

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ  
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE PESCA  
CURSO DE ENGENHARIA DE PESCA

EDUARDO GURGEL LIMA

ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DE CULTIVO DO ARIACÓ *L. synagris*  
(Linnaeus, 1758), REALIZADAS NO CENTRO DE ESTUDOS AMBIENTAIS  
COSTEIROS - (CEAC/LABOMAR/UFC) – CEARÁ

FORTALEZA  
2010



**EDUARDO GURGEL LIMA**

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DE CULTIVO DO ARIACÓ *L. synagris*  
(Linnaeus, 1758), REALIZADAS NO CENTRO DE ESTUDOS AMBIENTAIS  
COSTEIROS - (CEAC/LABOMAR/UFC) – CEARÁ**

Relatório de Estágio Supervisionado, submetido à Coordenação do Curso de Graduação em Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do Título de Engenheiro de Pesca.

Área de Concentração: Aquicultura.

Orientador: Prof. Dr. José Renato de Oliveira César

FORTALEZA  
2010

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação  
Universidade Federal do Ceará  
Biblioteca Universitária  
Gerada automaticamente pelo módulo Catalog, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

L697a Lima, Eduardo Gurgel.  
Acompanhamento das atividades de cultivo do ariacó *L. synagris* (Linnaeus, 1758), realizadas no Centro de Estudos Ambientais Costeiros - (CEAC/LABOMAR/UFC) - Ceará / Eduardo Gurgel Lima. – 2010.  
42 f. : il. color.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Curso de Engenharia de Pesca, Fortaleza, 2010.  
Orientação: Prof. Dr. José Renato de Oliveira César.

1. Ariacó. 2. Alimento vivo. 3. Larvicultura. I. Título.

CDD 639.2

---

EDUARDO GURGEL LIMA

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DE CULTIVO DO ARIACÓ *L. synagris*  
(Linnaeus, 1758), REALIZADAS NO CENTRO DE ESTUDOS AMBIENTAIS  
COSTEIROS - (CEAC/LABOMAR/UFC) – CEARÁ**

Relatório de Estágio Supervisionado submetido à Coordenação do Curso de Graduação em Engenharia de Pesca, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para a obtenção do título de Engenheiro de Pesca.

Aprovada em \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_\_\_.

BANCA EXAMINADORA

---

Prof. Dr. José Renato de Oliveira César (Orientador)  
Universidade Federal do Ceará - UFC

---

Prof. Dr. Manuel Antonio de Andrade Furtado Neto (Membro)  
Universidade Federal do Ceará - UFC

---

Eng. de Pesca M.Sc. Sérgio Alberto Almeida (Membro)

## AGRADECIMENTOS

Meus sinceros agradecimentos:

À minha mãe Joanice, meus avós Cláudio e Aracele, e minha irmã Caroline por terem acreditado na minha escolha profissional e por me apoiarem de todas as formas para que eu conseguisse chegar onde estou, sem vocês nada disso seria possível. Amo muito vocês.

À minha namorada Mariana Esmeraldo (Mari), por todos os momentos vividos durante essa trajetória inesquecível, que foi o período de faculdade, onde tive a grande sorte de te conhecer e dar início ao que construímos hoje. Obrigado por ter me acompanhado nessa fase tão importante da vida e pela enorme ajuda na realização deste trabalho, seu apoio e suas palavras nos dias difíceis, foram minhas forças para continuar e não desanimar. Meu amor por você cresce da mesma forma que nosso filho está crescendo, rápido e repleto de energias boas.

Ao Prof. Renato, por todo o conhecimento transmitido durante a graduação, pela orientação deste trabalho e pela oportunidade de estagiar com a Piscicultura marinha, que foi a área onde despertei maior interesse, desde o início do curso, e tenho grande vontade de atuar como profissional.

A todos os membros da equipe do CEAC, Felipe Augusto (Bocão), Micael Paz (Cauboy), Thiago Ribeiro (Dentim), Ulisses Lages (Cachorrão), Marcelo Miranda (Chacrinha), Oscar Pacheco, Willamar, Renata, Sidney, Sr. Antônio, pela troca de conhecimentos, pela convivência amigável, pelos dias de trabalho duro debaixo de sol e chuva. Nós trabalhamos de verdade e contribuimos para que a Piscicultura marinha se torne realidade no Ceará.

Ao Roberto Kobayashi (Koba), por ter aceitado ser meu orientador técnico, ajudando-me bastante durante o período do estágio e mostrando-se sempre prestativo. Aprendi muito com suas invenções e com seu estilo de vida japa. Sua dedicação pela área mostrou-me que quando se trabalha com o que gosta, faz-se com prazer, buscando sempre dar o melhor de si. Obrigado pela disponibilização das fotos e pelas dúvidas tiradas, a amizade perdurará, mesmo sem peixes pra cuidar!

Aos meus amigos do curso de Engenharia de Pesca, pelos cinco anos de convivência diária repleta de sorrisos, abraços, incentivos, tristezas, viagens, conversas na pracinha do trator depois das aulas, experiências, aprendizados, enfim, tempo necessário para compartilhar e vivenciar grandes momentos, meu sincero carinho e afeto por todos.

## RESUMO

O presente relatório de Estágio supervisionado descreve as atividades de manejo do ariacó, *Lutjanus synagris*, realizadas no Laboratório de Aquicultura Marinha (LAQUIMAR) do Instituto de Ciências do Mar (LABOMAR) da UFC, localizado no Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC), Eusébio-CE, durante o período de novembro de 2009 a maio de 2010, totalizando 500 horas. No período do estágio foram acompanhadas as atividades de manejo, alimentação dos reprodutores, captação, pré-tratamento e monitoramento dos parâmetros da água, desova, incubação, povoamento e o acompanhamento do desenvolvimento larval. Neste relatório são descritos os métodos empregados na produção de alimento vivo (*Nannochloropsis oculata*, *Artêmia* sp, *Brachionus plicatilis*), utilizados durante os primeiros dias de vida das larvas de *L. synagris*. O princípio de cultivo no sistema de “mesocosmos”, onde há presença de múltiplos organismos do plâncton (fitoplâncton e zooplâncton), dentro dos tanques de cultivo, igualmente é descrito. Também são apresentados os resultados da primeira larvicultura de ariacó, obtida no LAQUIMAR, que possibilitou o cultivo. O trabalho realizado teve o intuito de gerar informações sobre o cultivo do ariacó, espécie pertencente à família Lutjanidae, visto que no Brasil estas informações ainda são muito modestas e estudos preliminares apontam o grande potencial da espécie na Piscicultura marinha.

Palavras-chave: Ariacó, Alimento vivo, Larvicultura.

## LISTA DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1	Distribuição do <i>Lutjanus synagris</i> no Atlântico Ocidental.	14
Figura 2	Exemplar de um reprodutor de ariacó ( <i>Lutjanus synagris</i> ), do LAQUIMAR/LABOMAR/UFC.	16
Figura 3	Foto de satélite da localização do Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC) - Eusébio, CE.	17
Figura 4	Aspecto geral do galpão, onde são mantidos os reprodutores e feitos os procedimentos de acasalamento e desova de <i>Lutjanus synagris</i> .	19
Figura 5	Sistemas de filtragem.	20
Figura 6	Sistema de pré-tratamento da água.	21
Figura 7	Sala de Larvicultura.	22
Figura 8	Sistema de tratamento da água na sala de larvicultura.	23
Figura 9	Sala de alimento vivo.	24
Figura 10	Área externa do laboratório.	25
Figura 11	Manutenção dos peixes recém capturados.	26
Figura 12	Etapas do cultivo da microalga <i>Nannochloropsis oculata</i> no CEAC.	29
Figura 13	Manejo dos rotíferos no laboratório.	31
Figura 14	Etapas do cultivo de artêmia.	33
Figura 15	Organismos encontrados no “mesocosmos”.	34
Figura 16	Sistema de desova.	35
Figura 17	Protocolo alimentar utilizado na larvicultura do Ariacó.	38
Figura 18	Fases iniciais do desenvolvimento larval do Ariacó.	39
Figura 19	Equipamentos utilizados para medir os parâmetros físico-químicos da água.	40
Figura 20	Variações de temperatura e oxigênio dissolvido em um dos tanques externos de larvicultura, durante o período de 1/12/2009 a 28/02/2010.	40

## LISTA DE SIGLAS

CEAC: Centro de Estudos Ambientais Costeiros

CV: Cavalos-vapor, unidade alemã

DAE: Dias após eclosão

FAO: Food and Agriculture Organization of the United Nations

IBAMA: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

LABOMAR: Instituto de Ciências do Mar

LAQUIMAR: Laboratório de Aqüicultura Marinha

LTda: Limitada

LUX: Unidade de medida de intensidade luminosa

MPA: Ministério da Pesca e Aquicultura

NaClO: Hipoclorito de Sódio

NPK: Nitrogênio-Fósforo-Potássio

ppm: Partes por milhão

ppt: Parte por trilhão

SEMACE: Superintendência Estadual do Meio Ambiente

SPT: Superfosfato triplo

UV: Ultravioleta

UFC: Universidade Federal do Ceará

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b>	12
<b>1.1</b>	<b>Informações gerais sobre <i>Lutjanus synagris</i></b>	15
1.1.1	Classificação taxonômica	15
1.1.2	Características morfológicas	16
<b>2</b>	<b>CARACTERIZAÇÃO DO LOCAL DO ESTÁGIO</b>	17
<b>2.1</b>	<b>Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC)</b>	17
<b>2.2</b>	<b>Período do estágio e local de execução das atividades</b>	18
<b>2.3</b>	<b>Caracterização da estrutura física do laboratório</b>	18
2.3.1	Galpão do Laboratório de Aquicultura Marinha (LAQUIMAR)	19
2.3.2	Captação da água e pré- tratamento	20
2.3.3	Setor de produção de alimento vivo	21
2.3.3.1	Sala de larvicultura	21
2.3.3.2	Sala de alimento vivo	23
2.3.3.3	Área externa	24
<b>3</b>	<b>DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES ACOMPANHADAS</b>	26
<b>3.1</b>	<b>Manutenção dos reprodutores</b>	26
<b>3.2</b>	<b>Produção de alimento vivo</b>	27
3.2.1	Cultivo de microalgas	27
3.2.2	Cultivo de rotífero	30
3.2.3	Cultivo de artêmia	32
3.2.4	Sistema de “mesocosmos”	34
<b>3.3</b>	<b>Desova e incubação</b>	35
<b>3.4</b>	<b>Povoamento</b>	36
<b>3.5</b>	<b>Larvicultura</b>	36
<b>3.6</b>	<b>Alimentação no período larval</b>	37
<b>3.7</b>	<b>Acompanhamento do desenvolvimento larval</b>	38
<b>3.8</b>	<b>Monitoramento dos parâmetros da água</b>	39
<b>3.9</b>	<b>Problemas enfrentados e soluções adotadas</b>	41
<b>4</b>	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS</b>	42
<b>4.1</b>	<b>Sugestões</b>	43
	<b>REFERÊNCIAS</b>	44

ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DE CULTIVO DO ARIACÓ  
*L. synagris* (Linnaeus, 1758), REALIZADAS NO CENTRO DE ESTUDOS AMBIENTAIS  
COSTEIROS - (CEAC/LABOMAR/UFC) - CEARÁ

**EDUARDO GURGEL LIMA**

## **1. INTRODUÇÃO**

O mar foi considerado durante séculos, e até a primeira metade do século XX, como um reservatório imortal e inesgotável de recursos pesqueiros exploráveis. Porém, nos últimos anos a atividade humana fez com que os oceanos chegassem ao seu limite. Aproximadamente 150 espécies marinhas de valor comercial no mundo sofreram sobrepesca ou foram pescadas até suas produções máximas sustentáveis. Existem locais que já sofreram, e ainda sofrem, com a excessiva pesca exploratória, que mesmo se fosse interrompida de imediato, levaria 20 anos ou mais para que os estoques fossem repostos (FAO, 2009).

Torna-se cada dia mais necessário, buscar opções econômicas, ambientalmente sustentáveis, que reduzam a pressão extrativa sobre os estoques naturais de peixes e outros recursos do mar e contribuam para o suprimento de pescado. A aquicultura tornou-se uma das alternativas mais importantes e viáveis para redução do déficit entre a demanda e a oferta de pescado no mercado mundial, tanto de origem marinha como de água doce (FAO, 2006). Desde 1970, a contribuição da aquicultura para o fornecimento mundial de peixes, crustáceos, moluscos e outros organismos aquáticos aumentou de 3,9% da produção total em peso em 1970 para 27,1% em 2000; para 32,4% em 2004 queda do setor pesqueiro, e em 2006 alcançou o percentual de 36% e continuam crescendo mais rápido que qualquer outro setor de produção de alimentos de origem animal (FAO, 2006; 2009).

No Brasil, a aquicultura também vem despontando como atividade promissora, registrando um crescimento superior à média mundial, passando de 20,5 mil toneladas, em 1990, para 272 mil toneladas, em 2006, com uma receita de R\$ 1,18 bilhões, apresentando um crescimento de aproximadamente 825%. No mesmo período, a aquicultura mundial cresceu 187%. (IBAMA, 2008). A aquicultura participou com 415.649 toneladas na produção

pesqueira do Brasil em 2009, representando 33,5% dos 1.240.813 toneladas de pescado produzido (MPA, 2010).

É equivocado pensar que a aquicultura é uma atividade sustentável por diminuir a pressão sobre os estoques pesqueiros. Sem um plano de desenvolvimento que contemple um mapeamento de áreas adequadas, tendo informações do meio físico e biótico, esta atividade pode se tornar impactante e ocasionar conflitos sociais por uso de recurso e espaço. (Beltrame, 2003).

De acordo com o documento da FAO (2009), no período de 1990 a 2000 a piscicultura marinha apresentou o maior crescimento, dentre os vários segmentos da aquicultura, em todo o mundo com taxas anuais de 12,5%. Em diversos países como a Malásia, Filipinas, Indonésia e Taiwan, esta atividade já é bem desenvolvida, gerando empregos e renda, praticada por pequenos, médios e grandes produtores. (Brandini *et al.*, 2000).

A piscicultura marinha no Brasil ainda é muito incipiente, embora venha ganhando impulso nos últimos anos a partir de iniciativas de instituições de pesquisas, consolidação de resultados através de projetos desenvolvidos por diversas universidades e devido ao interesse da iniciativa privada (Sanches, 2008). Esta atividade ainda não se firmou no setor produtivo, com exceção de alguns produtores de peixes ornamentais marinhos, não constando nos registros oficiais nacionais de produção (Ostrensky; Boeger, 2008).

Estudos realizados por Watanabe (2001) apontaram que peixes do gênero *Lutjanus*, em condições de cativeiro, apresentam um rápido crescimento e podem ser considerados como potenciais espécies para aquicultura em função de seu desempenho produtivo, elevada demanda e o alto preço alcançado no mercado.

Mundialmente, a família Lutjanidae é formada por 23 gêneros e cerca de 230 espécies (Nelson, 1984). O gênero *Lutjanus* constitui um dos seus principais representantes com aproximadamente 69 espécies (Druzhinin, 1970). Importante família de peixes predadores encontrados em todas as águas tropicais e muitas vezes associada a hábitat de recife ou mangue. Os lutjanídeos são um dos grupos de peixes mais importantes economicamente do Atlântico ocidental, pois existem muitas espécies distribuídas por todos os mares tropicais do mundo e a maior parte delas alcança tamanho comercial, destacando-se pela excelente qualidade de sua carne e pela coloração avermelhada da pele (Allen, 1985). Segundo Rezende *et al.*, (2003) atualmente 12 espécies do gênero *Lutjanus* são exploradas pela pesca comercial, representando cerca de 12,5% do total de desembarques comerciais controlados nos estados do Ceará, Rio Grande do Norte e Pernambuco.

A espécie *Lutjanus synagris* (Linnaeus, 1758), conhecida como ariacó, é encontrada em todo o oceano Atlântico oeste, desde a Carolina do Norte (EUA) até o sudeste do Brasil (Figura 1), associados a fundos coralinos e rochosos, sendo encontrados desde a superfície até 400m de profundidade (Allen, 1985). Indivíduos jovens desta espécie são encontrados com facilidade em áreas de recifes de corais, regiões de pedras e regiões estuarinas (Lima, 2004). Estudos de dieta de ariacó conduzidos por Duarte e Garcia (1999) no Golfo de Salamanca, mar do Caribe colombiano, classificaram-no como sendo uma espécie generalista e carnívora oportunista.



Figura 1 - Distribuição do *Lutjanus synagris* no Atlântico Ocidental. Fonte: www1

O ariacó é um peixe duplamente explorado, pois tanto é utilizado na alimentação, como também constitui um admirável peixe de ornamentação em aquários públicos (Silva, 2007). Segundo Klippel e Perez, (2002) o *L. synagris* está entre as dez espécies, da costa central do Brasil, mais pescadas por linha. Por esta razão, através da avaliação do seu estoque natural, verificou-se que o mesmo encontra-se em condições de “plenamente explorado” a “sobre-explorado” (Costa *et al.*, 2002), demonstrando a importância de se iniciarem pesquisas de viabilidade ou não do seu cultivo em cativeiro.

Cestarolli (2005) afirmou que uma das grandes dificuldades existentes nos sistemas de criação, principalmente de espécies nativas consideradas mais nobres, representadas por animais carnívoros, é a alta mortalidade durante o período larval, frequentemente relacionado ao tipo de alimentação que, via de regra não atende às exigências

nutricionais das larvas refletindo na qualidade do alimento. O estabelecimento de técnicas de produção de alimento vivo, com boa qualidade nutricional para alimentação das larvas é um fator primordial para o sucesso da atividade de cultivo de lutjanídeos (Planas e Cunha, 1999).

A larvicultura é um dos postos-chave para o sucesso da piscicultura marinha, de acordo com (Kolkovski e Dabrowski, 1999), a criação de larvas de peixes ósseos marinhos ainda depende muito do uso de organismos vivos como alimento, tais como rotíferos e artêmias, durante a fase inicial de vida. Durante as últimas décadas, o esforço de muitas pesquisas foi voltado para o desenvolvimento de rações que pudessem substituir completamente o uso de alimento vivo, no entanto o mesmo continua sendo parte integrante das incubadoras de peixes marinhos.

Este trabalho teve como objetivo acompanhar as atividades de produção de alimento vivo e larvicultura do ariacó (*Lutjanus synagris*), realizadas no Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC/LABOMAR/UFC), como intuito de gerar informações e buscar o aperfeiçoamento das técnicas de cultivo deste peixe.

## **1.1 - Informações gerais sobre *Lutjanus synagris***

### 1.1.1 - Classificação taxonômica

De acordo com Cervigón, *et al.* (1992) a classificação do *L. synagris* é:

CLASSE: Pisces

SUPERORDEM: Acanthopterygii

ORDEM: Perciformes

FAMÍLIA: Lutjanidae

GÊNERO: *Lutjanus*

ESPÉCIE: *Lutjanus synagris*

### 1.1.2 Características morfológicas

Exemplares de ariacó possuem corpo alongado, escamas do tipo ctenóide, cabeça caracteristicamente triangular em vista lateral, com o perfil superior mais fortemente inclinado que o inferior. Possuem 10 espinhos e 12 raios na nadadeira dorsal (raramente 11 ou 13 raios). Apresentam ainda, uma mancha negra bem evidente, acima da linha lateral e abaixo do início dos primeiros raios da nadadeira dorsal (Menezes e Figueiredo, 1980). Cauda emarginada, levemente furcada e avermelhada com a margem enegrecida, também possui barras verticais escuras e difusas e cerca de sete a dez estrias longitudinais amareladas (Szpilman, 2000) (Figura 2). Por ser uma espécie reconhecidamente importante em diversos países, o ariacó recebe diversas denominações em vários idiomas, como mostrado na tabela 1.



Figura 2 - Exemplar de um reprodutor de ariacó (*Lutjanus synagris*), do LAQUIMAR/LABOMAR/UFC.

Tabela 1. Nomes comuns em quatro idiomas, utilizados em alguns países do atlântico sul ocidental para a espécie *Lutjanus synagris*.

Espanhol	Francês	Inglês	Português
Biajaiba	Qualivacou	Lane snapper	Ariacó
Chino	Sarde	White water snapper	Caranha
Rubia	Sargue	Redtail snapper	Vermelho
Viajaiba	Rouge	Raibon snapper	
Rayado	Scude	Bream snapper	
Manchego	Sarde dorée	Spot snapper	
Manchega	Argente	Mexican snapper	
Pargo guanapo	Vivaneau		

fonte: Claro, R.y K. C. Lindeman, 2004.

## 2. CARACTERIZAÇÃO DO LOCAL DO ESTÁGIO

### 2.1 Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC)

Situado as margens do Estuário do Rio Pacoti no município do Eusébio, região metropolitana de Fortaleza, próximo da Praia do Porto das Dunas, o CEAC (Figura 3) é uma estação avançada de pesquisa do Instituto de Ciências do Mar (LABOMAR/UFC), criado em parceria público-privada entre a Universidade Federal do Ceará (UFC), a Fundação AlphaVille, a Prefeitura Municipal do Eusébio e a Superintendência Estadual do Meio Ambiente (SEMACE), com o intuito de compensar o impacto ambiental gerado pela construção do Complexo de condomínios AlphaVille. Abrange uma área de 4,4 ha, composta de 4 unidades de pesquisa que desenvolvem bioensaios em aqüicultura marinha e estuarina, além de estudos de campo que visam o manejo e a preservação dos recursos costeiros, procurando aproximar-se da realidade do ecossistema costeiro nordestino.



Figura 3 - Foto de satélite da localização do Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC) - Eusébio, CE.  
Fonte: Marine Science Institute - UFC - Brazil.



## 2.2 Período do estágio e local de execução das atividades

O estágio teve início no mês de novembro de 2009 e se estendeu até o mês de maio de 2010 com acompanhamento das atividades em 20 horas semanais, contabilizando em torno de 500 horas de observação.

As atividades foram desenvolvidas no Laboratório de Aquicultura Marinha (LAQUIMAR), situado no CEAC, e destinado a estudos com espécies nativas de peixes marinhos com potencial aquícola. Através de pesquisas a dados publicados sobre cultivo de peixes marinhos, ocorrentes na costa brasileira com características favoráveis a aquicultura (adaptação a condições de cativeiro, rusticidade, apreciação comercial, aceitação à ração, viabilidade da larvicultura), foram selecionadas duas espécies de peixes da família *Lutjanidae*, o ariacó (*Lutjanus synagris*) e a cioba (*Lutjanus analis*) para estudos, os quais são atualmente desenvolvidos pela empresa Technoacqua Serviços de Consultoria Ltda, em parceria com o Instituto de Ciências do Mar (LABOMAR/UFC). Atualmente o foco das pesquisas é com a reprodução e larvicultura do ariacó, *Lutjanus synagris*.

## 2.3 Caracterização da estrutura física do laboratório

A infra-estrutura do laboratório é composta por sala de larvicultura, sala de alimento vivo, área externa (reservatórios de armazenagem da água captada do estuário, os tanques de quarentena, o setor de produção de alimento vivo e a casa dos sopradores) e um galpão coberto onde é realizado o manejo, a maturação e a desova dos reprodutores. No segundo semestre de 2010, deu-se início às obras de ampliação do Laboratório, contando com três novas salas e a cobertura dos tanques da área externa que darão melhores condições de trabalho, possibilitando a realização de novas pesquisas na área da aquicultura marinha.

### 2.3.1 Galpão do Laboratório de Aquicultura Marinha (LAQUIMAR)

O galpão do LAQUIMAR (Figura 4), onde encontram-se todos os atuais e futuros reprodutores do laboratório, possui um tanque de 30.000L, dois tanques de 10.000L e uma piscina de 2.000L utilizados para a engorda e maturação, juntamente com três tanques de 2.500L usados para a reprodução e desova dos exemplares selecionados. Os tanques funcionam em recirculação, ligados a um sistema de filtragem biológica (Figura 5<sub>1</sub>), protein skimmer (Figura 5<sub>2</sub>) e aeração com pedras porosas, salinidade em torno de 30-35ppt e fotoperíodo de 14 horas de luz e 10 horas escuro, controlado por timmer digital.



Figura 4 - Aspecto geral do galpão, onde são mantidos os reprodutores e feitos os procedimentos de acasalamento e desova de *Lutjanus synagris*.



Figura 5 – Sistemas de filtragem. (1) Sistema de Filtragem Biológica composto por “boróias” (rochas colonizadas com bactérias nitrificantes). (2) Protein Skimmer - Filtro mecânico (a nível molecular) que retira poluentes da água pelo fracionamento das proteínas.

Também são realizadas outras atividades dentro do galpão como: Tratamento profilático dos peixes recém capturados; biometrias mensais dos peixes recém capturados e estocados; avaliação dos estados de maturação e desenvolvimento gonadal; formulação, secagem e estocagem das rações; induções hormonais; observação das desovas; coletas e contagens de ovos; experimentos de trabalhos científicos; alimentação dos peixes.

### 2.3.2 Captação da água e pré- tratamento

A água utilizada para o cultivo nos tanques do laboratório é captada através de uma casa de bombeamento instalada próximo ao estuário de rio Pacoti. Durante a maré cheia a água era bombeada até a casa dos sopradores, localizada aproximadamente a 150m de distância do rio, utilizando uma bomba (5cv), onde inicialmente esta água era pré-filtrada por filtro de areia (Figura 6a), em seguida armazenada em reservatórios (Figura 6b) com capacidade para 20.000L, durante 72h, recebendo um tratamento com cloro ativo [10ppm] para eliminação de organismos indesejáveis dentro do cultivo. Durante o período em que a água não estava apta para o uso, ela retornava para o sistema de filtragem com filtro de areia

para uma maior retenção de partículas de sujeira e eliminação do cloro residual, retornando novamente para o reservatório.

A salinidade foi conferida através de refratômetro óptico, antes de a água entrar no sistema de cultivo, pois dependendo da época do ano em que era captada, ocorrem variações de salinidade decorrentes da pluviosidade e evaporação, fazendo-se necessário ajustar a salinidade para o valor pré-determinado de 30ppt.



Figura 6 – Sistema de pré-tratamento da água. (A) Filtro de areia que realiza a filtração mecânica da água captada no estuário. (B) Reservatório de estocagem (20.000L) da água pré-tratada que abastece o laboratório.

### 2.3.3 Setor de produção de alimento vivo

#### 2.3.3.1 Sala de larvicultura

Na sala de larvicultura (Figura 7) foi montado um sistema de quatro tanques de polipropileno azul, com capacidade de 1000L/cada, conectados a outros dois tanques, sendo um de 500L (Figura 7a) que serve como caixa coletora, recebendo água dos tanques, utilizados ou não em recirculação, com tratamento contínuo da água através de uma bomba (1/3cv) que puxa a água da caixa coletora impulsionando-a para dois filtros de cartucho de 30 e 1 $\mu$ m, respectivamente, onde as partículas maiores são retidas no primeiro estágio e as de menor tamanho no segundo estágio (Figura 8a), passando por um sistema-UV (lâmpada de

radiação ultravioleta de 50w), com função esterilizante eliminando bactérias, vírus, algas e outros microorganismos agindo diretamente na destruição do DNA e RNA (Figura 8b). Em seguida a água tratada vai para um caixa repositora de 1000L (Figura 7b), que abastece o sistema, por gravidade através de canos PVC conectada a torneiras para a regulagem da vazão da entrada de água em cada tanque. A água utilizada no laboratório é clorada (5ppm) e mantida com aeração constante, armazenada em um tanque circular de 3000L (Figura 7c), podendo ser utilizada para abastecer os tanques de cultivo depois de três dias “descansando” para ocorrer à eliminação do cloro por evaporação. Depois que o cloro residual evapora, a água é transferida por uma bomba submersa (2000L/h) para o sistema de cultivo interno ou para os tanques externos, dependendo da necessidade e disponibilidade de água tratada.



Figura 7 - Sala de Larvicultura. (A) Caixa coletora de 500L. (B) Caixa de reposição de 1000L que abastece o sistema por gravidade. (C) Tanque de 3000L utilizado para armazenar água tratada e abastecer o sistema.

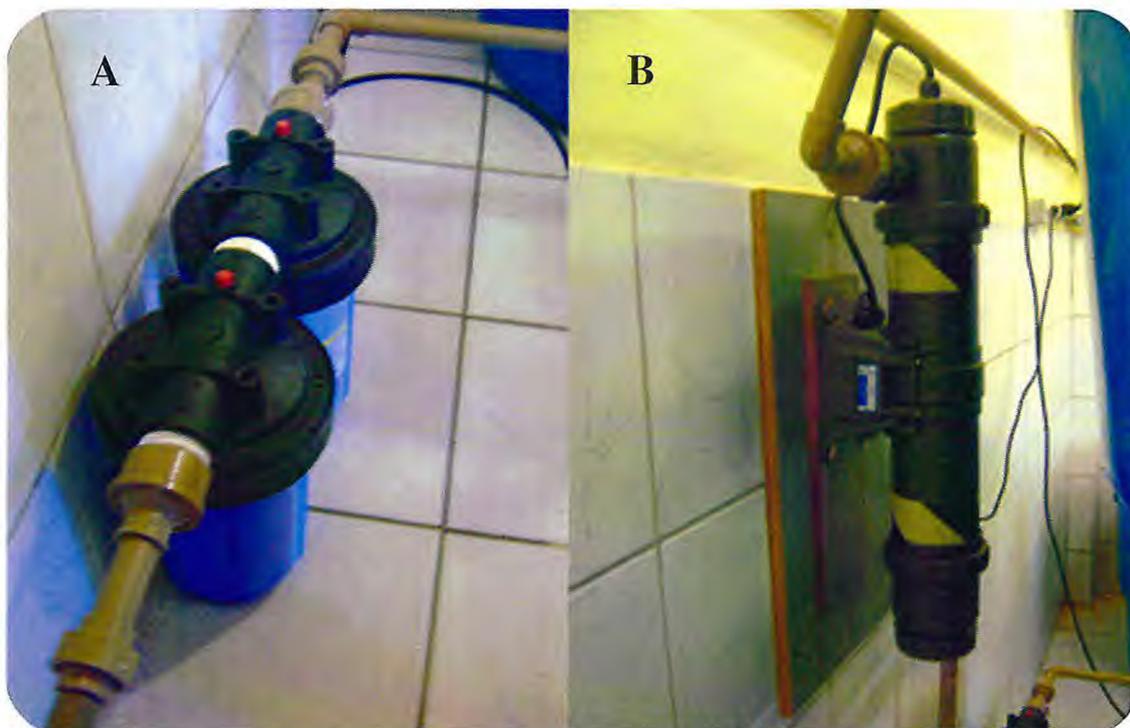


Figura 8 – Sistema de tratamento da água na sala de larvicultura. (A) Filtros de cartucho de 30 e 1 $\mu$ , respectivamente, utilizados para filtragem mecânica. (B) Sistema ultravioleta – UV (50 w), responsável pela esterilização da água do sistema.

### 2.3.3.2 Sala de alimento vivo

Sala onde ocorrem as primeiras etapas da produção de microalgas e rotíferos do laboratório (Figura 9). Possui o acabamento em azulejos brancos facilitando a higienização, realizada constantemente com álcool 90% em todas as bancadas (Figura 9a) e prateleiras, ajudando também na reflexão da luz, extremamente importante para o crescimento das populações de microalgas. É climatizada com auxílio de um condicionador de ar com temperatura em torno de 24°C, mantida fechada para minimizar as variações na intensidade luminosa e temperatura. Na parte de baixo da bancada são estocados e armazenados todos os materiais utilizados na sala como: vidrarias, reagentes, meios de cultura, mangueiras de aeração, recipientes plásticos, peneiras e álcool, já a bancada de cima é destinada para manutenção dos estoques de alimento vivo, lavagem e assepsia do material utilizado. Na outra parede possui uma prateleira (Figura 9b), com calhas dispostas paralelamente fixadas na parte de trás e algumas culturas estoque, que servem como inóculo para culturas de maior volume. A iluminação é mantida 24 horas por dia, através de doze lâmpadas fluorescentes (20 w/cada), sendo seis na bancada e seis na prateleira, aeração mantida por soprador que manda o ar para

a sala através de canos conectados na parede, a regulagem da saída desse ar é feita por terminais e divisores de plástico, conectados em mangueiras, (mesmas utilizadas em compressores de aquários), onde na extremidade destas fixaram-se pedaços de chumbada para ajudar na imersão com o intuito de melhorar a distribuição das bolhas de ar.



Figura 9 - Sala de alimento vivo. (A) Prateleira com as culturas estoques de *Nannochloropsis oculata*. (B) Bancada utilizada para a produção de microalgas em pequenos volumes e estocagem dos materiais da sala de alimento vivo.

### 2.3.3.3 Área externa

Na área externa (Figura 01) foi instalado um sistema de 16 tanques de polipropileno azul, cada tanque com capacidade para 1000L (Figura 10a), contando com um sistema para distribuição e drenagem de água e sistema de aeração, mantido por soprador elétrico (4cv), assim como drenos centrais conectados (Figura 10b) a um sistema de filtragem biológica. Os tanques podem funcionar em recirculação, porém fatores como temperatura externa elevada, acúmulo de material orgânico em suspensão e no fundo dos tanques, ocorrência de “bloom” de microalgas nativas e pluviosidade, tornaram a utilização, desse sistema, em recirculação, inviável devido ao difícil controle desses fatores, que alteram os

parâmetros físico-químicos da água do cultivo. Quatro desses tanques foram utilizados na larvicultura do ariacó e os outros 12 foram utilizados na produção de alimento vivo (*Nannochloropsis oculata*, rotíferos *Brachionus plicatilis* e mesocosmos) em sistema estático com aeração constante.



Figura 10 - Área externa do laboratório. (A) Sistema de 16 tanques, usados para produção de alimento vivo e larvicultura do ariacó. (B) No detalhe, o dreno central de escoamento da água.

### 3. DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES ACOMPANHADAS

#### 3.1 Manutenção dos reprodutores

Os exemplares foram capturados em alto mar e em regiões estuarinas no primeiro semestre de 2009, em parceria com pescadores de comunidades do litoral cearense, trazidos em reservatórios de 1000L, até as instalações do CEAC. Os animais recém capturados passaram por um período de quarentena e aclimação em tanques de 3000L (Figura 11a) com a mesma água utilizada no laboratório, onde observou-se qualquer irregularidade no comportamento, presença de escoriações causadas pela captura e/ou manejo, possíveis manifestações de doenças e mortalidades. Antes dos peixes serem transferidos para os tanques de engorda e maturação, localizados no galpão, receberam tratamento profilático, inicialmente com a retirada de possíveis parasitas presentes nas brânquias e dentro da boca, utilizando uma pinça. Depois os peixes foram imersos por três minutos em água doce (Figura 11b) e com auxílio de um puçá foram transferidos para os tanques de engorda.



Figura 11 – Manutenção dos peixes recém capturados. (A) Tanques de quarentena que eram mantidos os peixes recém capturados. (B) Imersão dos peixes em água doce, antes de entrarem no sistema de cultivo.

O regime alimentar inicial era composto por uma dieta variando entre alimento natural picado (peixe, lula e camarão) e ração formulada na seguinte proporção: 2 Kg de concentrado nutricional para peixes marinhos (Fish Breed M, INVE<sup>®</sup>); 0,8Kg de lula; 0,8Kg

de peixe (sardinha); 0,4Kg de camarão, todos triturados. Os péletes fabricados são acondicionados em freezer com temperatura em torno de  $-2^{\circ}\text{C}$ . A frequência alimentar foi de uma vez ao dia, no período da tarde. Mensalmente foram realizadas biometrias dos exemplares estocados e recém capturados e durante esse procedimento realizou-se, também, avaliações dos estágios de maturação dos peixes.

## 3.2 Produção de alimento vivo

### 3.2.1 Cultivo de microalgas

Na sala de alimento vivo é realizada a produção da microalga *Nannochloropsis oculata* em pequenos volumes ( $\leq 20\text{L}$ ). Inicialmente as cepas foram obtidas junto ao Laboratório de Planctologia do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará. O método usado foi o cultivo semi-contínuo, muito utilizado em laboratórios comerciais, consistindo na retirada de uma parte da cultura, quando esta se encontra pronta para uso (antes de alcançar a máxima densidade celular), e da imediata adição de uma mesma parte com meio de cultura. O meio utilizado foi o f/2 Guillard, com exceção das vitaminas B12, Biotina e Tiamina. Alternativamente, utilizou-se um complexo vitamínico comercial (Citoneurin 5.000; Merck).

O cultivo interno foi realizado com temperatura em torno de  $24^{\circ}\text{C}$ , aeração constante moderada e luminosidade de 5.000 lux. O material utilizado durante o cultivo como recipientes plásticos, mangueiras de aeração, vidrarias e garrafas plásticas, passaram por um protocolo de limpeza, sendo lavados com sabão, imersos em solução de hipoclorito de sódio (24 horas), enxaguados três vezes com água doce, esterilizados com álcool 90% e secos em temperatura ambiente.

A produção iniciou-se a partir de cepas selecionadas estocada em tubos de ensaio de 10 mL, com meio de cultura f/2 Guillard, transferidas para garrafas de vidro de 500mL e completadas com meio. Essas alíquotas foram repicadas para garrafas plásticas de 2L até atingirem densidade algal elevada (aproximadamente  $3 \times 10^6$  céls/mL, sendo a contagem feita em câmara de Neubauer). Quando os cultivos nas garrafas de 2L atingiam o pico ou o final da fase exponencial de crescimento, parte dos volumes eram transferidos para outras garrafas ou

então davam-se início aos cultivos em recipientes transparentes de 20L, ainda dentro da sala de alimento vivo. Para os cultivos externos (maior escala), os recipientes de 20L eram transferidos para baldes brancos de 50L com adição de 20L de meio de cultura. Posteriormente os volumes de 40L eram transferidos para caixas d'água azul, com capacidade de 1000L, iniciadas com 300L de água do mangue filtrada, com aeração constante e forte para melhor homogeneização dos nutrientes e das microalgas da coluna d'água, depois eram adicionadas maiores quantidades de água e meio de cultura alternativo até alcançar o volume de aproximadamente de 500 à 800L, utilizados na produção de alimento vivo e nas larviculturas (Figura 12). O meio alternativo é composto de nitrogênio - fósforo - potássio (NPK)( $1\text{g.L}^{-1}$ ), adicionado de superfosfato triplo (SPT) ( $0,1\text{g.L}^{-1}$ ) e bicarbonato de sódio ( $1\text{g.L}^{-1}$ ) preparado com água pré-filtrada com filtro de areia e salinidade ajustada para 30ppt e após o preparo o meio era clorado com hipoclorito de sódio ( $5\text{mg.L}^{-1}$ ) e mantido em recipientes com aeração, dentro da sala de alimento vivo. Tanto NPK, quanto SPT são fertilizantes agrícolas de baixo custo, uma vez que a redução dos custos tornou-se essencial, quando iniciou-se a produção massiva de microalgas, pois atualmente, manter tanques acima de 500L com meio f/2 Guillard, tem sido economicamente inviável, devido ao elevado preço dos reagentes para a elaboração de grandes volumes deste meio de cultura.

O cultivo na área externa foi realizado sob condições naturais de luz e temperatura, não possibilitando estabelecer uma rotina constante de produção em volumes maiores, visto que as variações constantes, na intensidade luminosa e temperatura, influenciaram negativamente no seu crescimento. Essas culturas sofreram freqüentes colapsos “quebras”, provavelmente por contaminação bacteriana, que segundo Coutteau *et al.*, (1997) é um dos principais problemas enfrentados em cultivos de microalgas, uma vez que competem com as microalgas pelos nutrientes, apresentando o crescimento mais rápido em condições ideais, conseguindo assim se sobrepor às algas eliminando-as por competição, já que os tanques ficavam abertos e ocorria a contaminação por insetos e partículas de sujeira que se acumulavam no fundo e na superfície dos tanques. Outro motivo plausível foi o meio de cultura alternativo utilizado, pois um substrato pobre em nutrientes essenciais pode causar o desenvolvimento anormal e morte massiva da produção.

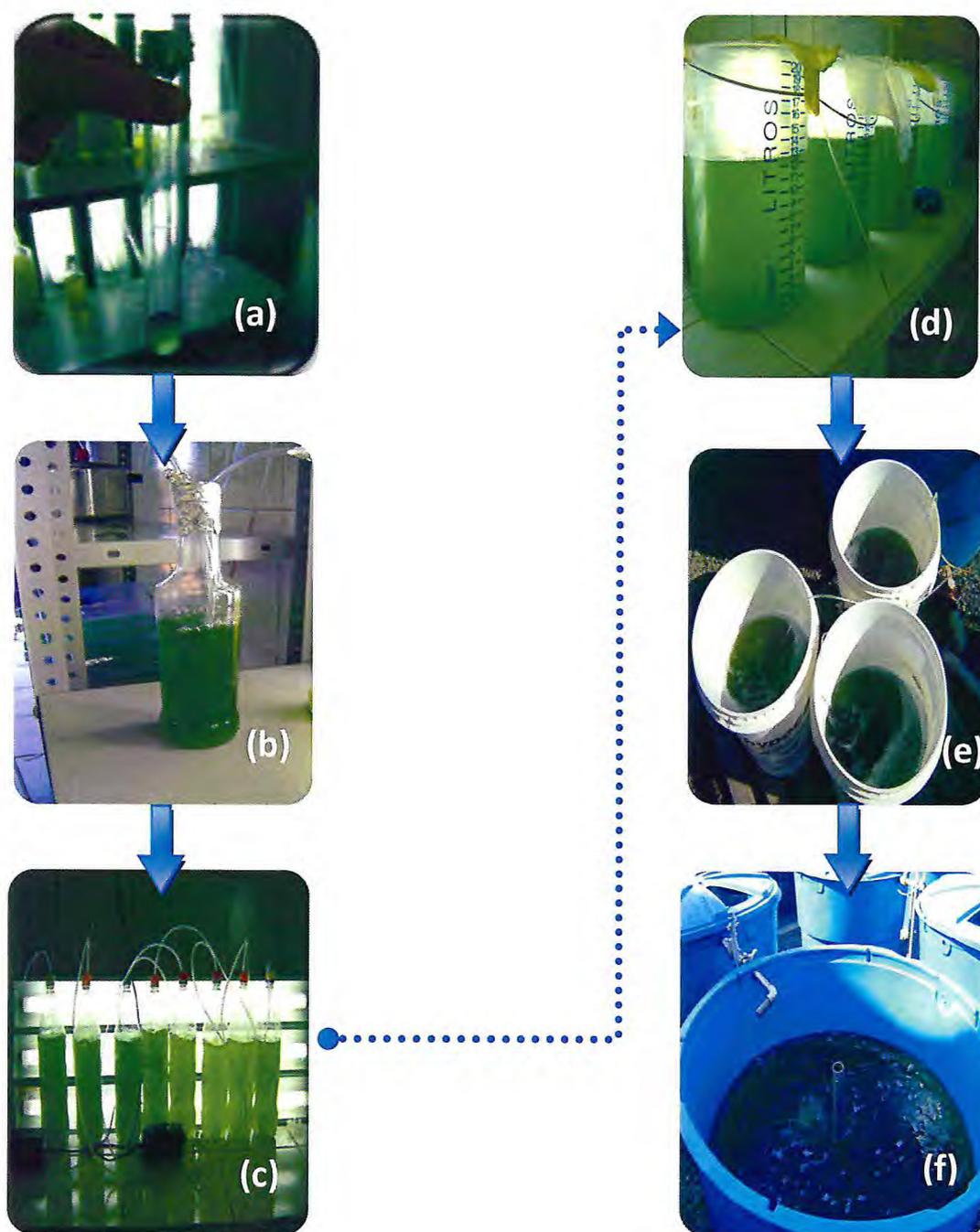


Figura 12 - Etapas do cultivo da microalga *Nannochloropsis oculata* no CEAC. (a) cepas estocadas em tubos de ensaio de 10 mL, com meio de cultura *f/2* Guillard; (b) Alíquotas de 500mL em garrafa de vidro; (c) garrafas plásticas de 2L utilizadas para o início dos cultivos de 20L e para repicagem em outras garrafas; (d) cultivos de 20L em recipientes transparentes; (e) Início do cultivo externo, em recipientes brancos de 50L; (f) última etapa do cultivo em tanques de 1000L, com volume inicial de 300L.

### 3.2.2 Cultivo de rotífero

Uma descoberta que representou um enorme avanço para a aqüicultura foi que rotíferos do gênero *Brachionus* poderiam ser utilizados como primeiro alimento para larvas de peixes de água salgada (Hirata, 1979). Dentro da larvicultura de várias espécies marinhas a espécie de rotífero *Brachionus plicatilis* é indispensável por apresentar características favoráveis, como capacidade de produção em larga escala, pequeno tamanho (130-340 µm de comprimento de lóricas), reduzida mobilidade, tolera uma ampla faixa de mudanças no meio de cultivo e tem facilidade de assimilação de substâncias enriquecedoras (bioencapsulação) e bactericidas (Sorgeloos e Léger, 1992).

A produção de rotíferos foi iniciada no CEAC em agosto de 2009 com a aquisição de 200 mL de estoque proveniente do Laboratório de Planctologia do Departamento de Engenharia de Pesca da Universidade Federal do Ceará. O estoque inicial de rotíferos *Brachionus plicatilis* foi mantido na sala de alimento vivo em pets de 2L, com iluminação contínua (3000 lux), aeração baixa e concentração entre 20 e 60 indivíduos por mL, contados em microscópio eletrônico. Quando atingidas densidade superiores a 60 ind./mL os rotíferos eram transferidos para volumes de 20L e posteriormente para tanques externos de 1000L (área externa) com iluminação natural e aeração moderada, contendo inicialmente 400L.

Os rotíferos eram alimentados de duas a quatro vezes ao dia, com a microalga *Nannochloropsis oculata* ( $5 \times 10^4$  cel./mL) e o concentrado algal liofilizado (*Schizotrichium* sp.), após o quarto dia, de acordo com as instruções do fabricante (1g/500L), o qual é rico em ácidos graxos poliinsaturados, disponível em pacotes de papel alumínio embalados a vácuo. O produto está disponível comercialmente como ALGAMAC-2000 (Aquafauna, Bio-Marine) (www2). Também se utilizou para o enriquecimento de rotíferos e artêmias o produto comercial Super Selco (INVE<sup>®</sup>) (www3).

Vários estudos apontam a importância dos aspectos nutricionais de rotíferos utilizados na larvicultura e atendendo a essa necessidade vários produtos comerciais foram lançados para melhorar, principalmente, o conteúdo de ácidos graxos essenciais e vitaminas em rotíferos (Coutteau e Sorgeloos, 1997). A variedade de produtos permite ao produtor escolher o mais adequado para as necessidades específicas de determinadas espécies de peixes. Geralmente, esses enriquecimentos são baseados em emulsões de óleo ou pó com diferentes níveis e razões de ácidos graxos e de grupos de lipídios, vitaminas, e antioxidantes (Sorgeloos et al., 2001).

Durante alguns meses grande parte dos cultivos ocorreram em tanques nos quais foram estimulados “bloom” ( indução artificial de condições eutróficas que levam a um rápido desenvolvimento de explosões populacionais) de fitoplâncton nativo, oriundos da água captada do mangue sem passar por tratamento com cloro, adicionando  $0,5\text{g.L}^{-1}$  de NPK, dois a três dias antes da inoculação dos rotíferos, período suficiente para que a água adquirisse uma coloração verde intensa, indício de grande quantidade de microalgas. Os rotíferos eram inoculados em densidades entre 10 e 20 rotíferos  $\text{ml}^{-1}$ . A coleta e limpeza dos rotíferos foram realizadas com o auxílio de telas de 36 e  $50\mu\text{m}$  (Figura 13a), conforme a necessidade da faixa de tamanho e lavagem com piceta de 500 ml (Figura 13b), utilizando água salgada tratada para a retirada de partículas de sujeira e vestígios de microalgas presentes no meio em que foram cultivados.

Para observar o desenvolvimento dos rotíferos, durante o cultivo, foram retiradas amostras de 100 mL de todos os tanques de cultivo, concentrando cada amostra, em beckers com o número dos respectivos tanques, utilizando a tela de  $36\mu\text{m}$ , em seguida com uma pipeta graduada pingaram-se três gotas da amostra, em cada lâmina analisada, com o acréscimo de três gotas de formol para a fixação e melhor observação dos rotíferos no microscópio óptico (Figura 13c).



Figura 13 – Manejo dos rotíferos no laboratório (A) Telas utilizadas para a coleta, lavagem e separação dos rotíferos. (B) Método de lavagem dos rotíferos com piceta e água tratada. (C) Rotífero adulto de *Brachionus plicatilis* com ovos, observados em microscópio óptico (Objetiva 10x).

### 3.2.3 Cultivo de artêmia

Artêmias são microcrustáceos ricos em proteínas, vitaminas, carotenos e sais minerais, por isso são utilizadas em larga escala em cultivo de camarões e peixes na fase larval, acelerando o crescimento dos animais. Apresenta certa rusticidade operacional, facilidade no cultivo, no manejo, na estocagem do cisto e têm o tamanho ideal para alimentar larvas de peixes ou de crustáceos. São extremamente eurialinas, suportando salinidades entre 3ppt a 300ppt (Treece, 2000). Na aquicultura, artêmia está disponível como dois produtos: (1) ovos de resistência (cistos) que podem ser armazenados por longos períodos (anos) e quando incubados, cerca de 24 horas em água salgada, estes cistos eclodem, liberando náuplios que podem servir diretamente de alimento para uma grande variedade de larvas de organismos marinhos (Lavens e Sorgeloos, 1996), (2) biomassa de adultos, que pode ser oferecida para reprodutores e juvenis como produto vivo, congelado ou seco.

No Laboratório utilizamos dois tipos de cistos de artêmia, o HIGH 5 (INVE<sup>®</sup>) utilizando apenas os náuplios recém-eclodidos (de oito a doze horas de incubação), pois nesta fase ainda não consumiram completamente suas reservas vitelinas apresentando um alto valor nutricional. Este cisto possui uma melhor taxa de eclosão e contém extratos naturais de plantas que inibem o surto de bactérias nas incubadoras, tornando desnecessárias as etapas de descapsulação para este cisto. Tais etapas ocorrem devido a grande quantidade de bactérias e fungos presentes na superfície do cisto (córion), por isso realizamos no laboratório a descapsulação dos cistos de *Artemia* sp, produzidos na região de Grossos-RN, que são utilizados para a produção de biomassa adulta. No primeiro passo pesa-se entre 2 a 2,5g de cistos, em seguida é feita a hidratação colocando-os em contato com água doce (250mL) durante 30 minutos dentro de um Becker com aeração, atingindo esse tempo retira-se a água com o auxílio de uma peneira com malha de 100 $\mu$ m repassando-os para outro Becker com 100mL de Hipoclorito de sódio ([NaClO] de 5%) de 2 à 3 minutos para que ocorra a oxidação do córion, esta etapa é identificada através da mudança da cor escura para um laranja intenso. Imediatamente, em seguida, os cistos são lavados, novamente usando a peneira, com água doce em abundância retirando o resto do hipoclorito de sódio. Depois de lavados, os cistos são retirados da tela com auxílio da piceta e colocados em incubadoras feitas com garrafas pet de 2L ou em recipientes cilíndricos transparentes (Figura 14a), com aeração forte e constante.

O povoamento era realizado no dia seguinte, em caixas d'água de 1000L localizados na área externa (Figura 14c), com volume inicial de 500L d'água com salinidade entre 30-35ppt e temperatura variando de 27 a 33°C. Em decorrência da alta taxa de evaporação, a salinidade foi corrigida com adição de água doce. Durante o período chuvoso (fev-março) houve quedas na salinidade necessitando de ajustes adicionando água salgada até atingir o valor de 30ppt. O sistema de aeração foi adaptado para que houvesse a formação de um vórtice dentro do tanque, ocorrendo melhor distribuição do alimento e devido a essa movimentação gerada na superfície, que facilita as trocas gasosas, melhorou a oxigenação da água (Figura 14d). A coleta das artêmias adultas (Figura 14b) foi realizada através do sifonamento, retirando a água da caixa de cultivo com uma mangueira para um recipiente adaptado com uma tela (100 $\mu$ m), em um dos lados, obstruindo a passagem das mesmas, retirando-se toda água da caixa para a posterior remoção de algas das laterais, lavagem e desinfecção com álcool 90%, transferindo as artêmias para um recipiente com água nova e aeração.

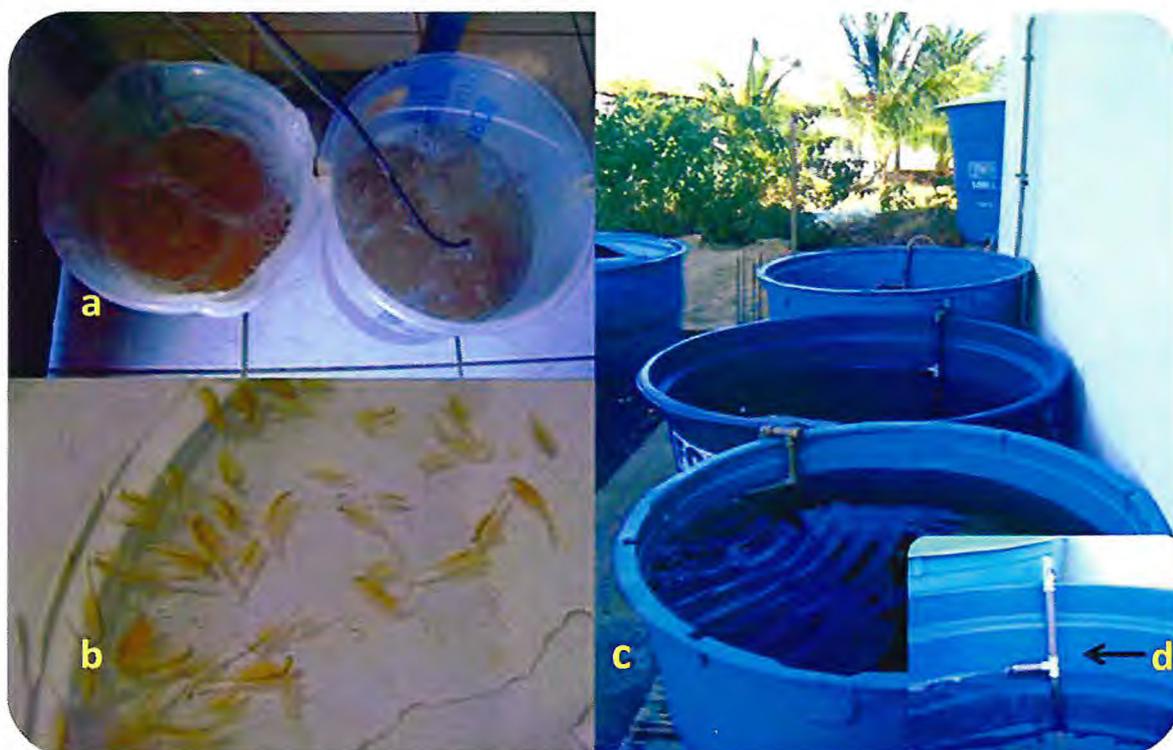


Figura 14 – Etapas do cultivo de artêmia. (a) Recipientes utilizados para a eclosão dos cistos de Artêmia. (b) Artêmias adultas usadas na alimentação dos juvenis. (c) Cultivo externo de artêmias em caixas d'água de 1000L. (d) No detalhe o sistema de aeração adaptado com uma mangueira, cano PVC e um T de ½ pol.

### 3.2.4 Sistema de “mesocosmos”

A utilização deste princípio na aquicultura para produção de larvas de peixes baseia-se na criação de um ecossistema constituído por múltiplas espécies de alimento natural (combinação de copépodos, rotíferos, microalgas e outros microorganismos) em tanques de grande volume em que uma parte da alimentação do organismo cultivado, principalmente durante as primeiras e mais críticas fases da alimentação larval, é produzida naturalmente, através de estímulos controlados de determinados elos da cadeia trófica presentes no plâncton marinho (Lavens e Sorgeloos, 1996), permitindo o desenvolvimento de uma cadeia alimentar dentro do próprio tanque de cultivo, conseqüentemente, incrementando a sobrevivência e a qualidade das larvas de peixes produzidas no laboratório (Watanabe *et al.*, 1998; Silva *et al.*, 2009).

O mesocosmos foi produzido em dois tanques do sistema externo de 16, utilizando a água diretamente captada do estuário e estimulando um “bloom” de microalgas nativas, através da fertilização da água com adubos agrícolas (NPK e SPT), além do acréscimo da microalga *N. oculata*, produzidas em outros tanques. As águas dos tanques adquiriram coloração verde bem intenso, indicando uma alta densidade de microalgas, também foram adicionados rotíferos *Brachionus plicatilis*, produzido em outros tanques localizados na área externa. Os zooplânctons nativos puderam se desenvolver, devido a grande oferta de alimento, aumentando assim sua população. Através de amostras de água coletadas nestes tanques, foi possível visualizar, com auxílio do microscópio óptico, diferentes espécies de copépodos (Figura 15a), assim como protozoários ciliados do gênero *Euplotes* sp. (Figura 15b).

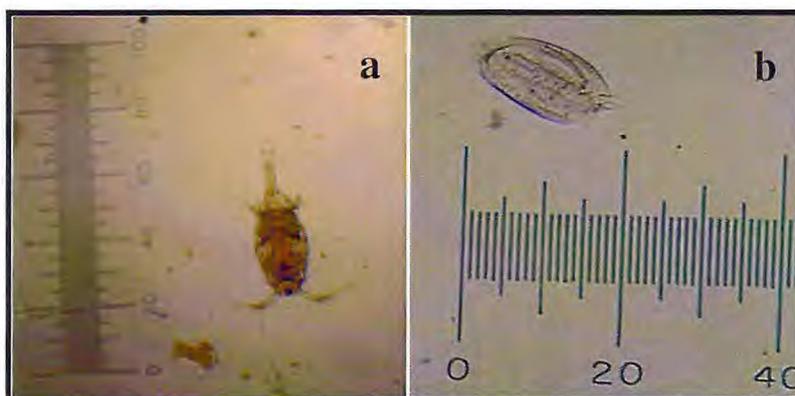


Figura 15 – Organismos encontrados no “mesocosmos”. (a) Copépode presente nos tanques de produção do mesocosmos. (b) Protozoário ciliado do gênero *Euplotes* sp. Foto b: Roberto Kobayashi

### 3.3 Desova e incubação

As desovas obtidas no laboratório ocorreram através de experimentos de indução hormonal, os quais são referentes a uma tese de Doutorado, ainda em andamento e sem publicação oficial dos dados. Durante o período do estágio foram acompanhadas dez induções hormonais, porém apenas três obtiveram êxito, possibilitando o cultivo. Nas induções nº 1, 5 e 8 as fêmeas morreram antes de ocorrer a desova. Em outras quatro induções (4, 6, 9, 10) iniciou a larvicultura com alimento vivo disponível, no entanto as larvas morreram nos primeiros cinco dias após a eclosão. As desovas que ultrapassaram a fase crítica larval (2, 3, 8) foram as que conseguimos manter até os dias atuais. Estas foram programadas para acontecerem nos tanques de desova, (Figura 16a) onde foram separados dois machos e uma fêmea maduros para a realização da indução. Após a primeira injeção, os peixes permaneceram no tanque, onde foi observado o movimento de corte a fêmea pelos dois machos, que a conduziam reproduzindo os mesmos movimentos, a fêmea foi submetida a uma segunda injeção de hormônio, após 24 horas, retornando ao tanque de desova logo em seguida. A fêmea inicia a desova e os machos liberam seus gametas fecundando os ovos, podendo ser observados a presença de ovócitos na superfície da água, com o auxílio de uma lanterna, facilitando a visualização. As desovas ocorrem normalmente durante a madrugada, sendo regularmente monitoradas por um membro da equipe que assume o plantão no dia da aplicação do hormônio (2ª dose da fêmea), também realizando a coleta dos ovos, durante as primeiras horas do dia, nas incubadoras. Os ovos foram transferidos através de canos (40 pol.), acoplados na superfície dos tanques de reprodução, que captam o excesso de água e os ovos flutuantes para um recipiente coletor localizado no centro da incubadora (Figura 16b), revestido de tela, evitando a passagem dos ovos para o sistema.

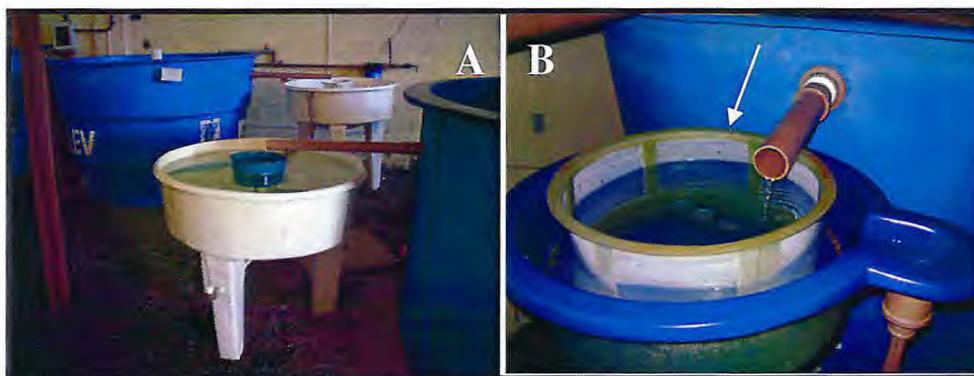


Figura 16 – Sistema de desova. (A) Tanques de desova localizados dentro do galpão do LAQUIMAR. (B) - Em evidência, o recipiente coletor utilizado para a captação dos ovos. Foto a: Roberto Kobayashi

### 3.4 Povoamento

Foi realizado diretamente com os ovos coletados das incubadoras. A quantidade total de ovos foi estimada através de cinco amostragens homogeneizadas, retirando com uma pipeta, 2mL de cada amostra. Contaram-se os ovos e calculou-se a média para saber o número estimado de ovos (Contagem volumétrica). Cada tanque de larvicultura foi povoado com 10.000 ovos.

### 3.5 Larvicultura

O acompanhamento dos resultados obtidos são referentes à 1ª desova, em que se obteve sucesso no desenvolvimento da larvicultura do ariacó (*Lutjanus synagris*), através de indução hormonal. Ocorreram em caixas d'água de 1000L, utilizando o sistema instalado na área interna (sala de larvicultura) e dois tanques do sistema externo de 16.

Foram realizados três tratamentos com duas repetições, montando-se um experimento piloto, testando diferentes sistemas de cultivo: Tratamento em “água clara” estático; Tratamento em “água clara” em recirculação (os dois tratamentos ocorreram dentro da sala de larvicultura); Tratamento em água “verde” estático – ocorreu em dois tanques na área externa. O conceito de “água clara” refere-se à mesma clorada, tratada em filtros de cartucho e esterilizada em sistema-UV, sem a presença de microalgas (Turano *et al.*, 2000). O tratamento com “água verde” está relacionado com o princípio do cultivo no sistema de “mesocosmos”, onde há presença de múltiplos organismos do plâncton (fitoplâncton e zooplâncton), utilizados como alimento vivo (Watanabe *et al.*, 1998, Pietro *et al.*, 2006).

Os dois primeiros tratamentos foram fornecidos, diariamente, rotíferos alimentados com *N. Oculata* e ALGAMAC, na densidade de 5-10 rotíferos/mL, produzidos em grandes quantidades na área externa e antes de serem ofertados foram lavados, concentrados e enriquecidos. O fotoperíodo foi de 24 horas com iluminação de 100 lux e aeração mantida fraca e constante.

Os tanques externos foram preparados cinco dias antes do povoamento, com os ovos fertilizados, adicionando fertilizantes agrícolas para estimulação do afloramento de microalgas nativas e, conseqüentemente, o desenvolvimento do zooplâncton existente na água

dos tanques. Um dia antes do povoamento dos tanques, foram acrescentados rotíferos da mesma forma que foi ofertado nos primeiros tratamentos.

Apenas o tratamento com “água verde”, obteve sucesso, enquanto que os dois tratamentos com água “clara” resultaram na mortalidade total das larvas, logo nos cinco primeiros dias, fase mais crítica em que já absorveram todo o saco vitelino e passaram para a alimentação exógena (abertura da boca). Durante os primeiros dias, ocorreram as maiores mortalidades das larvas, principalmente porque em seus primeiros estágios não possuem senso visual bem desenvolvido, razão pela qual não atacam facilmente os rotíferos, os quais possuem um nado suave e em espiral, tornando-os pouco atrativos, o que provavelmente causa a morte das larvas por inanição. No geral os rotíferos *Brachionus plicatilis* são relativamente grandes para o tamanho da boca das larvas ( $\pm 100 \mu\text{m}$ ), o que dificulta sua captura e ingestão (Pietro *et al.*, 2006).

Mesmo obtendo êxito no tratamento em “água verde”, esse sistema foi de difícil manejo, devido as intempéries e a rápida diminuição da qualidade da água, que logo tornava-se imprópria para o cultivo, necessitando trocas parciais, com o auxílio de uma tela adaptada para que as larvas não fossem sugadas pela mangueira, situação estressante e arriscada para ser realizada neste período, devendo ser aprimorada a técnica e melhorar as condições de cultivo. Segundo Watanabe *et al.*, (1998) o mais indicado para a criação do mesocosmos é utilizar tanques de grandes volumes para dar maior suporte de alimento vivo, manter a qualidade da água por mais tempo e diminuir a densidade larval.

### **3.6 Alimentação no período larval**

Cinco dias antes do povoamento, foi adicionada aos tanques a microalga *Nannochloropsis oculata* e dois dias antes da introdução das larvas, ela foi juntamente com rotíferos. Logo no primeiro dia, todos os tanques eram alimentados, duas vezes ao dia, com rotíferos (*Brachionus plicatilis*) enriquecidos com Super Selco (INVE<sup>®</sup>) e ALGAMAC, mantendo uma densidade aproximada de 5-15 rotíferos/ml. Como nos primeiros dez dias após eclosão (DAE-10), as larvas são mais exigentes por alimento vivo, foi necessário manter uma boa oferta de alimento.

A mudança de um tipo de alimento para outro, sempre foi realizada gradativamente. A partir do DAE-10, diminui-se a oferta de rotíferos, encerrando por volta do DAE- 18. O fornecimento de náuplios de artêmia, HIGH- 5, teve início no DAE-16 e já na fase de pós - larva, aproximadamente no DAE-25, passaram a consumir biomassa de artêmia. O alimento natural (peixe, lula e camarão) picado, foi ofertado a partir do DAE – 47, de forma moderada, para não ocorrer acúmulo de alimento no fundo do tanque. Ao final do dia os tanques eram sifonados. Atualmente, os juvenis de ariacó (após DAE-120), consomem ração produzida no laboratório, juntamente com alimento natural picado. O protocolo alimentar seguiu o esquema apresentado na figura 17.

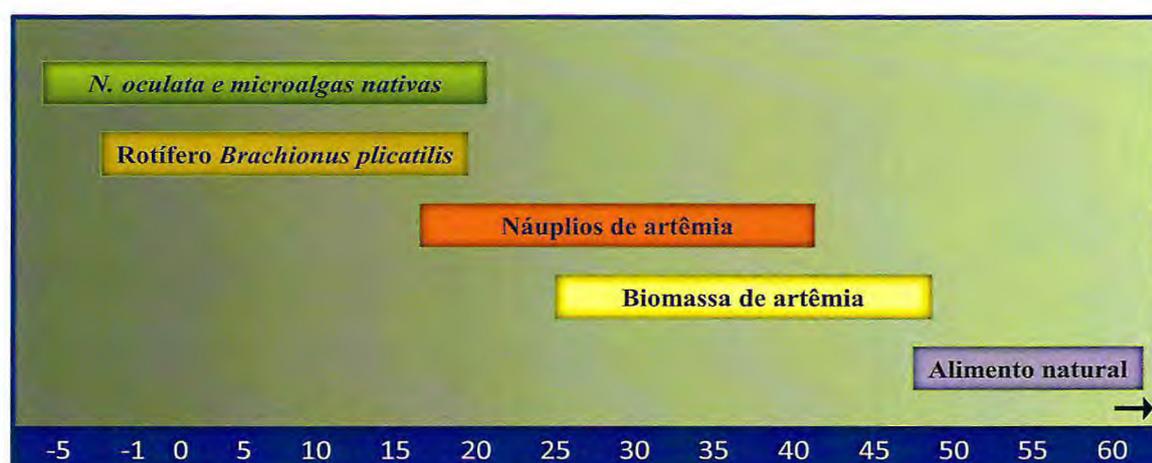


Figura 17 - Protocolo alimentar utilizado na larvicultura do Ariacó. **DIAS APÓS ECLOSÃO (DAE)**

### 3.7 Acompanhamento do desenvolvimento larval

Nesta secção, foram acompanhadas somente as principais fases do desenvolvimento dos ovos, embriões e larvas, através de fotografias tiradas em lupa, com o aumento de 10X (Figura 18).

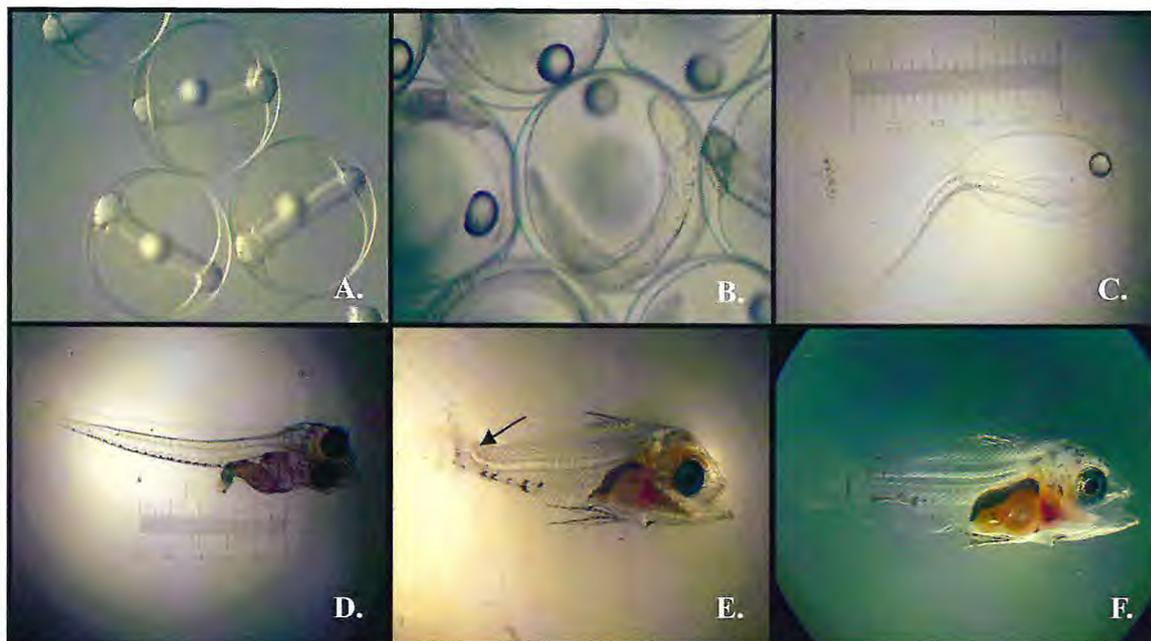


Figura 18 – Fases iniciais do desenvolvimento larval do Ariacó. (A) Ovos fertilizados com gota de lipídio visível. (B) Formação prematura do embrião aparentemente em forma de “C”. (C) Larva recém eclodida de ariacó. (D) Desenvolvimento larval (DAE 6). (E) Desenvolvimento larval (DAE 15), No detalhe flexão da notocorda, proporcionando maior eficiência locomotiva. (F) Final do desenvolvimento larval (DAE 19). Fotos: Roberto Kobayashi.

### 3.8 Monitoramento dos parâmetros da água

Durante a época de cultivo os parâmetros físico-químicos da água foram monitorados utilizando equipamentos como: oxímetro (Figura 19a) e refratômetro óptico (Figura 19b), apresentando valores médios de temperatura:  $29 \pm 3,3^{\circ}\text{C}$ ; oxigênio  $6,0 \pm 3,0$  mg/L, medidos diariamente nos tanques externos, onde as variações foram maiores (Figura 20), nos tanques internos ocorreu esse monitoramento apenas nos primeiros cinco, não apresentando grandes variações. A salinidade alcançou valores de  $30 \pm 4,0$ ppt, sempre verificada antes de algum manejo nos tanques. A correção da salinidade foi realizada com água doce quando necessário. Recentemente o laboratório adquiriu kits comerciais (Tropic Marin) para análise dos testes de ph, amônia total, nitrito, nitrato e alcalinidade da água, porém não foi possível a utilização desses testes durante as larviculturas, pois a aquisição aconteceu após os experimentos acompanhados, fazendo-se necessário a determinação desses parâmetros nas próximas larviculturas obtidas, monitorando os compostos nitrogenados para que não atinjam níveis letais nos tanques das larvas. Para a confirmação da completa volatilização do cloro, utilizado para o tratamento da água do sistema, faz-se necessário o

monitoramento da concentração de cloro residual. Outros parâmetros como a detecção de fósforo, metais pesados e matéria orgânica deveriam ser analisados, já que a captação da água é realizada em área de estuário, onde existe uma alta carga de material orgânico, nutrientes e eventualmente contaminações advindas de águas costeiras.



Figura 19 – Equipamentos utilizados para medir os parâmetros físico-químicos da água. (a) Oxímetro utilizado para medir a temperatura e o oxigênio dissolvido. (b) Refratômetro óptico que mede a salinidade da água em ppt.

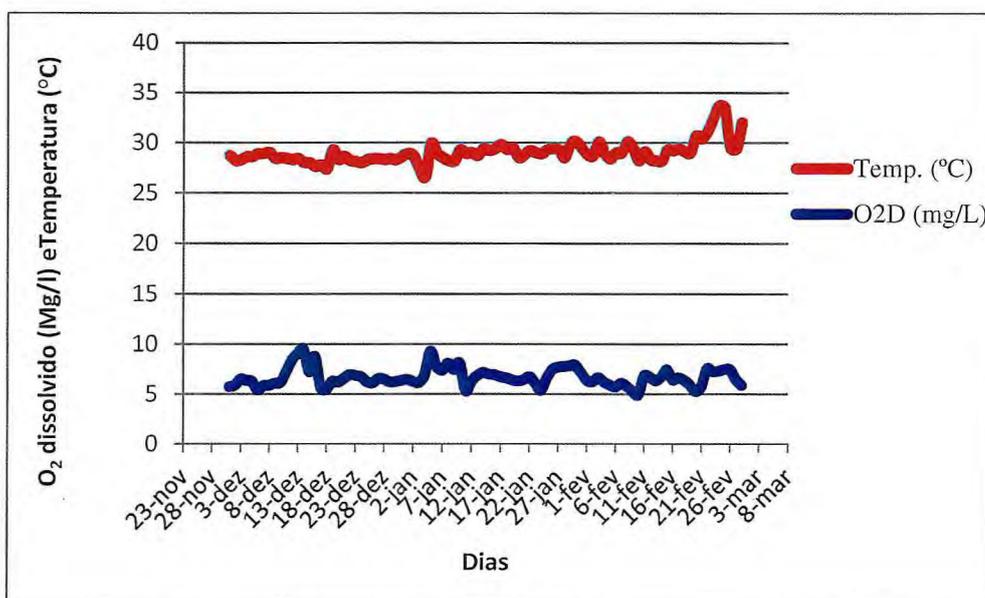


Figura 20 - Variações de temperatura e oxigênio dissolvido em um dos tanques externos de larvicultura, durante o período de 1/12/2009 a 28/02/2010.

### 3.9 Problemas enfrentados e soluções adotadas

Durante o acompanhamento ocorreram períodos com altas temperaturas da água dos cultivos, chegando a 34°C por vários dias, acarretando estresse e mortalidade das larvas localizadas na área externa. Essa variável pôde ser controlada deixando os tanques fechados 24 horas, abrindo apenas um compartimento localizados na parte superior da tampa, para fornecer a alimentação, também realizou-se trocas parciais semanais de 50% da água para retirada de material orgânico acumulado no fundo, correção da salinidade e diminuição da temperatura (ideal em torno de 25 a 28°C).

Ocorreram surtos de macroalgas nativas filamentosas dentro dos tanques externos, prejudicando os cultivos e dificultando bastante a total separação do alimento vivo das macroalgas, sendo necessário deixar o material coletado em recipiente estático para que a maior parte das algas decantasse, podendo ser retirado apenas os organismos alimento.

O cultivo da microalga *Nannochloropsis oculata*, não foi suficiente nas primeiras larviculturas, impossibilitando sustentar a produção constante de rotíferos. Algumas das hipóteses levantadas foram a falta de autoclave para a esterilização dos meios de cultura e vidrarias, impedindo que ocorressem o colapso das culturas por elevados níveis de bactérias. Em substituição da *N. oculata* foi realizado, por diversas vezes, o fornecimento do concentrado algal liofilizado *Schizotrichium* sp. (ALGAMAC), para que se obtivessem rotíferos para as larviculturas do ariacó, porém contribuiu com um aumento substancial na quantidade de matéria orgânica sedimentada ocorrendo o acúmulo de detritos no fundo dos tanques, provocam uma queda na qualidade da água.

Durante um período, o soprador parou de funcionar ocasionando a falta de aeração em todo o laboratório, dificultando a produção de microalgas e rotíferos, devido à grande redução nas concentrações de O<sub>2</sub> dissolvido e a não homogeneização dos nutrientes. Foram instalados compressores de ar para suprir a demanda de oxigênio dentro da sala de alimento vivo, já o cultivo de rotíferos, durante esse período, foi realizado sem aeração, comprometendo a densidade final dos mesmos.

#### 4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A oportunidade de vivenciar a aquicultura e colocar em prática os conhecimentos adquiridos dentro da faculdade foi uma experiência muito importante para a minha formação profissional e engrandecimento pessoal.

A partir dos dados relatados e de todas as atividades acompanhadas, percebi que o Ceará tem potencial para estabelecer cultivos de peixes marinhos, sendo possível controlar os parâmetros mais importantes para o sucesso da piscicultura marinha, em diferentes condições. Porém o profissional que deseja adentrar neste ramo deve estar preparado para enfrentar não só as adversidades da natureza, mas também dificuldades de infra-estrutura, material e equipamentos, que são itens de extrema importância para que os objetivos de uma pesquisa sejam alcançados, por isso o pesquisador deve ter disposição, criatividade e força de vontade para superar essas dificuldades. Faltam incentivos e investimentos, por parte do governo e instituições privadas, que impulsionem esta atividade e possibilite melhores condições para desenvolver pesquisas com cultivos de espécies marinhas nativas, em nosso estado.

Mesmo obtendo resultados satisfatórios em algumas larviculturas do ariacó no laboratório (atualmente com alguns indivíduos na fase juvenil), ainda existem deficiências que necessitam ser contornadas, principalmente com a qualidade da água, com a alimentação das larvas e a manutenção das matrizes. Como esse projeto encontra-se em andamento, espera-se aperfeiçoar as técnicas utilizadas para aumentar as taxas de sobrevivência e definir um protocolo de produção deste peixe, possibilitando a realização de novos estudos tanto para esta espécie quanto para outras da costa brasileira. Não basta explorar apenas os eventuais pontos positivos, o desenvolvimento, na maioria das vezes, vem justamente da correção e da superação dos pontos negativos, por isso basta continuar os esforços, que logo os resultados se consolidarão.

#### 4.1 Sugestões

- Construção de um cepário, possibilitando o cultivo de mais espécies de microalgas;
- Iniciar a utilização da autoclave existente no laboratório, para esterilização do material de cultivo.
- Recipientes de cultivo com formato cilíndricos, transparente, com registro na parte inferior para facilitar a coleta, evitando o contato com o conteúdo de cultivo;
- Cultivos externos de microalgas realizados em estufas, com cobertura que permita a entrada de iluminação e evite contaminações externas;
- Desenvolver o cultivo de copépodos em grande escala para utilizá-los como substitutos dos rotíferos na alimentação das larvas.
- Montagem de um sistema de mesocosmos aliado a um filtro biológico, para manter níveis aceitáveis de compostos nitrogenados na água de cultivo por mais tempo, reduzindo as manutenções e trocas d'águas.
- Fornecer melhores equipamentos para a sala de larvicultura como Skimmer, Deionizador e Sistema-UV.
- Utilizar o sistema externo de 16 tanques em recirculação, apenas para a larvicultura, proporcionando um maior volume, conseqüentemente, maior estabilidade para o sistema de cultivo.
- Construir um sistema de tratamento da água que é descartada para o meio.
- Sempre realizar testes na água para medir os principais parâmetros dentro do cultivo.

## REFERÊNCIAS:

ALLEN, G. R. **Snappers of the World: an annotated and illustrated catalogue of Lutjanid species known to date.** FAO Fisheries Synopsis, no. 125, vol. 6. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, Italy. 1985.

BELTRAME, E. **Seleção de sítios e planejamento da atividade de cultivo de camarões marinhos com base em geotecnologias.** 197f. Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 2003.

BRANDINI, F. P.; SILVA, A. S.; PROENÇA, L. A. O. Oceanografia e Maricultura. In: VALENTI, W. C. (Ed.). **Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável.** CNPq/Ministério da Ciência e Tecnologia, Brasília, p. 73-106. 2000.

CERVIGÓN, F. et al. Fichas FAO de Identificación de Especies para los Fines de la Pesca. **Guía de campo de las especies comerciales marinas y de aguas salobres de la costa septentrional de sur America.** Comisión de Comunidades Europeas y de NORAD. Roma, FAO, 513p. 1992.

CESTAROLLI, M. A. **Larvicultura do pintado *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829): aspectos da alimentação inicial e do desenvolvimento de estruturas sensoriais.** Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Centro de Aqüicultura da UNESP/Jaboticabal, 2005.

COUTTEAU, P.; SORGELOOS, P. **Manipulation of dietary lipids, fatty acids, and vitamins in zooplankton cultures.** *Freshwater Biol.* v 38, p. 501–512, 1997.

COSTA, P. A. S.; SILVA, G. O. M.; MARTINS, A. S. **Avaliação de Estoques de Pesca de Linha de na Costa Central do Brasil.** In: Relatório Síntese: Área de estatística pesqueira, dinâmica de populações e avaliação de estoques. Programa REVIZEE. Rio de Janeiro, 2002.  
DRUZHININ, A.D. **The Range and Biology of Snappers (Fam, Lutjanidae).** *J. Ichthyology.* 10 (5). p. 717-735, 1970.

DUARTE, L.O.; GARCIA, C.B. **Diet of the Lane Snapper, *Lutjanus synagris* (Lutjanidae), in the Gulf of Salamanca, Colombia.** *Caribe. J. Sci.* 35(1/2). p. 54- 63. 1999.

FAO - FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION. **State of world aquaculture.** 2006. Roma: FAO, Fisheries Technical Paper 500, 2006.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. **Examen mundial de la pesca y la acuicultura.** In: EL ESTADO MUNDIAL DE LA PESCA Y LA ACUICULTURA 2008. Roma: FAO, p. 3–45 (parte 1). 2009.

HIRATA, H. Rotifer culture in Japan. In: STYCZYNSKA-JUREWICZ, T.; BACKIEL, E. (Ed.). **Cultivation of Fish Fry and its Live Food.** European Mariculture Society. Special publication n. 4, Bredene, p. 361-375, 1979.

IBAMA – INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS. **Estatística da Pesca 2006 Brasil: grandes regiões e unidades da federação**. Brasília, DF. 174p. 2008.

KLIPPEL, S.; PERES, M. B. **Resultados da Avaliação de Estoques das Dez Principais Espécies na Pesca de Linha de Mão da Costa Central do Brasil. Relatório de Atividades**. Rel. Téc., Programa REVIZEE, Rio Grande, 2002.

KOLKOVSKI, S., DABROWSKI, K. **Diets for Fish Larvae – Present State of Art**. World Aquaculture'99 Proceedings, Sydney, Australia, 406 pp. 1999.

LAVENS, P. e P. SORGELOOS. **Manual on the Production and Use of Live Food for Aquaculture**. FAO Fisheries Technical Paper 361, 295 pp. 1996.

LIMA, W. B. **Idade e Crescimento do Ariocó *Lutjanus Synagris* Linnaeus, 1758 (Teleostei: Lutjanidae) da Costa Norte da Bahia – Brasil**. Monografia apresentada ao curso de Oceanografia, como requisito para o título de Bacharel. Vitória, 2004.

MPA – MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA. **Produção Pesqueira e Aquícola: Estatística 2008/2009**. Brasília, 2010.

MENEZES, N.A.; FIGUEIREDO, J. L. **Manual de peixes marinhos do sudeste do Brasil - III Teleostei (2)**. 1.ed. Universidade de São Paulo, São Paulo, p. 90, 1980.

NELSON, J.S. **Fishes of the World**. John Willy & Sons, New York. 416p, 1984.

OSTRENSKY, A.; BOEGER, W. A. Principais problemas enfrentados atualmente pela aqüicultura brasileira. In: OS- TRENSKY, A.; BORGHETTI, J.R.; SOTO, D. **Aqüicultura no Brasil: o desafio é crescer**. 2008. Brasília: SEAP, p.135-158, 2008.

PLANAS, M., CUNHA, L. **Larviculture of marine fish: problems and perspectives**. Aquaculture. Instituto de Investigaciones Marinas C.S.I.C. , Vigo- Spain, 177, 171-190. 1999. PRIETO, M.; CASTAÑO, F; SIERRA, J; LOGATO, P ; BOTERO, J. **Alimento Vivo en la Larvicultura De Peces Marinos: Copépodos Y Mesocosmos**. Revista MVZ Córdoba, enero-junio, año/vol. 11, suplemento 1 Universidad de Córdoba, Montería- Colombia pp. 30-36 , 2006.

REZENDE, S. M., FERREIRA, B. P., FREDOU, T. **A pesca de lutjanídeos no nordeste do Brasil. Histórico das pescarias, características das espécies e relevância para o manejo**. Bol. Técn. Cien. do CEPENE. Universidade Federal de Pernambuco, v. 11, n. 1, p. 257 - 270, 2003.

SANCHES, E. G. **Indução Da Inversão Sexual Da Garoupa-Verdadeira *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) (Teleostei, Serranidae) com o uso de Hormônio Masculinizante E Crioconservação Do Sêmen**. Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Aqüicultura e Pesca do Instituto de Pesca – São Paulo, Fevereiro – 2008.

SILVA, L. L. **Estudo da viabilidade da produção em cativeiro do peixe Ariacó (*Lutjanus synagris*): proposta de conservação marinha e de desenvolvimento local para os pescadores da praia da penha – PB**. 2007. 106 f. Dissertação (Mestrado em Desenvolvimento e Meio Ambiente) – Universidade Federal da Paraíba, Paraíba. 2007.

SILVA, U. A., MENEZES, F., SOUZA, R. V., COELHO NETO, A., BOEGER, W. A. E OSTRENSKY, A. **A produção de larvas de caranguejo-uçá em sistema de cultivo em mesocosmos.** Panorama da aquicultura, maio/junho, 2009.

SORGELOOS, P.; LÉGER, P. **Improved larviculture outputs of marine fish, shrimp and prawn.** Journal of the World Aquaculture Society, v.23. n.4, p.251-264,1992.

SORGELOOS, P., DHERT, P., CANDREVA, P.**Use of the brine shrimp, Artemia spp., in marine fish larviculture.** Aquaculture 200, 147–159, 2001.

SZPILMAN, M. **Peixes Marinhos do Brasil: guia prático de identificação:** MAUAD, p. 185. Rio de Janeiro, 2000.

TREECE, G. D. **Artemia Production for Marine Larval Fish Culture.** Southern Regional Aquaculture center. SRAC Publication, n.702, p. 1-8, 2000.

TURANO, M. J., D. A. DAVIS, AND C. R. ARNOLD. **Observations and techniques for maturation, spawning, and larval rearing of the yellowtail snapper *Ocyurus chrysurus*.** Journal of the World Aquaculture Society 31:59-68, 2000.

WATANABE, W. O., D. D. BENETTI, M. W. FEELEY, D. A. DAVIS, AND R. P. PHELPS. **Status of artificial propagation of mutton, yellowtail, and red snapper (Family Lutjanidae) in the southeastern U. S.** p.681 in Aquaculture America 2001: Book of Abstracts. 21-25 January, Orlando, Florida, 2001.

WATANABE, W.O.; ELLIS, E.P. ELLIS, S.C., CHAVES, J.; MANFREDI, C. **Artificial Propagation of Mutton Snapper *Lutjanus analis*, A New Candidate Marine Fish Species for Aquaculture.** Journal of the World Aquaculture Society v. 29, n. 2, p. 176-187, 1998.

www1: [www.aquamaps.org/receive.php](http://www.aquamaps.org/receive.php) consulta em 21/10/2010 – 16:00

www2: [www.aquafauna.com/diets-algamac-2000.htm](http://www.aquafauna.com/diets-algamac-2000.htm) consulta em 07/10/2010 – 21:40

www3: [www.inve.com](http://www.inve.com) consulta em 02/11/2010 – 13:00

Foto de Satélite: Apresentação em PowerPoint - Marine Science Institute - UFC – Brazil, Applied Research in Aquaculture , Luís Parente Maia/ Vice-diretor (LABOMAR/UFC).