



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO**  
**UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA**  
**CURSO BACHARELADO EM ENGENHARIA DE PESCA**

**FLÁVIA KLEITYANE DA SILVA SANTOS**

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO - ESO**

**SERRA TALHADA – PE**

**2023**

**FLÁVIA KLEITYANE DA SILVA SANTOS**

**VIVÊNCIA EM LABORATÓRIO DE PESQUISA DE CULTIVO DE MICROALGAS**

Relatório de Estágio Supervisionado Obrigatório apresentado ao Curso de Engenharia de Pesca da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada, como parte das exigências para obtenção do grau de Bacharel em Engenharia de Pesca.

**Orientador(a):** Prof. Dr. Nivaldo Ferreira do Nascimento

**Coorientador(a):** Dra. Jéssika Lima de Abreu

**Supervisor:** Dr. Carlos Yure Barbosa de Oliveira

**SERRA TALHADA – PE**

**2023**

## DEDICATÓRIA

- Dedico este trabalho primeiramente a Deus, por ser essencial em minha vida, meu guia, socorro presente na hora da angústia. Ao Curso de Engenharia de Pesca da Unidade Acadêmica de Serra Talhada, e às pessoas com quem convivi ao longo desses anos. A experiência de uma produção compartilhada na comunhão com amigos foram a melhor experiência da minha formação acadêmica. Dedico este trabalho a quem colaborou diretamente comigo: minha coorientadora, meu supervisor, e meus colegas de laboratório LAPAVI\_LAMARSU sem os quais eu não teria concluído este projeto.

## AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus que permitiu que tudo isso acontecesse, ao longo de minha vida, e não somente nestes anos como universitária, mas que em todos os momentos é o maior mestre que alguém pode conhecer.

Ao professor Nivaldo, pela orientação, apoio e confiança.

É com muita admiração e enorme respeito que venho mostrar toda minha gratidão aos professores do curso de Engenharia de Pesca da UFRPE/UAST, que dia após dia mostra sua dedicação e amor por esta profissão tão essencial na vida de todos.

Aos meus pais, pelo amor, incentivo e apoio incondicional.

Agradeço a todos, minha família, parentes e amigos que com seu incentivo me fizeram chegar à conclusão do meu curso e começo de uma nova carreira. Em particular meus dois melhores amigos Wil e Evy, meus sinceros agradecimentos. Vocês desempenharam um papel significativo no meu crescimento, e devem ser recompensados com minha eterna gratidão.

Agradeço a todos os professores que me influenciaram na minha trajetória. Em especial à minha coorientadora Jéssika, com quem compartilhei minhas dúvidas e angústias.

Agradeço ao meu supervisor Yure, que foi uma fonte inesgotável de apoio técnico durante todo o processo. Obrigada por tudo.

Agradeço a família LAPAVI\_LAMARSU. Poder contar com a boa vontade e o conhecimento destas pessoas foi essencial para o meu êxito.

Obrigada a todos!!!

## RESUMO

O presente relatório descreve as atividades acompanhadas durante o estágio supervisionado obrigatório realizado no Laboratório de Pesquisa de Cultivo de Microalgas da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), localizado em Recife-PE. Durante o período compreendido de 21 de novembro de 2022 à 30 de janeiro de 2023. As atividades diárias foram realizadas de segunda à sexta, com exceção da obrigatoriedade de cumprir atividades excepcionais, tais como emergências com os experimentos. O Laboratório possui uma boa infraestrutura, equipamentos de ponta e uma equipe capacitada para auxiliar os estagiários. Vale salientar que foi possível realizar meu trabalho de conclusão de curso durante o período de estágio. Hoje, o banco de cepas do laboratório dispõe de 23 espécies de microalgas, sendo 17 marinhas e 6 dulcícolas. A sala onde as cepas de microalgas são armazenadas é mantida a 20 °C e as cepas são agitadas uma vez ao dia, de segunda a sexta; essas são mantidas em fotoperíodo integral de vinte e quatro (24h) de aproximadamente 2 000 lux. Os processos que envolvem a manutenção das cepas ocorrem a cada quinze ou trinta dias. O estágio proporcionou uma ampla área de conhecimentos oriundos de disciplinas teóricas, de modo que foi possível conciliar a teoria com a prática. Independentemente do local optado para realização deste, seja em laboratório ou empresas, o acompanhamento rotineiro é fundamental como um primeiro contato antes do início da carreira profissional.

**Palavras-chave:** Cultivo; Microalga; Estágio.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Imagem aérea do departamento de Pesca e Aquicultura (DEPAq) <b>Fonte:</b> Google Earth .....	10
<b>Figura 2.</b> Fluxograma do procedimento de esterilização de materiais de reuso do Laboratório. <b>Fonte:</b> Autora (2023) .....	12
<b>Figura 3.</b> Autoclave. <b>Fonte:</b> Autora .....	13
<b>Figura 4.</b> Estufa. <b>Fonte:</b> Autora (2022) .....	13
<b>Figura 5.</b> Espécies de microalgas e seu meios de cultura que fazem parte do banco de cepas do laboratório. <b>Fonte:</b> Autora (2022) .....	14
<b>Figura 6.</b> Área de repicagem. <b>Fonte:</b> Autora (2022) .....	15
<b>Figura 7.</b> Sala de reagentes. <b>Fonte:</b> Autora (2022) .....	17
<b>Figura 8.</b> Teste de cloro e solução. <b>Fonte:</b> Autora (2022) .....	18
<b>Figura 9.</b> Vista aérea da localização do laboratório. <b>Fonte:</b> Google Earth .....	19
<b>Figura 10.</b> pHmetro de bancada. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	20
<b>Figura 11.</b> Refratômetro. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	21
<b>Figura 12.</b> Cones de Imhoff. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	22
<b>Figura 13.</b> Fotocolorímetro. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	23
<b>Figura 14.</b> Daphnia. <b>Fonte:</b> Autora (2022) .....	25
<b>Figura 15.</b> Pensando razão para os experimentos. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	25
<b>Figura 16.</b> Banco de ostras. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	26
<b>Figura 17.</b> Banco de macroalgas. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	26
<b>Figura 18.</b> Macroalga do experimento. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	26
<b>Figura 19.</b> Ostra do experimento. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	26
<b>Figura 20.</b> Chegada das pl's. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	27
<b>Figura 21.</b> Aclimação e oxigenação das pl's. <b>Fonte:</b> Silva (2022) .....	27
<b>Figura 22.</b> Biomassa de microalga sendo ofertada aos camarões. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	28
<b>Figura 23.</b> Bandeja de alimentação. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	28
<b>Figura 24.</b> Pesando biomassa das microalgas depois de centrifugada. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	29
<b>Figura 25.</b> Centrifuga utilizada durante o experimento. <b>Fonte:</b> Lima (2022) .....	30

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO.....</b>	<b>9</b>
<b>2. OBJETIVOS.....</b>	<b>9</b>
2.1 Objetivo Geral.....	9
2.2 Objetivo Específico.....	9
<b>3. DESCRIÇÃO DO LABORATÓRIO.....</b>	<b>10</b>
<b>4. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....</b>	<b>11</b>
4.1 Profilaxia.....	11
4.2 Limpeza das Vidrarias.....	11
<b>5. MANUNTEÇÃO DO BANCO DE CEPAS.....</b>	<b>13</b>
5.1 Banco de Cepas.....	13
5.2 repicagem.....	14
<b>6. EXPERIMENTOS.....</b>	<b>15</b>
6.1 Contagem Celular.....	16
6.2 Floculação.....	16
6.3 Preparação dos meios de cultura.....	16
<b>7. CLORAR.....</b>	<b>17</b>
7.1 Teste de cloro e descloração.....	17
7.2 Filtragem.....	18
<b>8. ATIVIDADES ESTRAS.....</b>	<b>19</b>
8.1 Descrição do Laboratório.....	19
8.2 Atividades desenvidas.....	20
<b>9. PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS.....</b>	<b>20</b>
9.1 Ph.....	20

9.2 Temperatura.....	21
9.3 Salinidade (Refratômetro) .....	21
9.4 Sólidos Sedimentáveis (SS) Sólidos Suspensos Totais (SST) .....	21
9.5 Amônia.....	22
9.6 Nitrito.....	23
<b>10. ACOMPANHAMENTO DOS EXPERIMENTOS.....</b>	<b>23</b>
<b>11. OBJETIVOS.....</b>	<b>24</b>
11.1 Objetivo Geral.....	24
11.2 Objetivos Específicos.....	24
<b>12. ALIMENTAÇÃO.....</b>	<b>24</b>
12.1 Daphnia e Ração.....	24
<b>13. ACOMPANHAMENTO DOS EXPERIMENTOS.....</b>	<b>25</b>
<b>13.1 OBJETIVOS.....</b>	<b>25</b>
13.2 Objetivo Geral.....	25
13.3 Objetivos Específicos.....	26
<b>14. ACOMPANHAMENTO DOS EXPERIMENTOS.....</b>	<b>27</b>
14.1 Chegada e aclimação da pl's.....	27
14.2 Alimentação dos experimentos de Beth.....	27
14.3 Microalgas.....	28
14.4 Pesagem da biomassa da biomassa das microalgas .....	29
<b>15. CENTRIFUGAR ALGAS.....</b>	<b>30</b>
<b>16. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>31</b>
<b>17. REFERÊNCIAS.....</b>	<b>32</b>

## **1.INTRODUÇÃO**

O presente relatório tem como objetivo descrever as atividades desenvolvidas durante o período de estágio realizado no Laboratório de Produção de Alimento Vivo (LAPAVI) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), localizado em Recife-PE, durante o período compreendido de vinte e um (21) de novembro à trinta (30) de janeiro de 2023.

Com carga horária de 300h, a disciplina obrigatória Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO), um dos pré-requisitos para obtenção do título de Engenheira de Pesca na Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST), foi realizado de segunda a sexta das 08:00 às 12:00 e das 14:00 às 16:00. Tendo como supervisor, Dr. Carlos Yure Barbosa de Oliveira.

## **2. OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo Geral**

Cumprir o requisito curricular do curso de Engenharia de Pesca da Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UFRPE/UAST), adquirindo habilidades práticas mediante as atividades que foram acompanhadas e desenvolvidas dentro do Laboratório de Pesquisa de Cultivo de Microalgas.

### **2.2 Objetivos Específicos**

- ✚ Aprimorar habilidades práticas mediante o acompanhamento da rotina diária;
- ✚ Acompanhar as atividades de um laboratório de produção de microalgas;
- ✚ Desenvolver o trabalho de conclusão de curso (TCC).

### 3. DESCRIÇÃO DO LABORATÓRIO

O Laboratório de pesquisa de cultivo de microalgas e produção de alimento vivo (LAPAVI), pertencente a Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife e fica localizado no Departamento de Pesca e Aquicultura da universidade (DEPAq) 8°01'10''S 34°56'38''W. Na **figura1** temos uma visão aérea da localização do laboratório de pesquisa de cultiva de microalgas.

**Figura 1.** Imagem aérea do departamento de Pesca e Aquicultura (DEPAq)



**Fonte:** Google Earth

Na atualidade, o grupo que compõem o laboratório é formado por alunos da graduação, doutorandos e pós-doutorandos, sob orientação e supervisão do professor Alfredo Olivera Gálvez.

## **4. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS**

As atividades habituais são realizadas de segunda à sexta, à exceção de quando existe a indispensabilidade de cumprir atividades notáveis, tais como acompanhamento de experimentos.

### **4.1 PROFILAXIA**

Medidas são tomadas para fins de evitar qualquer tipo de contaminação das culturas algais. Perante o exposto, pelo laboratório para preservar-se de contaminação, dentre elas estão:

- ✚ Evitar o acúmulo de vidrarias sujas nas pias do laboratório;
- ✚ Manter a pia limpa;
- ✚ Sempre que possível realizar a limpeza das bancadas com álcool 70%;
- ✚ Procedimento específico na limpeza das vidrarias;
- ✚ Evitar usar os materiais de outros meios de cultura;

### **4.2 LIMPEZA DAS VIDRARIAS**

Sempre ao descartar material biológico, é efetuada adição de álcool 70% diretamente no material, para matar os microrganismos, evitando que estes possam contaminar e/ou comprometer a biodiversidade local. Feito o descarte, o material é lavado com o auxílio de esponjas, escovas para fracos de vidro e detergente. Após o material estar limpo e enxaguado com água da torneira, é submerso em uma solução ácida, ácido clorídrico (HCl) é utilizado 15 mL/L, ou submerso em solução de cloro (1 mL/10L), onde permanecerá por um período de 24 horas para que sobrevenha a melhor desinfecção possível desses materiais. Esse ácido é considerado uma das melhores opções por não ser exageradamente agressivo, apresentar alta solubilidade e não deixar resíduos nos objetos. Após esse período, o material é enxaguado dez vezes, as nove primeiras utilizando a água da torneira e posteriormente, uma vez utilizando água destilada. Em seguida eles serão vedados utilizando papel alumínio e ligas elásticas e colocados na autoclave. O fim processo de limpeza só acontece após a autoclavagem, à 121 °C

por de 20 minutos, usando o conceito e esterilização por temperatura e pressão. Esse procedimento garantirá que as células, tanto algáceas como bacterianas, dos cultivos anteriores não contaminem os futuros cultivos. Feito isso, todas as vidrarias são colocadas na estufa, para fins de secagem de todo material. Abaixo na **figura 2** passo a passo dos procedimentos que são feitos diariamente no laboratório. Na **figura 3** a autoclave que era utilizado para fazer o processo final de esterilização dos matérias e meios de cultura. **Figura 4** estufa usada no processo de secagem das vidrarias.

**Figura 2.** Fluxograma do procedimento de esterilização de materiais de reuso do Laboratório



**Fonte:** Autora (2023)

**Figura 3.** Autoclave



Fonte: Autora (2022)

**Figura 4:** Estufa



Fonte: Autora (2022)

## 5. MANUTENÇÃO DO BANCO DE CEPAS

A sala onde as cepas de microalgas são armazenadas é mantida em temperatura controlada de aproximadamente 22 °C. As cepas são homogeneizadas pelo menos uma vez ao dia, de segunda a sexta. Cada cepa é mantida em um tubo de ensaio tampado com algodão e dispostas numa grade, com fotoperíodo integral de aproximadamente 2000 lux. A repicagem das cepas é feita a cada 15 dias.

### 5.1 BANCO DE CEPAS

Na atualidade, o banco de cepas do laboratório dispõe de vinte e três espécies (23) sendo, dezessete (17) marinhas e seis (6) dulcícolas. A seguir na **figura 5** as espécies que fazem parte do banco de cepas do laboratório e seus respectivos meios de cultura.

**Figura 5.** Espécies de microalgas e seu meios de cultura que fazem parte do banco de cepas do laboratório

Espécies	Meios de cultura		
<i>Arthrospira platensis</i>	ZARROUK + BICARBONATO + METAIS + VITAMINA	DULCÍCOLAS	
<i>Chlorella vulgaris</i>	BBM + VITAMINA		
<i>Haematococcus pluvialis</i>			
<i>Desmodesmus subspicatus</i>			
<i>Scenedesmus dimorphus</i>			
<i>Scenedesmus obliquus</i>			
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	CONWAY + VITAMINA	MARINHAS	
<i>Dunaliella salina</i>			
<i>Dunaliella tertiolecta</i>			
<i>Dunaliella sp. (UFPE)</i>			
<i>Isochrysis galbana</i>			
<i>Nannochloropsis oculata</i>			
<i>Pavlova lutheri</i>			
<i>Tetraselmis gracilis</i>			
<i>Tetraselmis tetrathele</i>			
<i>Tetraselmis chuii</i>			
<i>Chaetoceros gracilis</i>			CONWAY + VITAMINA + SILICATO
<i>Chaetoceros muelleri</i>			
<i>Thalassiosira fluviatilis</i>			
<i>Thalassiosira pseudonana</i>			
<i>Thalassiosira sp.</i>			
<i>Thalassiosira sp. (CE)</i>			
<i>Amphora sp.</i>			
<i>Navicula sp.</i>			

Fonte: Autora (2022)

## 5.2 REPICAGEM

O procedimento consiste na transferência de parte da cultura desenvolvida de um tubo de ensaio para um novo tubo contendo apenas meio de cultura. A repicagem ocorre em média a cada quinze dias, período esse que pode ser antecipado se a cultura atingir uma elevada densidade antes do período programado ou adiado caso a cultura ainda esteja em fase de crescimento. Na **figura 6** o espaço improvisado onde eram feitas as repicagens dos meios de cultivo e do banco de cepas.

**Figura 6.** Área de repicagem



**Fonte:** Autora (2022)

## **6. EXPERIMENTOS**

Os experimentos são realizados de acordo com a disponibilidade dos membros do laboratório e da demanda por participações em eventos científicos. Esses são realizados em datas estratégicas, próximo ao período de submissão de trabalhos aos congressos de interesse para o grupo.

Vale salientar que durante o meu período de estágio foi possível desenvolver o meu trabalho de conclusão (TCC) dentro do próprio laboratório.

## 6.1 CONTAGEM CELULAR

Durante os experimentos a contagem do número de células é efetuada usando um microscópio óptico (modelo BA300, Olympus®, Japão) e uma câmara de contagem celular câmara de Neubauer. O método consiste nos princípios das contagens volumétricas, onde uma amostra representativa é retirada da cultura. As formas de contagem variam a depender da concentração celular das culturas.

- ✚ Para número de células  $\leq 9$  no primeiro quadrante: conta-se todas as células visualizadas na câmara. Posteriormente divide o valor contado por 9 (correspondente ao número de quadrantes da câmara) e multiplica o valor obtido por  $10^4 \text{ cel mL}^{-1}$  (fator de conversão do volume da câmara, para mililitros).
- ✚ Para número de células  $< 300$  no primeiro quadrante: conta-se as células dos quatro quadrantes das extremidades da câmara, e faz uma média, ou seja, divide por 4 (número de quadrantes analisados) e multiplica por  $10^4 \text{ cel mL}^{-1}$ .
- ✚ Para número de células  $> 300$  no primeiro quadrante: conta-se as células dos cinco quadrados na diagonal do quadrante do centro, e multiplica por 5 (equivale ao número de quadrados contados) e multiplica por  $10^4 \text{ cel mL}^{-1}$ .

## 6.2 FLOCULAÇÃO

A floculação é causada pela ligação entre partículas, normalmente com o uso de polímeros de cadeia longa. Neste sentido, a floculação produz floco (Agregados) mais fortes e maiores que a coagulação AB (Gregory e O'melia, 1989). O mecanismo mais comum da floculação consiste nas pontes poliméricas (Oliveira e Rubio, 2011)

## 6.3 PREPARAÇÃO DOS MEIOS DE CULTURA

Os meios de cultura são preparados a partir de reagentes químicos puro analíticos em quantidades específicas. Os nutrientes são pesados em balança analítica e homogeneizados, um por vez até completa diluição, em Erlenmeyer de 500 ou 1.000 ml contendo água destilada. Após o término do preparo, o recipiente contendo as soluções estoques do respectivo meio de cultura, é autoclavado à  $121 \text{ }^\circ\text{C}$  por 20 min. Estes, são identificados e armazenados em um

armário abrigado de luz. **Figura 7** estante com os reagentes usados para fazer os meios de cultivo.

**Figura 7.** Sala de reagentes



**Fonte:** Autora (2022)

## **7. CLORAR**

A água é clorada, onde é feita uma solução de cloro e vai adicionando aos poucos na água.

### **7.1 TESTE DE CLORO E DESCLORAÇÃO**

É realizado um teste de cloro para verificar se realmente a água está clorada, para essa verificação é recolhida uma amostra da água em seguida é adicionado três gotas de orto-tolidina (indicador). O ideal é que essa água fique por pelo menos vinte e quatro horas (24h) em processo de aeração. No dia seguinte faz o teste de cloro novamente se não tiver desclorado apenas com

a aeração coloca-se três gotas de uma solução tiosulfato 40g/L ou vitamina C 1mg para cada 1L de água para neutralizar. **Figura 8** teste de cloro que era usado para desclorar a água para os cultivos.

**Figura 8.** Teste de cloro e solução. **Fonte:** Autora (2022)



**Fonte:** Autora (2022)

## 7.2 FILTRAGEM

Filtragem é o processo onde utiliza-se papel filtro a fim de diminuir as impurezas contidas na água, que será utilizada no cultivo das microalgas.

## 8. ATIVIDADES EXTRAS

### 8.1 DESCRIÇÃO DO LABORATÓRIO

O Laboratório de maricultura sustentável, pertencente a Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), Recife e fica localizado ao lado da biblioteca setorial 8°01'00''S 34°56'57''W. Na **figura 9** uma imagem aérea e amplificada da localização do laboratório de maricultura sustentável (LAMARSU).

**Figura 9.** Vista aérea da localização do laboratório



**Fonte:** Google Earth

Atualmente, o grupo que compõem o laboratório é formado por alunos da graduação, doutorandos e uma pós-doutoranda, sob orientação e supervisão do professor Alfredo Olivera Gálvez e da professora Danielli Matias de Macedo Dantas.

## 8.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

As atividades habituais são realizadas de segunda à sexta, exceto quando existe a indispensabilidade de cumprir atividades notáveis, tais como acompanhamento de experimentos.

## 9. PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

Os parâmetros foram analisados nos experimentos de Priscilla e Clarissa que estavam rodando no laboratório de maricultura sustentável (LAMARSU). Alguns parâmetros como, temperatura, pH, salinidade, amônia e nitrito, eram analisados diariamente. Já os sólidos sedimentáveis e biometrias eram feitos uma vez por semana.

### 9.1 PH

O pH (potencial hidrogeniônico) constitui um parâmetro indicador do equilíbrio químico presente nos corpos hídricos (DA SILVA ALVES e MARTINS, 2019). **Figura 10** pHmetro de bancada usado no laboratório para análises dos experimentos.

**Figura 10:** pHmetro de bancada



**Fonte:** Lima (2022)

## 9.2 TEMPERATURA

A temperatura corresponde à medida da intensidade do calor numa determinada área, cuja variação pode decorrer de fatores como o clima da região, latitude, altitude, período do dia, taxa de fluxo e profundidade (DA SILVA ALVES e MARTINS, 2019).

## 9.3 SALINIDADE (REFRATÔMETRO)

O refratômetro é um instrumento óptico utilizado para medir o índice de refração de uma substância translúcida (SANTILIANO, 2021). Abaixo **figura 11** refratômetro usado para análises de salinidade diária dos experimentos que estavam rodando no laboratório.

**Figura 11:** Refratômetro



**Fonte:** Lima (2022)

## 9.4 SÓLIDOS SEDIMENTÁVEIS (SS) SÓLIDOS SUSPENSOS TOTAIS (SST)

Os sólidos são compostos por substâncias dissolvidas e em suspensão, de composição orgânica e ou inorgânica (GIORDANO, 2004). **Figura 12** Cone Imhoff graduado, usado para determinar a sedimentação natural dos sólidos em suspensão.

**Fonte 12:** Cones de Imhoff



**Fonte:** Lima (2022)

## 9.5 AMÔNIA

A amônia é um potencial poluente, pois pode afetar severamente a homeostase de organismos como os peixes (DE ARAÚJO, 2021). **Figura 13** fotolorímetro equipamento eletrônico para análises químicas colorimétricas.

**Figura 13:** Fotocolorímetro



**Fonte:** Lima (2022)

## 9.6 NITRITO

O íon nitrito é encontrado em um estado intermediário do nitrogênio formado pela redução do nitrato e pela oxidação da amônia a nitrato (CABRAL, 2020).

## 10. ACOMPANHAMENTO DE EXPERIMENTOS

Foi acompanhado o experimento da aluna de doutorado Clarissa Vilela. Neste experimento foram testados diferentes tratamentos para a alimentação do camarão. O experimento contou com cinco (5) tratamentos e duas (2) repetições, totalizando dez unidades experimentais. onde:

Tratamentos: **Controle** (sem adição de Daphnia); **Daphnia-5** (camarões alimentados apenas com Daphnia na densidade de 5 Daphnias por camarão ao dia); **Daphnia-10** (camarões alimentados apenas com Daphnia na densidade de 10 Daphnias por camarão ao dia); **Daphnia-R5** (camarões alimentados com ração e Daphnia na densidade de 5 Daphnias por camarão ao dia); **Daphnia-R10** (camarões alimentados com ração e Daphnia na densidade de 10 Daphnias por camarão ao dia).

## 11. OBJETIVOS

### 11.1 OBJETIVO GERAL

- ✚ Suplementação alimentar usando *Daphnia*.

### 11.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✚ Ver se o camarão se alimentaria da *Daphnia*;
- ✚ Diferença de despenho zootécnico da *Daphnia* como alimento suplementar.

## 12. ALIMENTAÇÃO

### 12.1 DAPHINIA E RAÇÃO

*Daphnia magna* é um microcrustáceo de água doce e está sendo bastante utilizada como bioindicador em pesquisas científicas e tem destaque em inúmeros estudos sobre controle de qualidade de água e em testes de toxicidade para análise de resíduos e/ou substâncias (SOUZA, 2023). Na **figura 14** pesagem das *Daphnia* para alimentação do experimento. E na **figura 15** pesagem da ração para os experimentos do laboratório, uma atividade que era executada no mínimo duas vezes por dia.

**Figura 14:** Daphnia



**Fonte:** Autora (2022)

**Figura 15:** Pensando ração para os experimentos.



**Fonte:** Silva (2022)

### 13. ACOMPANHAMENTO DE EXPERIMENTOS

Foi acompanhado o experimento da aluna de pós-doutorado Priscilla Celes. Neste experimento foi feito o sistema integrado multitrofico, utilizando três espécies (Camarão, Macroalga e Ostras) tendo como espécie alvo o camarão. O experimento contou com quatro (4) tratamentos e três (3) repetições, totalizando doze (12) unidades experimentais. Abaixo, uma breve explanação de como foi o experimento.

#### **(Integrated Multi-Trophic Aquaculture – IMTA)**

Tratamentos: **Controle** (Monocultura de camarão); **IMTA** (cultivo de camarão, juvenis de ostra e macroalga); **IMTA-M** (cultivo de camarão e macroalga); **IMTA-O** (cultivo de camarão e juvenis de ostra).

#### 13.1 OBJETIVOS

##### 13.2 OBJETIVO GERAL

- ✚ Aproveitar melhor os nutrientes dissolvidos do cultivo do camarão em sistemas intensivos.

### 13.3 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✚ Cultivar uma ou mais espécies para aproveitar os nutrientes dissolvidos;
- ✚ Aumentar a produtividade com esse sistema cultivando mais de uma espécie;
- ✚ Cultivar na mesma unidade experimental ou em unidades adjacentes.

Nas **figuras 16 e 17** os bancos de ostras e macroalgas para o experimento IMTA. Nas **figuras 18 e 19** o desenvolvimento da macroalga e da ostra durante o cultivo.

**Figura 16:** Banco de ostras



Fonte: Silva (2022)

**Figura 17:** Banco de macroalgas



Fonte: Silva (2022)

**Figura 18:** Macroalga do experimento



Fonte: Silva (2022)

**Figura 19:** Ostra do experimento



Fonte: Silva (2022)

## 14. ACOMPANHAMENTO DOS EXPERIMENTOS

Foi acompanhado dois experimentos da aluna de doutorado Elizabeth Pereira. Em um dos experimento foram testados diferentes tratamentos para a alimentação do camarão *Penaeus vannamei*, utilizando água clara, que nada mais é que água do mar, armazenada no laboratório, e no outro experimento foram testados diferentes tratamentos para a alimentação do camarão *Penaeus vannamei* utilizando simbiótico e água clara.

O primeiro experimento contou com sete (7) tratamentos e quatro (4) repetições, totalizando vinte e oito (28) unidades experimentais. No segundo experimento, contou com sete (7) tratamentos e três (3) repetições, totalizando vinte e uma (21) unidades experimentais.

### 14.1 CHEGADA E ACLIMATAÇÃO DAS PL'S

Na **figura 20** a chegada das pl's do camarão, advindas de uma fazenda parceira do laboratório, localizadana Paraíba. (Por questões éticas, não irei divulgar o nome). E na **figura 21** o processo de aclimação e oxigenação das pl's. que têm por objetivo adaptar os camarões às condições ambientais do viveiro, reduzindo o estresse, devi- do à transferência.

### 14.2 ALIMENTAÇÃO DOS EXPERIMENTOS DE BETH

**Figura 20:** Chegada das pl's.



Fonte: Silva (2022)

**Figura 21:** Aclimação e oxigenação das pl's.



Fonte: Silva (2022)

Na **figura 22 e 23** bandejas de alimentação com uma tela para aderir a biomassa de microalga depois de centrifugada para alimentação dos camarões para o respectivo experimento.

**Figura 22:** Biomassa de microalga sendo ofertada aos camarões



Fonte: Lima (2022)

**Figura 23:** Bandeja de alimentação



Fonte: Lima (2022)

### 14.3 MICROALGAS

As microalgas são micro-organismos fotossintéticos presentes nos ambientes aquáticos, e são responsáveis por uma boa parcela substancial da produção de O<sub>2</sub> e fixação de CO<sub>2</sub>. O cultivo de microalgas tem sido focado em novas técnicas de cultivo e sua alimentação humana e animal, cosmético e fármacos e também para aplicações ambientais (RADMANN, 2011).

As microalgas utilizadas para a alimentação do experimento de Elizabeth Pereira, foram:

- ✚ *Isochrysis galbana*
- ✚ *Chaetoceros muelleri*
- ✚ *Tetraselmis tetrathele*
- ✚ *Thalassiosira fluviatilis*
- ✚ *Navicula sp.*
- ✚ *Nannochloropsis oculata*

#### 14.4 PESAGEM DA BIOMASSA DAS MICROALGAS

Na **figura 24** os falcon eram pesados antes e depois com a biomassa da microalga, para saber quanto conseguiu obter de biomassa depois de centrifugada.

**Figura 24:** Pesando biomassa das microalgas depois de centrifugada.



. Fonte: Lima (2022)

## 15. CENTRIFUGAR ALGAS

A centrifugação é um método mecânico que utiliza a força centrífuga para separação, pois esta pode ser muitas vezes maior que a força da gravidade. Isso faz com que o processo seja mais rápido e, portanto, possa ter um tempo de residência muito menor no equipamento do que a sedimentação. Na **figura 25** centrífuga utilizada durante todo o experimento, com capacidade de comportar oito falcon de 15 mL cada.

**Figura 25:** Centrífuga utilizada durante o experimento.



**Fonte:** Lima (2022)

## **16. CONSIDERAÇÕES FINAIS**

O Laboratório de cultivos de Microalgas possui uma boa infraestrutura, tendo em vista que foi possível realizar meu trabalho de conclusão de curso durante o período de estágio que permitiu realizar atividades que contribuí com o conhecimento de cada aluno envolvido, ajudando na formação do conhecimento de cada um na área. Com isso, a minha vivência diária com o laboratório foi indispensável na formação do meu conhecimento, tanto dentro do laboratório como no campo, me ajudando na decisão da área que pretendo seguir.

## 17. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- CABRAL, G. A. J. **Comportamento dos compostos nitrogenados, amônia, nitrito e nitratos, em águas subterrâneas**. 2020. Monografia (Bacharelado em Química) - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2020. Disponível em: <https://repositorio.ufc.br/handle/riufc/55581>. Acesso em: 19 jun. 2023.
- ALVES, L. S.; MARTINS, L. A.; JESUS, L. B. Avaliação da qualidade da água na bacia do rio Camarajipe (Salvador–Brasil): diagnóstico dos parâmetros físico-químicos, microbiológicos e determinação do IQA. **Revista Brasileira de Meio Ambiente**, [Recife], v. 6, n. 1, p. 71-80, 2019. Disponível em: <https://revistabrasileirademeioambiente.com/index.php/RVBMA/article/view/203/172>. Acesso em: 19 jun. 2023.
- DE ARAÚJO, T. P. *et al.* Toxicidade de compostos nitrogenados em peixes influenciada por parâmetros físico-químicos da água: uma revisão narrativa. **Research, Society and Development**, [Vargem Grande Paulista], v. 10, n. 11, 2021. Disponível em: <https://rsdjournal.org/index.php/rsd/article/view/19779>. Acesso em: 19 jun. 2023.
- GIORDANO, G. *et al.* Tratamento e controle de efluentes industriais. **Revista ABES**, [S. l.], v. 4, n. 76, p. 1-84, 2004. Disponível em: <http://metalcleanaguas.com.br/pdf/tratamento-controle-efluentes-industriais.pdf>. Acesso em: 19 jun. 2023.
- GREGORY, J.; O'MELIA, C. R. Fundamentals of flocculation. **Critical Reviews in Environmental Control**, [S. l.], v. 19, n. 3, p. 185-230, 1989. DOI 10.1080/10643388909388365. Disponível em: <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/10643388909388365>. Acesso em: 23 jan. 2014.
- OLIVEIRA, C.; RUBIO, J. **Mecanismos, técnicas e aplicações da agregação no tratamento mineral e ambiental**. Rio de Janeiro: CETEM/MCT, 2011.
- RADMANN, E. M. **Cultivo de microalgas para produção de biossurfactantes**. 2011. Tese (Doutorado em Engenharia e Ciência de Alimentos) - Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande, 2011. Disponível em: <https://repositorio.furg.br/handle/1/6188>. Acesso em: 19 jun. 2023.
- SANTILIANO, M. R. **Aplicabilidade do refratômetro óptico para controle da concentração dos reagentes amil xantato de potássio e sulfato de cobre na planta da Nexa Resources: Unidade Morro Agudo**. 2021. Monografia (Graduação em Engenharia de Minas) - Escola de Minas, Universidade Federal de Ouro Preto, Ouro Preto, 2021. Disponível em: <https://monografias.ufop.br/handle/35400000/3212>. Acesso em: 19 jun. 2023.
- SOUZA, N. D. *et al.* Ecotoxicidade aguda de duas substâncias utilizadas no combate à COVID 19 sobre o organismo-teste *Daphnia magna*. **Conjecturas**, [S. l.], v. 23, n. 1, p. 20-35, 2023. Disponível em: <https://conjecturas.org/index.php/edicoes/article/view/2351/1704>. Acesso em: 19 jun. 2023.