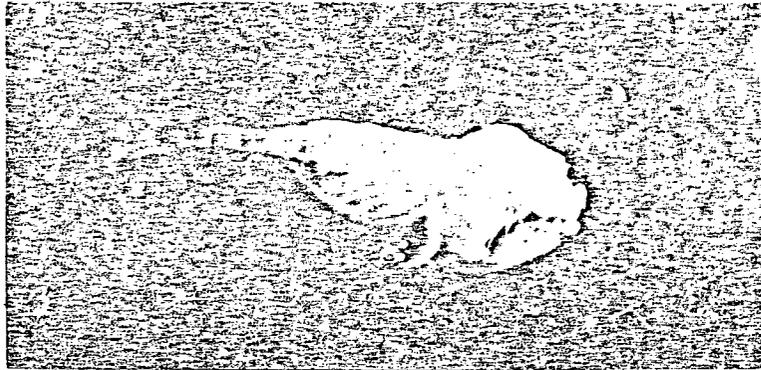
ANEXO 12

Artemia salina

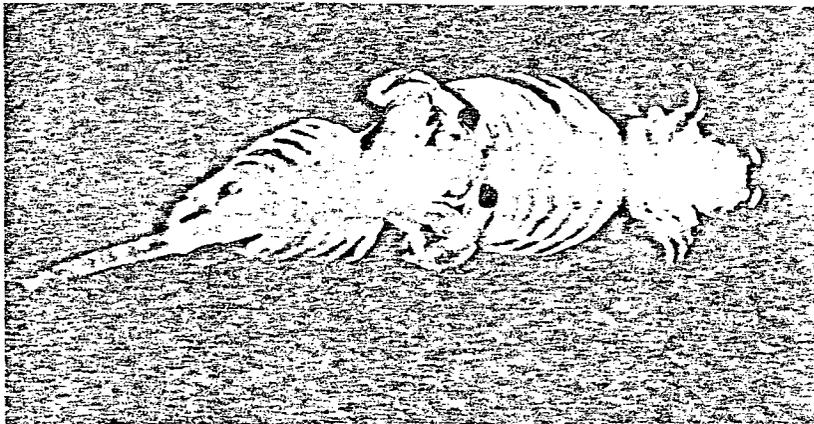


Morfologia da fêmea de Artemia salina

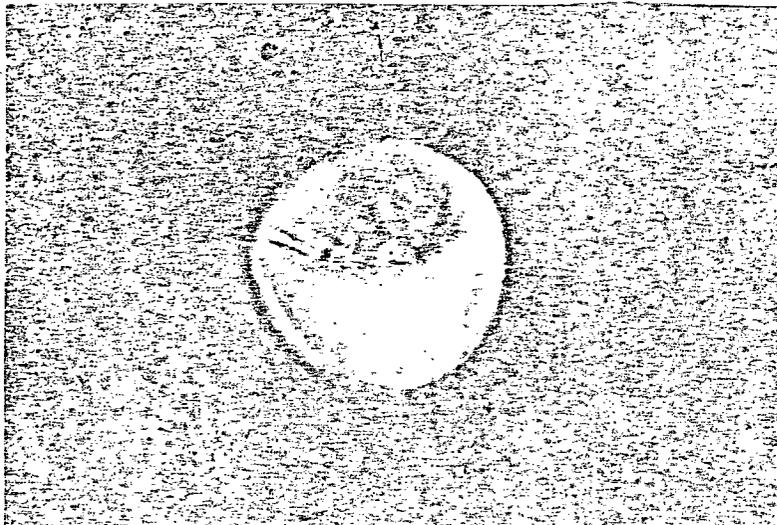
1-Antênula; 2-Olho náuplio; 3-Cérebro; 4-Olho composto pedunculado;
5-Glândula maxilar(órgão excretor); 6-Antena; 7-Labrum; 8-Mandíbula;
9-Apendiçes torácicos; 10-Coração; 11-Tubo digestivo; 12-Cordão
Nervoso ventral; 13-Ovisaco; 14-Bolsa lateral; 15-Glândula de casca;
16-Ovário; 17-Ramo direito da furca caudal.



Macho adulto

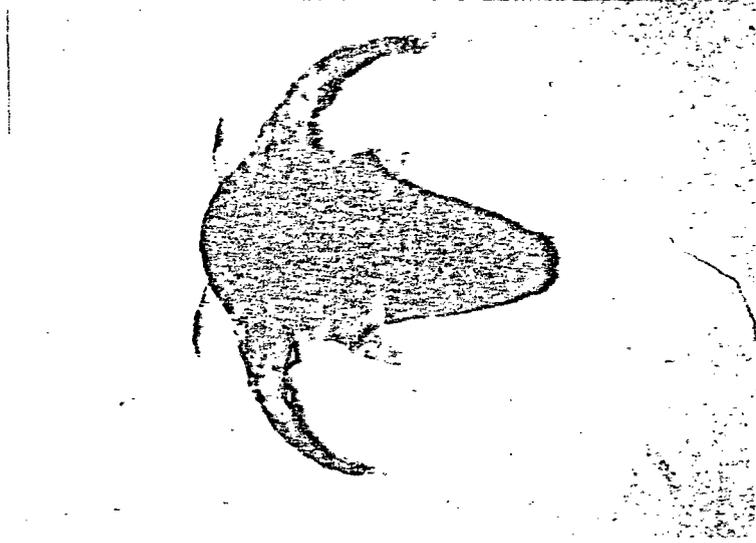


Macho e fêmea acasalados

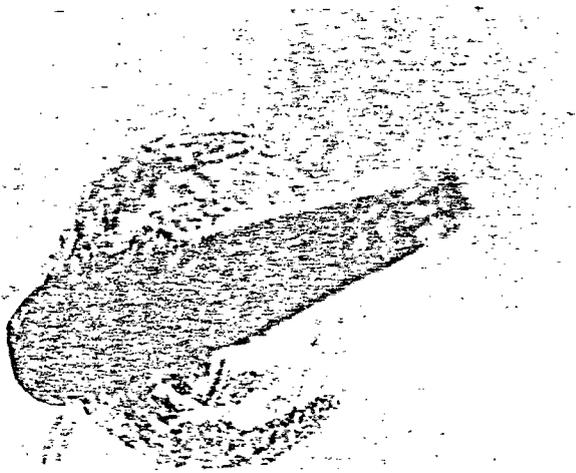


Ovo em diapausa (desidratado)

A handwritten mark consisting of several parallel diagonal lines, resembling a stylized signature or a checkmark.



Nauplio



Metanauplio

A handwritten mark consisting of several intersecting lines, possibly a signature or initials.

CONCLUSÃO:

O estágio realizado na Estação de Larvicultura foi de grande valia, permitindo ao estagiário, através de um acompanhamento constante dos técnicos, conhecer o método de produção de pós-larvas de camarão adotado pela Estação, de maneira que pode auxiliá-lo, dando-lhe um bom fundamento para atividade, caso o estagiário venha a trabalhar com produção de pós-larvas em laboratório.

O fato do professor da disciplina de Aquicultura também ser responsável pelo estágio, na mesma área, foi de grande valia, pois permitiu uma complementação e maior aprofundamento em assuntos já vistos, mantendo o contato, mesmo após a realização do estágio, referente a mudanças e melhorias na Estação de larvicultura.

A Estação ainda não obteve os resultados desejados, quanto a produção de pós-larvas em grande quantidade, devido a problemas técnicos principalmente financeiros, haja vista que o Laboratório teve início a relativamente pouco tempo, estando, no entanto, em contante aprimoramento. Recentemente a Estação já teve um bom acréscimo na quantidade e qualidade de pós-larvas produzidas.

Como sugestão para próximos estagiários, que tiverem interesse em acompanhar, integralmente, experimentos realizados na estação; ou de desenvolver, mesmo, experimentos e fazer pesquisas que servirão tanto ao estagiário como também à Estação de Larvicultura; recomendo que façam o estágio por um maior período de tempo, e não apenas um mês, como no o meu caso, impossibilitando assim a realização e/ou acompanhamento de tais experimentos.



BIBLIOGRAFIA:

Ministério da Marinha. Instituto de Pesquisas da Marinha. Manual de Maricultura. Projeto Cabo Frio, 1983.

IVERSEN, E.S. Cultivos Marinos: peces, moluscos y crustáceos. Editorial Acribia, 1972, Zaragoza (España).

CABO, F. Lazano. Oceonagria, Biología Marina y pesca - vol 2. Paraninfo - S.A., 1983, Madrid, 4ª edição.

ACARPESC. A criação de Camarões Peneídeos (Peneaus schmitti e Peneaus aztecus), Resultado do 2º ano de pesquisas, 1972.

