



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE TECNOLOGIA E GEOCIÊNCIAS

GRAZIELA HANNY CLAUDINO DE SOUZA E SILVA

**DESENVOLVIMENTO E AVALIAÇÃO DE UM *ALGAL TURF SCRUBBER* (ATS)
PARA O CULTIVO DE MICROALGAS: POTENCIAL NA CAPTURA DE
NUTRIENTES E PRODUÇÃO DE BIOMASSA**

RECIFE

2025

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO

CENTRO DE TECNOLOGIA E GEOCIÊNCIAS

BACHARELADO EM OCEANOGRAFIA

GRAZIELA HANNY CLAUDINO DE SOUZA E SILVA

**DESENVOLVIMENTO E AVALIAÇÃO DE UM *ALGAL TURF SCRUBBER* (ATS)
PARA O CULTIVO DE MICROALGAS: POTENCIAL NA CAPTURA DE
NUTRIENTES E PRODUÇÃO DE BIOMASSA**

TCC apresentado ao Curso de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Tecnologia e Geociências, como requisito para a obtenção do título de bacharel em Oceanografia.

Orientador: Prof. Dr. Marius Nils Muller

Coorientador: Dr. Gabriel Bittencourt Farias

RECIFE

2025

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do programa de geração automática do SIB/UFPE

Silva, Graziela Hanny Claudino de Souza e.

Desenvolvimento e avaliação de um Algal Turf Scrubber (ATS) para o cultivo de microalgas: Potencial na captura de nutrientes e produção de biomassa / Graziela Hanny Claudino de Souza e Silva. - Recife, 2025.

57 p. : il., tab.

Orientador(a): Marius Nils Muller

Coorientador(a): Gabriel Bittencourt Farias

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) - Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Tecnologia e Geociências, Oceanografia - Bacharelado, 2025.

Inclui referências, anexos.

1. biorremediação. 2. clorofila-a. 3. remoção de nutrientes. 4. sustentabilidade.
I. Muller, Marius Nils. (Orientação). II. Farias, Gabriel Bittencourt. (Coorientação). IV. Título.

570 CDD (22.ed.)

GRAZIELA HANNY CLAUDINO DE SOUZA E SILVA

**DESENVOLVIMENTO E AVALIAÇÃO DE UM *ALGAL TURF SCRUBBER* (ATS)
PARA O CULTIVO DE MICROALGAS: POTENCIAL NA CAPTURA DE
NUTRIENTES E PRODUÇÃO DE BIOMASSA**

TCC apresentado ao Curso de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Tecnologia e Geociências, como requisito para a obtenção do título de bacharel em Oceanografia.

Aprovado em: 20/02/2025.

BANCA EXAMINADORA

Prof^o. Dr. Marius Nils Muller (Orientador)
Universidade Federal de Pernambuco

Prof^o. Dr. Fernando Antônio do Nascimento Feitosa (Examinador Titular)
Universidade Federal de Pernambuco

Dr.^a Gislayne Cristina Palmeira Borges (Examinadora Titular)
Universidade Federal de Pernambuco

Dr. Luís Henrique Bezerra Alves (Examinador Suplente)
Universidade Federal de Pernambuco

Dedico esse trabalho às mulheres da minha vida

À mainha, voinha, minha irmã e minha tia.

AGRADECIMENTOS

À UFPE, Museu de Oceanografia e ao Departamento de Oceanografia (DOCEAN), pela minha formação acadêmica e recursos necessários que permitiram realizar este trabalho.

Agradeço ao apoio financeiro do Programa de Recursos Humanos da Agência Nacional do Petróleo, Gás Natural e Biocombustíveis – PRH-ANP 38.1 suportado com recursos provenientes do investimento de empresas petrolíferas qualificadas na Cláusula de PD&I da Resolução ANP n.º 50/2015, por custear a construção do equipamento, e ao professor Paulo Estevão pela paciência comigo.

Ao prof. Dr. Marius Nils Muller pela orientação, paciência, ensinamentos e conversas reflexivas. Obrigada por confiar em mim e conceder liberdade criativa ao longo desses anos.

Ao Dr. Gabriel Bittencourt, minha mais profunda gratidão por toda ajuda em parte da minha trajetória acadêmica. Sua presença nos momentos mais difíceis fez toda a diferença, fosse com conselhos, incentivos ou até mesmo viabilizando oportunidades únicas na graduação. Sou imensamente grata por sua generosidade, e disposição em ajudar.

Ao Laboratório de Fitoplâncton (LABFITO), pelo espaço e ajuda com análises, agradeço aos professores Dr. Fernando Antônio do Nascimento Feitosa, Dr.^a Maria da Glória e Dr. Pedro Augusto por todo aprendizado, preocupações e por terem me acolhido. Ao Laboratório de Cultivo e Ecotoxicologia (LACE), em especial à técnica Roberta, pelas conversas, conhecimentos e prontidão em ajudar, ao Seu Elias, pelos valiosos ensinamentos e suporte sempre que necessário, e à Prof.^a Lília, pelos ensinamentos, sinceridade e por disponibilizar o espaço físico para a realização deste trabalho.

Ao Isaac do LOFEC pela manufatura do reator bem como toda ajuda necessária e à empresa Calamares.

Aos laboratórios do Departamento de oceanografia GAIA, LOQuim, OrganoMar, LABEN e LABOGEO, e todos que fazem parte deles, sempre me ajudando e socorrendo.

Todos os funcionários do DOCEAN, pelas risadas e conversas que tornaram mais leve a graduação. Obrigada “tio” André por todo apoio e leveza.

Ao oceanógrafo Vinícius Padilha pela amizade, conversas e toda ajuda na correria da graduação, você sempre paciente e disposto a me ajudar. Obrigada de coração por tudo.

Agradeço ao Gustavo Jannuzzi por toda ajuda durante anos no laboratório, e tomadas de decisões, sem você parte desse trabalho não existiria. Ao Kaio Farias pelas ilustrações deste trabalho e pela pessoa maravilhosa que é. À Mika por toda ajuda, disponibilidade e conversas. A todos os amigos da graduação, principalmente Malu, Ingrid, Ray, Bruno, Luís Henrique, Alanna, Ana Maria, Ana Felipe e Jaqueline, por serem incríveis e compartilharem tanto comigo.

Agradeço à minha mãe, Maria Cláudia, por ser uma mulher forte, honesta, sempre ajudando a todos com muito amor, obrigada por toda educação que com muita luta conseguiu me proporcionar, você é a minha maior inspiração.

À minha irmã e melhor amiga Julia Hanny, se hoje sou seu farol, é porque antes você foi luz que me guiou. Obrigada por tudo.

Ao amor da minha vida, Adriel José, que tanto me ajudou, foi meu porto seguro em todos os momentos, meu parceiro das maluquices e principalmente meu melhor amigo quando mais precisei.

Agradeço a minha avó Maria de Jesus (*in memoriam*) e meu avô Luís Gonzaga (*in memoriam*), que por pouco não puderam testemunhar minha formação, obrigada por todo sacrifício que fizeram para que hoje eu possa estar aqui.

À minha família pelo apoio e tudo que sou hoje.

Agradeço ao Criador por me presentear com tanto.

“Quando for demorar, nunca se vá tão cedo

Todo mar tem onda.”

- Djavan (Vesúvio)

RESUMO

O fitoplâncton desempenha um papel fundamental nos ecossistemas aquáticos, contribuindo para a ciclagem de nutrientes e a produção primária. O cultivo das microalgas tem ganhado destaque devido ao seu potencial para a remoção de nutrientes de efluentes e à produção de biomassa (com aplicações em biotecnologia, biocombustíveis, alimentação animal..). O crescimento dessas comunidades em cultivo pode ser influenciado por diversos fatores ambientais, incluindo disponibilidade de nutrientes e hidrodinâmica. Este estudo avaliou a eficiência de um modelo de cultivo de microalgas baseado no sistema *Algal Turf Scrubber* (ATS) para produção de biomassa de valor econômico, bem como para remoção de nutrientes da água. O crescimento fitoplanctônico seguiu o padrão esperado, com a clorofila-a atingindo 124,20 mg m⁻³ em 144 horas de experimento, porém apresentou uma queda para 53,83 mg m⁻³ em 168 horas experimentais. O fosfato reduziu de 16,45 para 0,225 µmol L⁻¹ e o silicato de 92,835 para 0,55 µmol L⁻¹. Também foi realizado experimento comparativo de biomassa com o uso de substrato (CS) e sem substrato (SS). A produção de biomassa seca foi semelhante em ambos os tratamentos (CS e SS), sem diferença estatística significativa ($p > 0,05$). A bomba utilizada gerou fluxo excessivo, afetando a retenção de biomassa no substrato. Os achados indicam que o ATS é uma alternativa promissora tanto para o tratamento de água, ao retirar os nutrientes presentes, quanto para a produção de biomassa. No entanto, aprimoramentos metodológicos são recomendados para pesquisas futuras, incluindo um controle mais preciso da dinâmica dos nutrientes, análise detalhada da comunidade microbiana associada e ajustes no design do sistema para otimizar a fixação das algas e minimizar a perda de biomassa em regiões de alto fluxo de água.

Palavras-chave: biorremediação; clorofila-a; remoção de nutrientes; sustentabilidade.

ABSTRACT

Phytoplankton plays a fundamental role in aquatic ecosystems, contributing to nutrient cycling and primary production. The cultivation of microalgae has gained prominence due to its potential for nutrient removal from effluents and biomass production (with applications in biotechnology, biofuels, animal feed, etc.). The growth of these communities in culture can be influenced by various environmental factors, including nutrient availability and hydrodynamics. This study evaluated the efficiency of a microalgae cultivation model based on the Algal Turf Scrubber (ATS) system for producing economically valuable biomass, as well as for nutrient removal from water. Phytoplankton growth followed the expected pattern, with chlorophyll-a reaching 124.20 mg m^{-3} after 144 hours of experimentation, but showed a decrease to 53.83 mg m^{-3} at 168 experimental hours. Phosphate levels dropped from 16.45 to $0.225 \text{ } \mu\text{mol L}^{-1}$, and silicate from 92.835 to $0.55 \text{ } \mu\text{mol L}^{-1}$. A comparative biomass experiment was also carried out using substrate (CS) and without substrate (SS). Dry biomass production was similar in both treatments (CS and SS), with no statistically significant difference ($p > 0.05$). The pump used generated excessive flow, affecting biomass retention on the substrate. The findings indicate that the ATS is a promising alternative both for water treatment, by removing nutrients, and for biomass production. However, methodological improvements are recommended for future research, including more precise control of nutrient dynamics, detailed analysis of the associated microbial community, and adjustments to the system design to optimize algal attachment and minimize biomass loss in high-flow regions.

Keywords: bioremediation; chlorophyll-a; nutrient removal; sustainability.

LISTA DE ABREVIACOES

ATS	<i>Algal Turf Scrubber</i>
Clo-a	Clorofila a
CS	Com Substrato
dH ₂ O	gua destilada
DOCEAN	Departamento de Oceanografia
LACE	Laboratório de Cultivo e Ecotoxicologia
LOQUIM	Laboratório de Oceanografia Química
MOUFPE	Museu de Oceanografia da UFPE
SS	Sem Substrato
UFPE	Universidade Federal de Pernambuco

SUMÁRIO	
1 INTRODUÇÃO	14
2 OBJETIVOS	17
2.1 OBJETIVO GERAL	18
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	18
3 METODOLOGIA	19
3.1 ELABORAÇÃO DO ATS	19
3.1.1 Detalhes sobre o design do protótipo	19
3.1.2 Materiais utilizados	20
3.1.2.1 Reservatório de água	20
3.1.2.2 Bomba submersa	21
3.1.2.3 Estrutura de madeira (mesa)	22
3.1.2.4 Tampo da mesa	23
3.1.2.5 Tanque	24
3.1.2.6 Sistema de elevação do tampo	25
3.1.2.7 Sistema de irrigação	25
3.1.2.8 Tubos de circulação	26
3.1.2.9 Sistema de Iluminação	26
3.1.3 Passo a passo da montagem	29
3.1.3.1 Montagem do tampo e tanque de polipropileno	30
3.1.3.2 Instalação do reservatório de água	30
3.1.3.3 Conexões dos tubos	31
3.1.4 Justificativa técnica para escolhas feitas	32
3.2 Metodologia do Cultivo das Microalgas	33
3.2.1 Procedimentos de análise	33
3.2.1.1 Coleta de amostra	33
3.2.1.2 Preparos para o meio de cultivo	34
3.2.1.3 Frequência de monitoramento	36
3.2.1.4 Análises ambientais de Clorofila e Nutrientes	36
3.2.1.5 Análise Estatística	37
3.2.2 Experimento Comparativo: Eficiência do ATS com substrato (CS) e sem substrato (SS)	37
4 RESULTADOS	41
4.1 Clorofila e Nutrientes	41
4.2 Biomassa seca CS e SS	45
4.2.1 Simulação dos dados para cultivo continuado	47
4.3 Crescimento da Comunidade Fitoplanctônica	49
5 DISCUSSÃO	50
6 CONCLUSÃO	52
7 REFERÊNCIAS	53

1 INTRODUÇÃO

As microalgas são um conjunto de organismos microscópicos, heterogêneos e unicelulares (Olaioza, 2003). Elas podem assumir diferentes estratégias tróficas (por ex. autotrófico, heterotrófico, mixotrófico) e são capazes de uma mudança metabólica em resposta a alterações nas condições ambientais (Mata et al., 2010). Suas funções biogeoquímicas incluem a geração de oxigênio, a reciclagem de nutrientes elementares, e a remoção de CO₂ da atmosfera para geração de biomassa orgânica através da produção primária (Karlusich et al., 2020). As microalgas também possuem crescimento celular mais rápido e têm eficiência fotossintética maior do que a maioria das plantas terrestres (Singh, 2011) apresentando também respostas experimentais mais rápidas, característica que favorece seu uso em experimentos de cultivo.

Existem vários fatores que influenciam o crescimento de microalgas em cultivo, não apenas carbono orgânico ou substrato, vitaminas, sais e nutrientes são vitais para o crescimento, mas também o equilíbrio entre parâmetros como os fatores abióticos, por exemplo: luz (qualidade, quantidade), temperatura, O₂, CO₂, pH, salinidade e produtos químicos tóxicos; fatores bióticos como patógenos (bactérias, fungos, vírus) e competição por outras algas; parâmetros operacionais, como cisalhamento produzido pela mistura, taxa de diluição, profundidade, e a remoção de produtos e subprodutos ou frequência de colheita (Shen et al., 2009; Williams, 2002; Mata et al., 2010).

As microalgas possuem uma curva de crescimento que está representada na Figura 1 com suas cinco fases gerais de crescimento, em uma cultura em lote (linha sólida) e concentração de nutrientes (linha tracejada), sendo (1) fase *lag*; (2) fase de crescimento exponencial, representando a máxima taxa de crescimento em condições específicas; (3) fase de crescimento linear; (4) fase estacionária e (5) fase de declínio ou morte. O padrão oposto da curva tracejada indica o esgotamento de nutrientes durante a fase estacionária e as fases seguintes, ou seja, a taxa de nutrientes na água deve reduzir conforme o crescimento dos organismos.

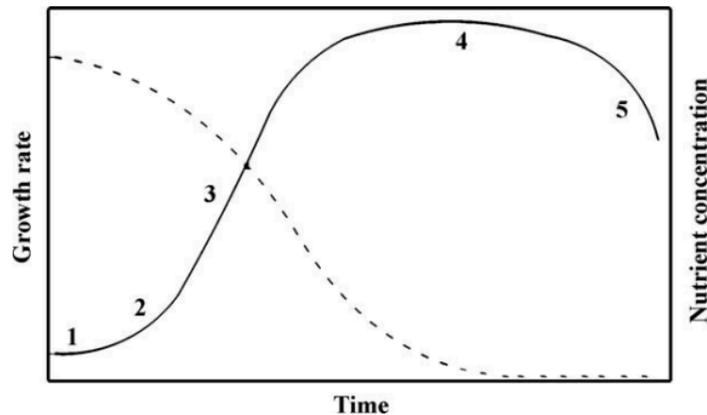


Figura 1: Representação esquemática da curva de crescimento de microalgas em uma cultura em lote (linha sólida) e concentração de nutrientes (linha tracejada através do tempo). Fonte: Mata et al., 2010.

Sob condições climáticas adequadas e nutrientes suficientes, as microalgas podem crescer em abundância, conseguindo até dobrar sua biomassa dentro de 24 horas ou dentro de 3,5 horas durante a fase de crescimento exponencial (Chisti, 2007).

Diante dessas características, as microalgas têm despertado crescente interesse para aplicações comerciais e industriais através do cultivo, o qual tem se expandido progressivamente em escala global, com sua biomassa gerada sendo direcionada para uma ampla variedade de aplicações, como produtos farmacêuticos, nutracêuticos, ração animal, aplicação cosmética, pesquisa biológica e biodiesel (Pulz e Gross, 2004; Richmond, 2004; Muhammad et al., 2021, Adey et al., 2011).

Além de servir como fonte de biocombustíveis, alimentos e compostos bioativos, as microalgas têm se mostrado promissoras no tratamento de águas residuais (De La Noue e De Pauw, 1988) uma vez que, de acordo com abordagem introduzida por Oswald e Gotaas (1957), o uso de microalgas em bio-tratamento é efetivo devido à sua capacidade fotossintética que converte energia solar em energia química ao mesmo tempo em que incorpora nutrientes como carbono, nitrogênio e fósforo em biomassa, podendo ser usado para mitigar a eutrofização aquática.

Para que essas aplicações sejam viáveis, é essencial considerar os diferentes sistemas de cultivo disponíveis. Atualmente existe uma ampla variedade de sistemas, a exemplo na Figura 2. De forma geral estão divididos em sistemas abertos e fechados: Os sistemas abertos são os mais antigos e simples para cultura de algas, o maior representante são as lagoas, onde as algas são cultivadas em condições idênticas às do ambiente externo, e com o passar do

tempo, muitos designs diferentes surgiram para sistemas de lagoas abertas, mas três tipos principais tiveram sucesso e ainda são operados em escala comercial: lagoas do tipo *raceway*, lagoas circulares e lagoas não agitadas (Shen et al., 2009). As maiores vantagens desse tipo de sistema são o baixo custo de construção e manutenção, facilidade de aumentar a escala e a possibilidade de integrar com processos de tratamento de águas residuais.

Os sistemas fechados são representados principalmente pelos fotobiorreatores, onde estes, ao invés de estarem diretamente expostos à atmosfera, são cobertos com um material transparente ou contidos em tubos transparentes, e segundo Shen et al (2009) as principais vantagens incluem: uma maior produtividade de biomassa em relação aos sistemas abertos, riscos de contaminação reduzidos devido à menor exposição com o meio ambiente e melhor controle das condições de cultivo (como temperatura, luz, pH e nutrientes) por períodos prolongados.

Outro método de cultivo descrito na literatura é o '*Non-enclosure*' ou cultivo 'não confinado', que consiste no crescimento de algas sobre um suporte sólido removível, sem isolamento do meio externo. A maioria desses sistemas foi desenvolvida para o tratamento de águas residuais. Um exemplo é o *Algal Turf Scrubber* (ATS), cuja estrutura básica inclui um substrato sólido para fixação e colheita das algas, além de um mecanismo de agitação. No presente trabalho, esse método será mencionado como semiaberto.

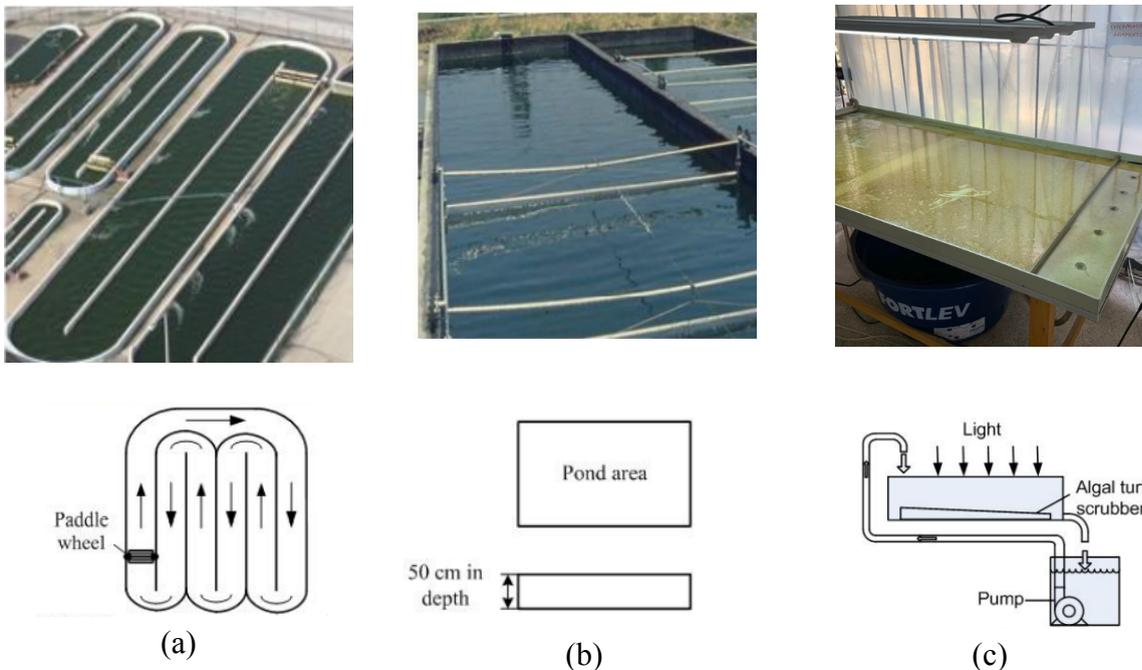


Figura 2: Diferentes designs de cultivo de microalgas. (a) e (b) Sistemas de lagoa aberta em Israel (Fonte: Shen et al., 2009). (c) Sistema do estudo, O *Algal Turf Scrubber* (ilustração inferior: Shen et

al., 2009; imagem superior: sistema deste estudo após a remoção da tela, em experimento piloto).
Fonte: A autora, 2024.

A ideia do ATS foi desenvolvida nos anos 80 por Walter Adey, que detém a patente norte-americana da tecnologia (Adey, 1982). No registro, o sistema é descrito como um dispositivo voltado para a produção de biomassa de algas, com a finalidade de remover dióxido de carbono, poluentes e nutrientes da água. Atualmente, o ATS é reconhecido como um sistema de tratamento que utiliza princípios da engenharia ecológica para a remoção de nutrientes inorgânicos e a geração de biomassa algal (Adey et al., 1993; Adey et al., 2011; Mulbry et al., 2010). Aplicado inicialmente para gerenciar nutrientes, oxigênio, e sistemas de carbonato em modelos de micro e mesocosmos de ecossistemas aquáticos (Adey e Loveland, 2011), o modelo ATS também foi utilizado nos anos 90 por Craggs et al (1996) como uma unidade terciária de tratamento de águas residuais na Califórnia (Silva, 2018). Segundo Adey e Loveland (2011) em um sistema ATS, os elementos essenciais são: uma tela para o crescimento algal, movimento da água e luz.

O presente estudo tem como objetivo avaliar o crescimento de uma comunidade fitoplanctônica em um sistema de cultivo baseado na tecnologia ATS, verificando sua eficiência na remoção de nutrientes da água e na produção de biomassa. Para isso, serão testadas as condições de cultivo em um sistema semiaberto, testando também sua eficiência com e sem um tecido de algodão como substrato natural para fixação das algas. O experimento analisa a dinâmica do crescimento microalgal ao longo do tempo, bem como a variação na concentração de nutrientes, visando compreender seu potencial tanto para aplicações ambientais, como a mitigação da eutrofização, quanto para a geração de biomassa de valor comercial. Este trabalho é o primeiro a implementar a tecnologia ATS no contexto do Nordeste brasileiro, contribuindo para o desenvolvimento de estratégias sustentáveis voltadas ao tratamento de efluentes e à valorização da biomassa algal na região.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Implementar um ATS, avaliando sua funcionalidade para o cultivo de microalgas, investigando seu potencial na captura de nutrientes e comparando a eficiência do sistema com e sem o uso de substrato.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Obter comunidades fitoplanctônicas para cultivo experimental através de coletas *in situ*;
- Implementar cultivo de comunidade fitoplanctônica em ATS;
- Avaliar a redução das concentrações ambientais de nutrientes da água através da fotossíntese microbiana;
- Analisar a eficiência da produção de biomassa com e sem substrato;

3 METODOLOGIA

3.1 ELABORAÇÃO DO ATS

3.1.1 Detalhes sobre o design do protótipo

A montagem do ATS seguiu um design simples porém funcional, adaptado às necessidades experimentais de cultivo de microalgas para análise de consumo de nutrientes e produção de biomassa (Figura 3). O protótipo foi desenvolvido com materiais de fácil obtenção e baixo custo, visando um sistema acessível e sustentável.

O ATS consiste em uma estrutura composta por uma mesa com um compartimento de água acoplado à sua base. Esse compartimento é equipado com uma bomba submersa que promove a circulação contínua da água por meio de tubos conectados ao sistema superior da mesa. A circulação foi planejada para garantir a homogeneização dos nutrientes e a oxigenação da água, condições fundamentais para o cultivo das microalgas.

A parte superior do sistema é caracterizada por uma superfície aberta, permitindo a interação controlada com o ambiente externo. Um tecido de algodão foi utilizado como substrato para a fixação das microalgas, oferecendo uma superfície estável para o crescimento da comunidade. O tecido foi escolhido por ser um material biodegradável e de baixo custo, além de apresentar boa capacidade de retenção das algas.

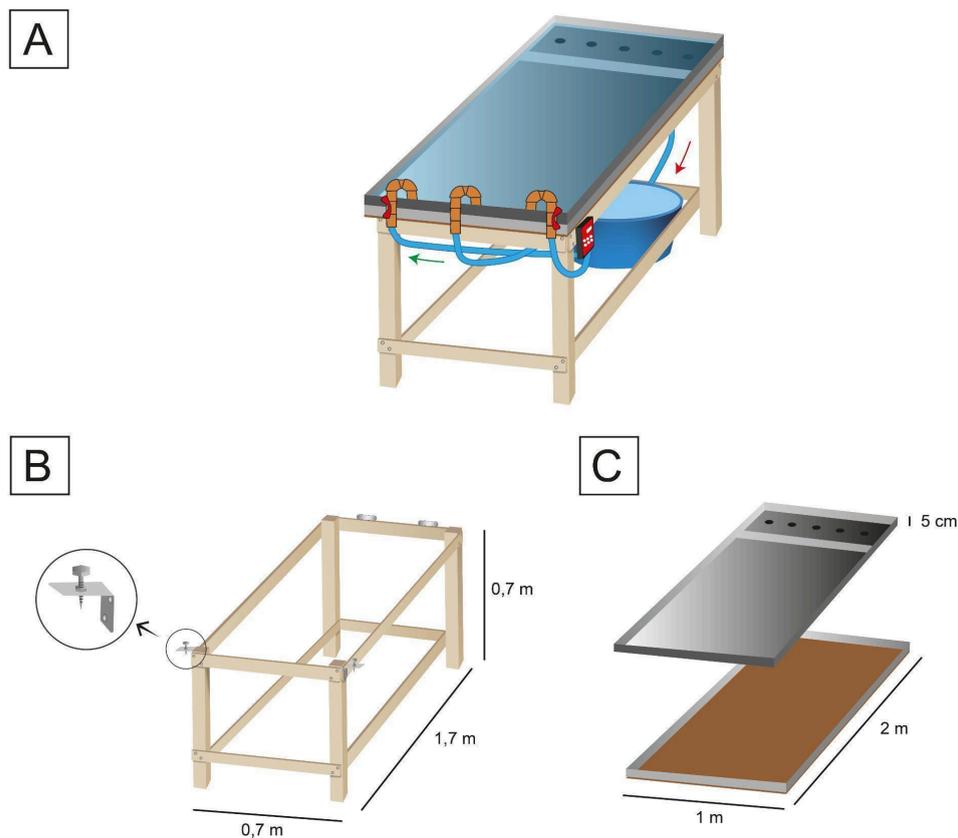


Figura 3: Ilustração do protótipo do ATS, sendo: A) ATS completo com setas indicando fluxo de água; B) Estrutura de apoio em madeira com sistema de elevação do tampo; C) Tampo de madeira e superfície de polipropileno. Fonte: A autora, 2024.

A construção do ATS foi acompanhada por testes preliminares para avaliar sua funcionalidade e identificar possíveis ajustes necessários, como incluir laterais de inox para evitar vazamentos e adicionar mais orifícios de saída de água.

3.1.2 Materiais utilizados

3.1.2.1 Reservatório de água

O ATS é equipado com um reservatório de água fabricado em polietileno, e fica localizado na base da estrutura de madeira (Figura 3B). Este reservatório possui uma capacidade de armazenar até 150 litros e foi modificado, sendo inserido cinco orifícios estratégicos para a passagem dos tubos de circulação (Figura 4). Dentro do reservatório foi instalada a bomba submersa responsável por transferir a água para o Tanque superior.



Figura 4: Vista frontal do reservatório de água conectado ao sistema de tubulações. Fonte: A autora, 2024.

3.1.2.2 Bomba submersa

Foi utilizada uma bomba submersa Aquaflow AC Pump, modelo AC-20000 (220v), equipada com um controlador de fluxo de água. Possui compatibilidade com água doce, salgada e salobra. A bomba foi instalada submersa no reservatório de água, conectada ao tubo principal do sistema pela saída de água da mesma (Figura 5).



Figura 5: Ilustração do tipo de controle de fluxo e bomba de água utilizada, com setas indicando a Saída e Entrada de água da mesma. Fonte: Adaptado de OceanTech, 2024.

3.1.2.3 Estrutura de madeira (mesa)

O protótipo possui como base uma estrutura de mesa em madeira resistente a água, seu peso é leve, facilitando o transporte e a madeira é revestida com Sparlack Cetol® a fim de conservar a estrutura de respingos de água (doce/salgada/salobra). As “pernas” da mesa possuem duas dobradiças de inox permitindo a elevação da mesa e fixação do tampo (Figura 6).



Figura 6: Ilustração da estrutura de mesa de apoio do equipamento em madeira. Medidas - Altura: 0.7m; Largura de 0.7m e Comprimento: 1.7m. Fonte: A autora, 2024.

3.1.2.4 Tampo da mesa

O tampo é responsável por sustentar o tanque e foi confeccionado em compensado naval revestido com Sparlack Cetol®. As laterais foram reforçadas com cantoneiras em “L” (2,5 cm) de alumínio para uma maior estabilidade e resistência à estrutura (Figura 7).

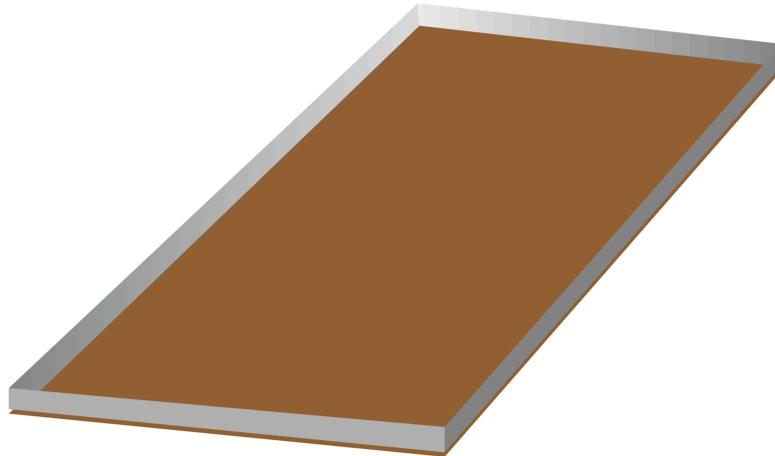


Figura 7: Ilustração do tampo de compensado naval com laterais revestidas de alumínio. Medidas - Altura: 5cm; Largura: 1m e Comprimento: 2m. Fonte: A autora, 2024.

3.1.2.5 Tanque

O tanque é a parte que fica em contato direto com a cultura de algas e substratos. Essa estrutura fica encaixada no Tampo. Seu material é em polipropileno cinza de 6mm. Possui um vertedouro para controle de vazão da água e 5 orifícios com $\frac{1}{2}$ " cada para facilitar o retorno da água ao compartimento inferior (Figura 8).

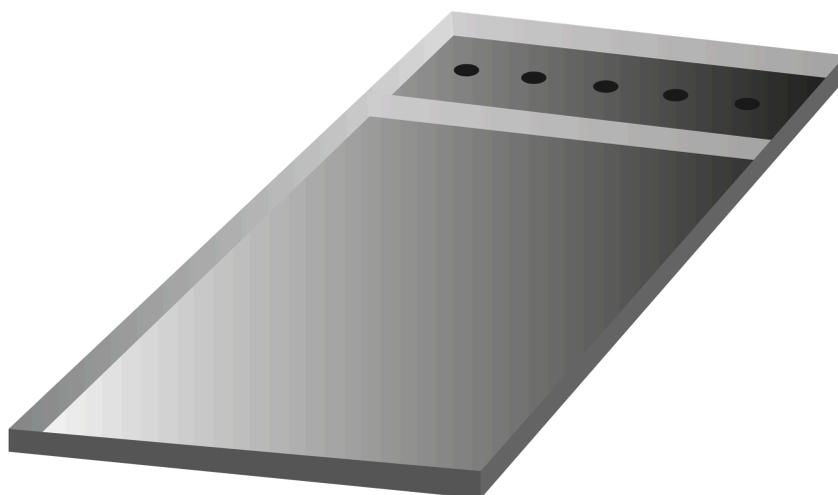


Figura 8: Ilustração do tanque de polipropileno, base de contato para o cultivo. Medidas internas: Altura: 5.0cm; Largura: 99.9cm e Comprimento: 199.9cm. Fonte: A autora, 2024.

3.1.2.6 Sistema de elevação do tampo

O equipamento conta um sistema de elevação simples para diversos experimentos laboratoriais, onde a elevação é feita em uma extremidade do tampo da mesa, composto de cantoneira “L” (lado vertical parafusado na perna da mesa e no lado horizontal um furo com porca soldada), parafuso e duas porcas (uma fixa e outra para trava). O tampo da mesa é apoiado na cabeça do parafuso (Figura 9).

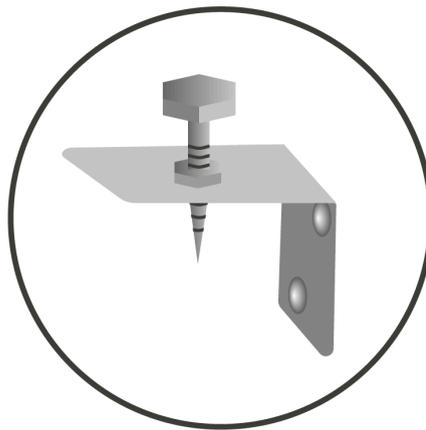


Figura 9: Ilustração do sistema de parafuso para elevação do tampo. Fonte: A autora, 2024.

3.1.2.7 Sistema de irrigação

O sistema de irrigação do ATS é composto por um cano principal com pequenos orifícios (Figura 10) que fica conectado a três canos ligados ao tubo de saída da bomba submersa. A água é impulsionada pela bomba e distribuída uniformemente pelo cano, retornando ao reservatório através dos orifícios de saída.



Figura 10: sistema de irrigação do ATS com furos de saída de água. Fonte: A autora, 2024.

3.1.2.8 Tubos de circulação

Os tubos são de material transparente (PVC), permitindo a exposição à luz natural e facilitando a visualização do fluxo de água. Eles conectam o compartimento inferior ao sistema superior.

3.1.2.9 Sistema de Iluminação

O ATS conta com um sistema de iluminação ajustável, projetado para atender às necessidades de fotossíntese das microalgas. Esse sistema inclui uma alavanca que permite regular a distância entre o conjunto de lâmpadas e a mesa, proporcionando maior controle sobre a intensidade luminosa incidente. Foram instaladas três lâmpadas LED de luz branca de 6500K em uma estrutura metálica (Figura 11).

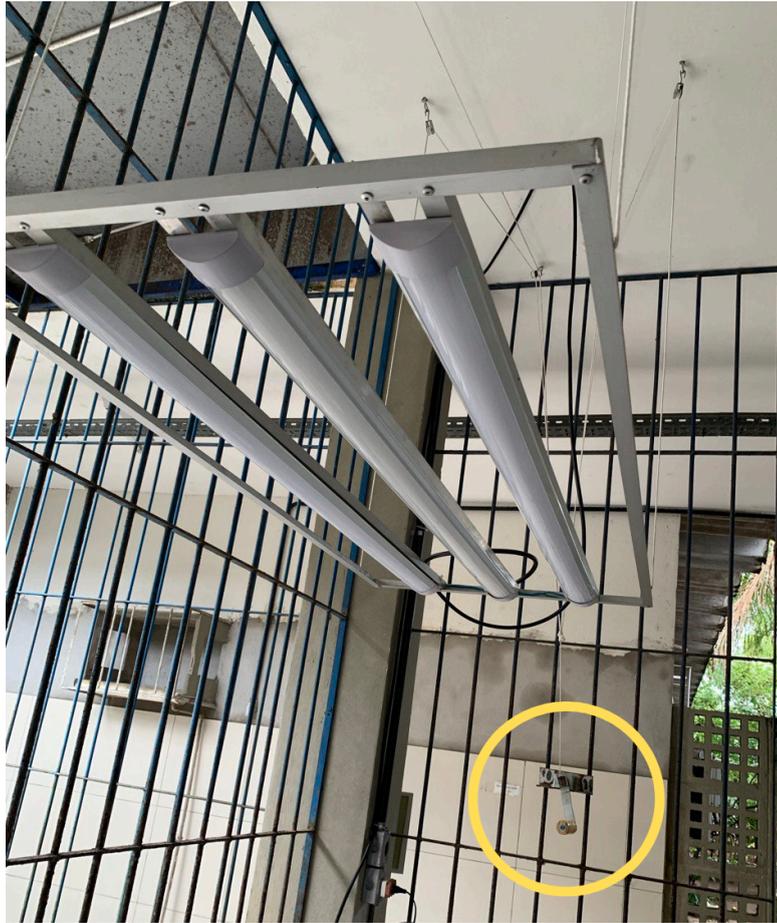


Figura 11: Estrutura para sistema de iluminação. Círculo amarelo indicando alavanca de regulação da distância entre conjunto de lâmpadas e o biorreator. Fonte: A autora, 2024.

Para simular o fotoperíodo natural, foi incorporado um temporizador mecânico programável (Figura 12) conectado à tomada, configurado para alternar 12 horas de iluminação com 12 horas de escuro.



Figura 12: Temporizador de tomada mecânico programável utilizado para fotoperíodo do cultivo.
Fonte: Imagem retirada do Google, 2024.

O ATS foi alocado em uma sala com grades, permitindo a entrada de luz solar, no entanto, devido às altas variações de luminosidade entre dias ensolarados e nublados, uma lona transparente foi instalada sobre o equipamento para reduzir a incidência direta de luz e também para reduzir a entrada de sujeiras. O fluxo fotônico no equipamento foi mensurado com o auxílio de um luxímetro digital modelo MLM-1011. A luz no interior do ATS não apresentava uniformidade, variando de 1.510 lux a 5.250 lux. Para mapear a distribuição da luz no equipamento, foi realizada a seguinte metodologia:

Mediu-se a área utilizável do tanque, que corresponde a 175 cm x 98 cm. A área foi subdividida em 50 quadrantes, com dimensões de 17,5 cm x 19,6 cm cada, distribuídos em uma grade de 10 colunas (A a J) e 5 linhas (1 a 5), conforme ilustrado na Tabela 1. O sensor do luxímetro foi posicionado no centro de cada quadrante, com a luz LED acesa a uma distância de 60 cm do equipamento. Os valores obtidos em lux foram registrados.

Tabela 1: Valores em lux da luz incidente no equipamento. Fonte: A autora (2024).

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
1	1.860	2.960	3.400	3.760	4.000	3.950	3.700	3.450	2.750	2.340
2	1.830	2.830	3.640	3.930	4.600	4.940	4.400	4.120	3.300	2.600
3	1.930	2.800	3.740	4.440	5.000	5.250	5.000	4.750	3.640	2.700
4	1.800	2.500	3.000	3.830	4.660	4.600	4.310	3.930	3.080	2.300
5	1.510	1.730	2.330	2.600	3.240	3.200	2.920	2.700	2.270	1.820

Para uma melhor visualização da distribuição de luz no equipamento, foi gerada uma imagem térmica a partir dos valores obtidos na Tabela 1, utilizando a biblioteca Matplotlib no Python 3. A análise da imagem revelou que, comparando os valores das extremidades, a

Linha 1 apresenta maior incidência de luz em comparação à Linha 5, o que pode ser atribuído à localização da janela próxima a essa região (Figura 13).

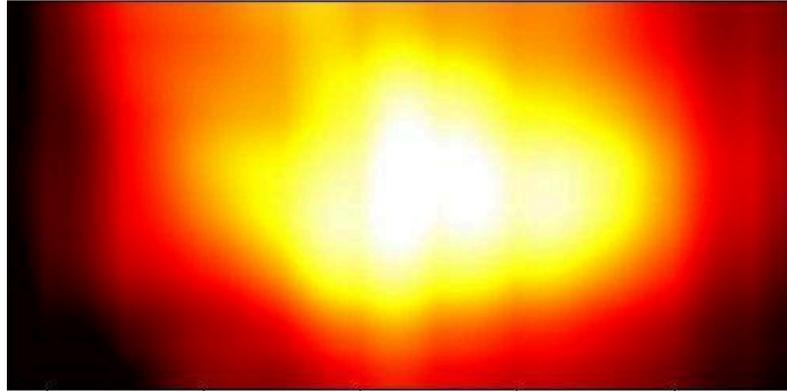


Figura 13: Mapa de calor da distribuição de luz no Tanque do equipamento, sendo preto=menor luz, e branco=maior luz. Fonte: A autora, 2024.

3.1.3 Passo a passo da montagem

A seguir apresenta-se um quadro (Quadro 1) para visualização mais clara e um acompanhamento mais detalhado dos componentes:

Mesa ou Estrutura de madeira	
Tampo da mesa	

Tanque	
Reservatório (150l)	

Quadro 1: Nome e figura de cada componente do sistema ATS. Fonte: A autora.

A construção do sistema foi realizada em etapas sequenciais, garantindo a montagem adequada de todos os componentes. A seguir, é descrito o processo completo:

3.1.3.1 Montagem do tampo e tanque de polipropileno

O tampo foi instalado sobre a estrutura de madeira, permitindo ajustes de inclinação graças ao sistema de elevação. Esse mecanismo possibilita configurar o ângulo do tampo conforme a necessidade dos experimentos. Sobre o tampo, foi encaixado o tanque de polipropileno.

3.1.3.2 Instalação do reservatório de água

O reservatório de polietileno foi posicionado na base da estrutura. Ele foi equipado com cinco orifícios para acomodar as conexões dos tubos de saída de água, mais um orifício para os cabos elétricos da bomba, e um para o tubo principal que fica conectado à saída da bomba. Esses orifícios foram feitos para que não atrapalhasse o fechamento do reservatório com a tampa. As conexões dos tubos estão melhor descritas no tópico 3.1.3.3.



Figura 14: Reservatório de água de 150l Fortlev®, com seta indicando espaço entre madeira de sustentação (parte inferior) e tampo (parte superior). Fonte: A autora, 2024.

A estrutura da mesa do ATS possui madeiras de sustentação nas laterais (Figura 14), o que impede a movimentação do reservatório, mesmo quando está parcialmente vazio. Para encher ou esvaziar o reservatório, utilizou-se o método do sifão, que aproveita a gravidade para transferir o líquido de um local mais alto para outro, por meio de uma mangueira previamente preenchida com líquido.

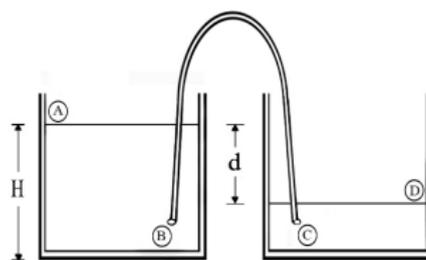


Figura 15: Esquema da transferência de líquido de um recipiente para outro por método do sifão. Fonte: Lev Vertchenko et al (2009).

3.1.3.3 Conexões dos tubos

Os tubos foram conectados ao sistema utilizando conexões plásticas rosqueáveis, e estão todos ligados pelo seguinte esquema:

Tubo de entrada: Conectado à saída da bomba submersa dentro do reservatório, o tubo principal transporta a água até o tanque superior, onde é distribuída.

Tubos de saída: A água retorna ao reservatório através de cinco ralos localizados na base do tanque, cada ralo possui um tubo que se liga até os orifícios do reservatório de água, permitindo a continuidade do fluxo.

Sistema de escape: Um tubo adicional foi instalado como sistema de segurança para evitar acúmulo excessivo de água no tanque em caso de falhas ou bloqueios, permitindo o equilíbrio hidráulico do sistema.



Figura 16: Elementos da bomba submersa, controle, manual, cabos e roscas de encaixe.
Fonte: A autora, 2024.

3.1.4 Justificativa técnica para escolhas feitas

As decisões de design e os materiais selecionados para a construção do ATS foram fundamentados em critérios técnicos visando garantir a funcionalidade, eficiência experimental e a viabilidade logística do sistema.

Optou-se por um sistema semiaberto para permitir a interação controlada entre o cultivo de microalgas e o ambiente externo. Essa configuração facilita a troca gasosa,

essencial para a fotossíntese. Além disso, o sistema semiaberto é mais simples e econômico em comparação aos sistemas fechados.

A escolha de implementar um sistema de circulação contínua com uma bomba submersa foi baseada na necessidade de garantir a homogeneização dos nutrientes e a oxigenação adequada do meio, simulando as condições ambientais de movimento da água do habitat dos organismos.

Os materiais utilizados, como polietileno para o reservatório, compensado naval revestido para o tampo e polipropileno para o tanque, foram escolhidos por sua resistência à água e durabilidade em ambientes de cultivo. A leveza e a facilidade de manipulação também foram levadas em conta para simplificar o transporte e a manutenção do protótipo.

3.2 Metodologia do Cultivo das Microalgas

3.2.1 Procedimentos de análise

3.2.1.1 Coleta de amostra

Para cultivar em laboratório, foi escolhida uma comunidade natural local fitoplanctônica no Marco Zero do Recife. A área de coleta foi a zona estuarina urbana que está situada na parte interna do Porto do Recife (Figura 17, -8.063040° , -34.867572°). Esse local é um ambiente dinâmico do ponto de vista hidrográfico característico do ecossistema estuarino, onde recebe descargas de indústrias e efluentes domésticos, e por ser uma área portuária, há um constante tráfego de embarcações (Feitosa, 1999).

A coleta foi realizada na superfície durante o verão de 2024 no estófo da baixa-mar, utilizando uma rede de plâncton com malha de 200 micras. A salinidade foi medida no local com refratômetro registrando um valor de 22. Após a coleta, foram armazenados 2 litros das amostras em frascos foscos protegendo de influência da luz, e imediatamente transportadas para o Departamento de Oceanografia da UFPE (DOCEAN). No laboratório 1,5 litros das amostras foram adicionados ao reservatório, onde permaneceram por 24 horas com o equipamento desligado para favorecer a adaptação das microalgas. Os 500 mL restantes foram mantidos no laboratório de cultivo do MOUFPE como controle experimental em frascos de vidro em um meio F/2 de guillard (Guillard, 1975).

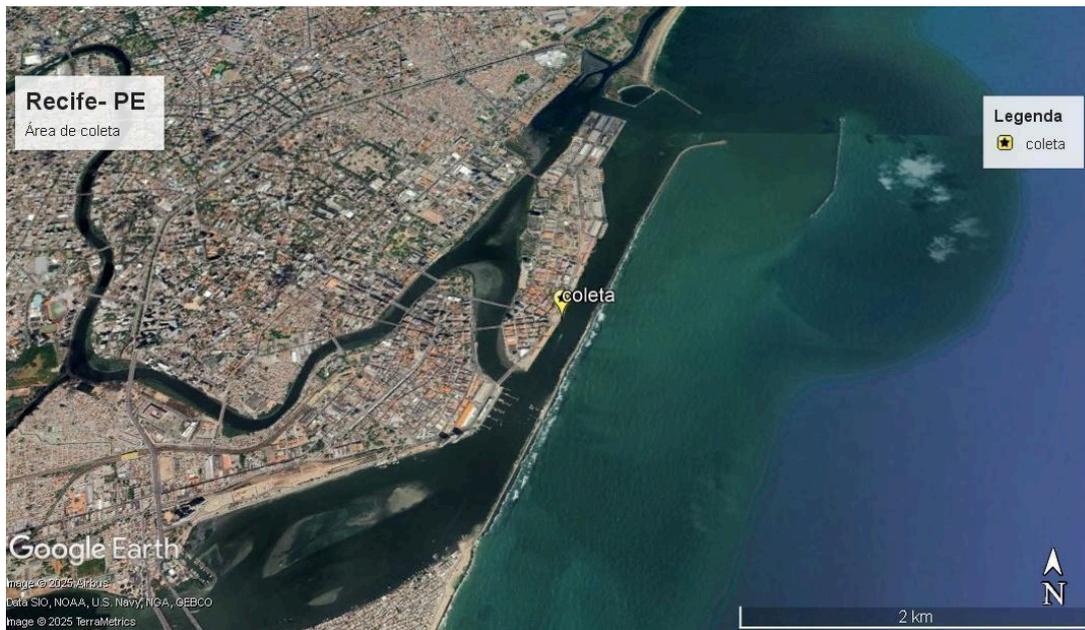


Figura 17: Mapa da bacia portuária do Recife-PE, no centro, evidenciando bacia de evolução indicando área de coleta. Fonte: Imagem retirada do Google Earth, 2024.

3.2.1.2 Preparos para o meio de cultivo

Os experimentos foram realizados em um anexo do Laboratório de Cultivo e Ecotoxicologia (LACE) do DOCEAN, em uma sala com grades e acesso a um espaço aberto. Para minimizar a entrada de sujeira e incidência de luz, foi colocado uma lona sobre as grades que dão acesso ao espaço externo. Este espaço externo foi utilizado para atividades de limpeza do reservatório e dos materiais.

A temperatura do cultivo foi de acordo com as condições climáticas da cidade do Recife (PE). O fotoperíodo foi de 12 horas de claro e 12 horas de escuro, pelo uso do conjunto de lâmpadas. A água salgada utilizada foi coletada no Centro de Pesquisa e Extensão Pesqueira do Nordeste (CEPENE), em Tamandaré (PE). Após a coleta, a água foi submetida a procedimentos de tratamento do laboratório, consistindo em cloração inicial, filtração com filtro de 5 μm , nova cloração e aeração por 24 horas, teste para verificar a ausência de cloro residual após evaporação e uma filtração final com filtro de 5 μm .

No ATS, devido à alta taxa de evaporação causada pela configuração aberta do equipamento, a salinidade aumentou em aproximadamente 1 unidade a cada 2 dias em teste

anteriores, sendo assim, foi criado um meio salobro inicial com salinidade inicial de 17 para um volume de 100 L. E para ajustar a salinidade, foi preparada uma mistura de água do mar e água doce. O cálculo necessário para ajustar a salinidade foi realizado utilizando a fórmula:

$$C_i \cdot V_i = C_f \cdot V_f$$

onde:

C é a concentração de salinidade (em g/L);

V é o volume (em L).

O volume exato de água utilizado foi medido em provetas de 2 L. Após ser adicionada ao reservatório, a mistura foi homogeneizada com o auxílio da bomba por cerca de 10 minutos, e a salinidade foi medida com um refratômetro. Correções foram realizadas, quando necessário.

Os nutrientes necessários para o crescimento da comunidade fitoplanctônica foram adicionados por meio de cultura estéril f/2 Guillard (1975), dissolvido na água preparada. Este meio contém nutrientes, metais-traço e vitaminas, nas quantidades necessárias para um cultivo de 100 L, conforme apresentado na Tabela 2.

Tabela 2 - Componentes, solução estoque utilizada por litro e quantidade utilizada para o meio de cultivo de 100 L. (*) Ver receita em Anexo 1.

Componente	Solução estoque por litro	Quantidade para 100L
NaNO ₃	75 g/L dH ₂ O	100 mL
NaH ₂ PO ₄ H ₂ O	5 g/L dH ₂ O	100 mL
Na ₂ SiO ₃ 9H ₂ O	30 g/L dH ₂ O	100 mL
Solução de metais traço	*	50 mL
Solução de vitaminas	*	50 mL

Fonte: Adaptado de Guillard (1975).

Nota: Tabela organizada pela autora com base nos dados informados pelo Anexo 1.

3.2.1.3 Frequência de monitoramento

Durante o experimento, foi estabelecida a realização de coletas periódicas para análise da clorofila a presente na água e acompanhamento da concentração e consumo de nutrientes ao longo do tempo de cultivo. As coletas foram realizadas diariamente, com a retirada de 500 mL. O objetivo desse monitoramento foi avaliar a dinâmica de crescimento das microalgas. O experimento teve duração total de 7 dias, com o cultivo sendo contabilizado em horas acumuladas, conforme descrito:

- Dia 1: 24 horas
- Dia 2: 48 horas
- Dia 3: 72 horas
- Dia 4: 96 horas
- Dia 5: 120 horas
- Dia 6: 144 horas
- Dia 7: 168 horas

3.2.1.4 Análises ambientais de Clorofila e Nutrientes

Para a análise da clorofila a (Chl a), 500 mL da água foram coletados do tanque diariamente, no mesmo horário (sempre às 13:30), e uma réplica de cada, pelos 7 dias. As amostras foram filtradas utilizando uma bomba a vácuo com Microfiltros Fibra de Vidro GF/F de 47 mm (Figura 21). Após a filtração, os filtros foram acondicionados em tubos Falcon, envoltos em papel alumínio, e congelados para preservação, protegidos da luz, para que posteriormente as amostras fossem analisadas por método espectrofotométrico, seguindo os protocolos descritos por UNESCO (1966) e Strickland & Parsons (1972).

Para calcular a clorofila a, foi aplicada a equação de Parsons & Strickland, 1963:

$$Clo - a = \frac{11.6 \cdot D665 - (1.31 \cdot D645 + 0.14 \cdot D630 + D750 \cdot v)}{Vf \cdot L}$$

Onde:

Clo-a = clorofila a em mg m⁻³;

D630 = absorbância no comprimento de onda de 630 nm;

D645 = absorvância no comprimento de onda de 645 nm;

D665 = absorvância no comprimento de onda de 665 nm;

D750 = absorvância no comprimento de onda de 750 nm;

v = volume final de acetona a 90% ;

V_f = volume da água filtrada (litros);

L = caminho óptico da cubeta = 1 cm.

Para a análise de nutrientes inorgânicos dissolvidos, utilizou-se as amostras de água que foram filtradas anteriormente, onde as mesmas foram colocadas em garrafas plásticas de 500 mL foscas, e congeladas para posteriormente serem analisadas no LOQUIM. No laboratório, as análises de nutrientes dissolvidos (nitrito, nitrato e fosfato) foram realizadas conforme descrito por Strickland & Parsons, 1972, já as de silicato foram analisadas conforme descrito por Grasshoff et al., 1983.

3.2.1.5 Análise Estatística

Para avaliar os dados obtidos no experimento, foram realizados testes estatísticos. Inicialmente, a normalidade dos dados foi testada utilizando o teste de Shapiro-Wilk. Caso os dados seguissem uma distribuição normal, foi aplicado o teste t de Student para comparar as médias entre os tratamentos. Além disso, para a relação entre o crescimento das microalgas e as concentrações de nutrientes na água ao longo do tempo, foi empregada uma análise de regressão linear. O coeficiente de correlação de Pearson foi calculado para verificar a associação entre as variáveis ambientais e o crescimento fitoplanctônico. Os testes foram realizados no software R, adotando um nível de significância de 5% ($p < 0,05$). As unidades dos gráficos da relação de nutrientes e clorofila foram normalizados utilizando a técnica Z-score.

3.2.2 Experimento Comparativo: Eficiência do ATS com substrato (CS) e sem substrato (SS)

Para avaliar a eficiência do sistema utilizando tecido de algodão como substrato (CS) e sem o uso do substrato (SS), o Tanque foi dividido em duas áreas iguais, separadas por uma linha imaginária central (Figura 18).

No lado destinado ao uso do tecido, foram instaladas placas de algodão medindo 19 cm x 18 cm, alinhadas uma atrás da outra, com espaçamento regular entre elas. Essas placas foram fixadas ao sistema com cordas e prendedores para dar mais estabilidade evitando deslocamentos devido ao fluxo contínuo de água. Já no lado sem tecido, nenhuma estrutura adicional foi inserida, permitindo que as algas crescessem diretamente na superfície do tanque, sob as mesmas condições de circulação de água e luz.

Após o período experimental, a biomassa molhada gerada em cada lado foi coletada para análise. Para garantir uma comparação entre os dois tratamentos, as áreas analisadas foram mantidas equivalentes.

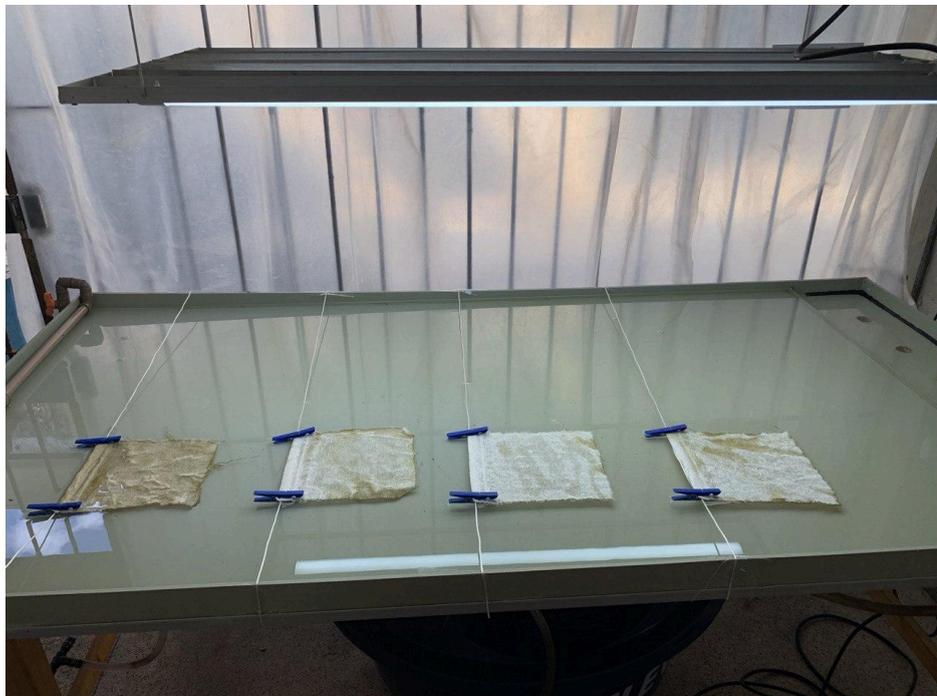


Figura 18: ATS com placas de tecido de algodão e fluxo desligado. Experimento após 48h funcionando. Fonte: A autora, 2024.

Cada placa de tecido foi numerada conforme sua posição no equipamento, assim como a área correspondente no lado sem tecido. A contagem seguiu a sequência da esquerda para a direita, como representado na Figura 19, sendo:

CS1: Placa 1 Com Substrato; **SS1:** Placa 1 Sem Substrato;

CS2: Placa 2 Com Substrato; **SS2:** Placa 2 Sem Substrato... E assim por diante, até a Placas

de numeração 4.

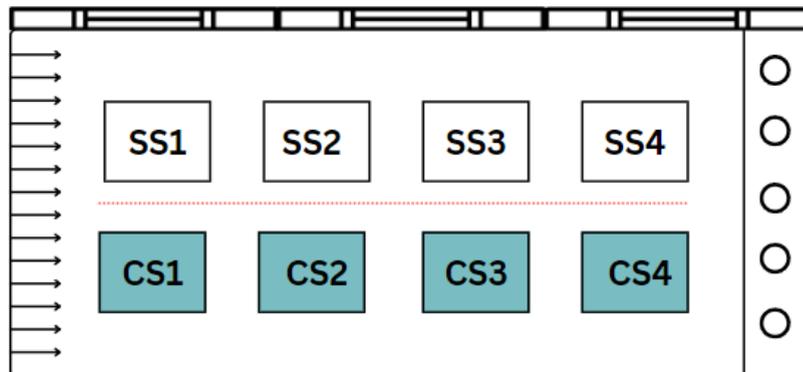


Figura 19: Ilustração de vista vertical (de cima para baixo) do tanque do ATS com placas de tecido (substratos). (CS) Com Substrato, representado pela cor azul; (SS) Sem Substrato; Linha pontilhada vermelha representa a divisão imaginária das áreas; setas indicam fluxo de água. Fonte: A autora, 2024.

Após 168 horas de experimento, o tampo da mesa foi suspenso para que todo o excesso de água escorresse pelos ralos. Após o excesso retirado, a biomassa de cada tratamento foi coletada com o auxílio de espátula e colher metálicas e colocadas em béqueres e placas de Petri (Figura 20). Antes do uso, cada vidraria foi previamente pesada em uma balança de precisão e numerada de acordo com o tratamento correspondente.

As amostras úmidas foram, então, colocadas em uma estufa a 54°C por 24 horas. Após esse período, o peso seco da biomassa foi medido. Para o tratamento com substrato (CS), o tecido de algodão foi pesado antes do início do experimento, e o valor previamente registrado foi subtraído do peso final, após a secagem, para determinar a biomassa seca exclusivamente.



Figura 20: Parcela da biomassa molhada produzida na mesa do ATS com 168 horas de experimento.
Fonte: A autora, 2024.

4 RESULTADOS

4.1 Clorofila e Nutrientes

Os resultados coletados no experimento demonstram a variação na concentração de clorofila a ao longo do tempo (Tabela 3). Durante as primeiras 72 horas, a concentração de permaneceu constante em $0,0183 \text{ mg m}^{-3}$. A partir de 96 horas, foi observado um aumento significativo na concentração de clorofila, atingindo $26,4404 \text{ mg m}^{-3}$, possivelmente indicando o início de uma fase exponencial de crescimento das microalgas. O pico de concentração ocorreu em 144 horas, com $124,2019 \text{ mg m}^{-3}$. Após esse período, houve uma redução na concentração, atingindo $53,8301 \text{ mg m}^{-3}$ em 168 horas. Essa redução após o pico pode estar associada à limitação de nutrientes e/ou acumulação de resíduos metabólicos.

Tabela 3 - Concentração de clorofila-a (mg m^{-3}) ao longo do tempo.

Tempo (horas)	Clo-a (mg m^{-3})
24	0.0183
48	0.0183
72	0.0183
96	26.4404
120	45.7475
144	124.2019
168	53.8301

Fonte: A autora, 2024.

Além da análise quantitativa, as observações visuais dos filtros de fibra de vidro (GFF) confirmaram a tendência registrada na Tabela 3. Durante as primeiras 72 horas, os filtros mantiveram uma coloração clara e praticamente inalterada, condizente com os baixos valores de clorofila-a. A partir de 96 horas, os filtros começaram a apresentar tonalidades

mais intensas, atingindo sua coloração mais vibrante em 144 horas, quando os valores de Clo-a foram os mais altos.

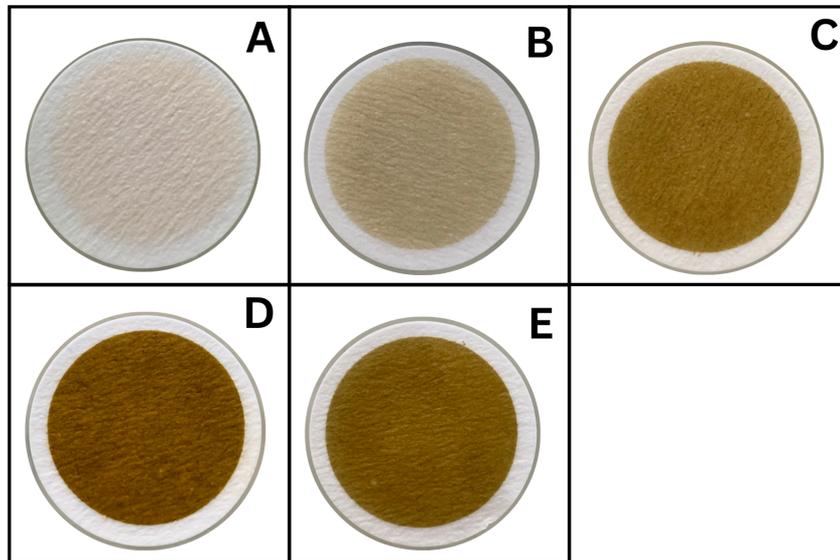


Figura 21: Filtros GF/F após filtragem em sistema de filtração a vácuo. (A) 72 horas, (B) 96 horas, (C) 120 horas, (D)144 horas e (E) 168 horas.

As concentrações dos principais nutrientes no meio (PO_4^{3-} , NO_2^- , NO_3^- e Si(OH)_4) foram monitoradas ao longo do experimento, e foi observada uma redução progressiva em todas as variáveis analisadas, sugerindo o consumo ativo pelos organismos fitoplanctônicos presentes no sistema (Tabela 4).

Tabela 4: Concentração dos nutrientes ($\mu\text{mol L}^{-1}$) ao longo do tempo de experimento.

Tempo (horas)	PO_4^{3-} ($\mu\text{mol L}^{-1}$)	NO_2^- ($\mu\text{mol L}^{-1}$)	NO_3^- ($\mu\text{mol L}^{-1}$)	Si(OH)_4 ($\mu\text{mol L}^{-1}$)
24	16,45	0,06	0,8	92,835
48	14,78	0,03	1,1	102,785
72	14,635	0,035	1,2	98,105
96	11,35	0,065	0,65	83,18
120	6,415	0,07	0,35	41,265
144	1,66	0,085	0,15	0,51
168	0,225	0,07	0,2	0,55

No início do experimento, as concentrações de PO_4^{3-} e Si(OH)_4 eram de 16,45 μmol e 92,835 μmol , respectivamente. Contudo, ao fim do período experimental (168 horas), observou-se uma redução acentuada, atingindo valores mínimos de 0,225 μM para PO_4^{3-} e 0,55 μM para Si(OH)_4 .

Os compostos nitrogenados apresentaram um valor muito abaixo que o esperado, porém no geral a tendência das concentrações de NO_3^- foram de reduzir, onde inicialmente era de 0,8 μmol , reduziram-se para 0,2 μmol ao final, já o NO_2^- também demonstrou redução ao longo do tempo, porém é o único nutriente que apresentou correlação positiva, em comparação com a clorofila (Figura 22b).

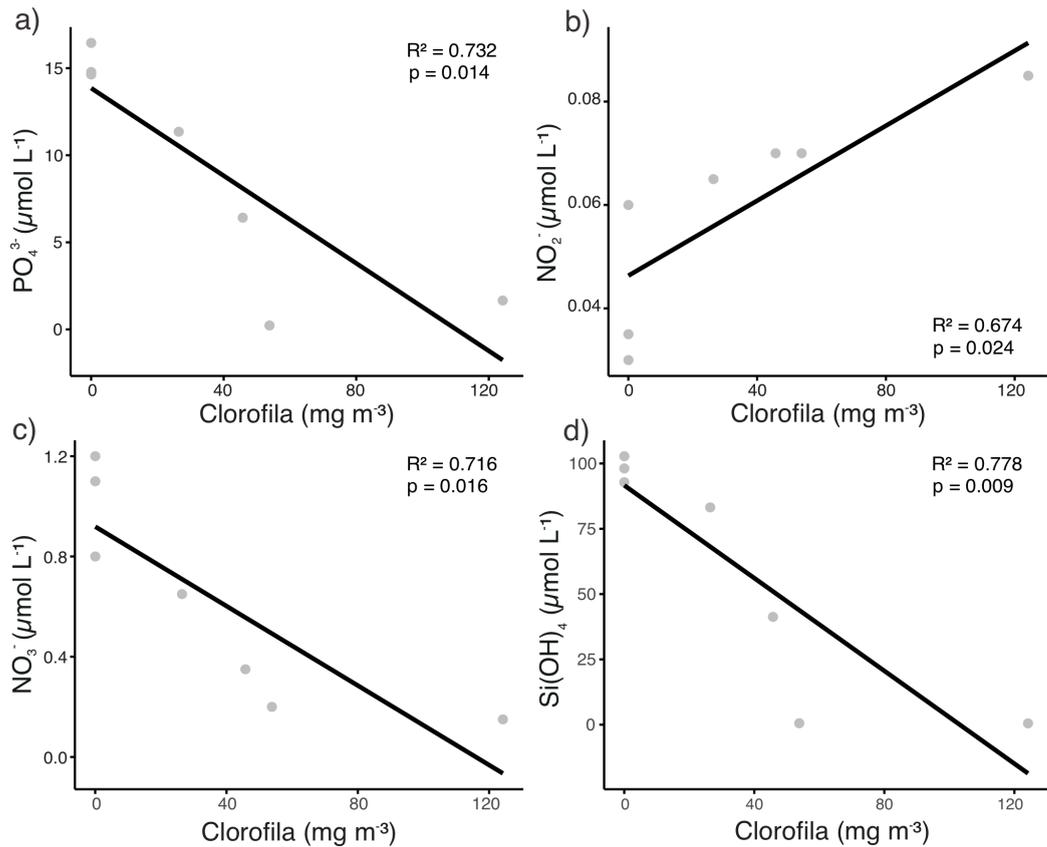


Figura 22: Correlação de Pearson dos nutrientes na água no eixo y, com a clorofila no eixo x, durante o experimento a) fosfato; b) nitrito; c) nitrato; d) silicato.

Abaixo está um gráfico representando os nutrientes, cujas unidades foram normalizadas por meio da técnica Z-score. O Z-score, ou escore padronizado, indica quantos desvios padrão um valor está acima ou abaixo da média do conjunto de dados. Essa padronização permite comparar nutrientes com escalas diferentes. Valores positivos indicam concentrações acima da média, enquanto valores negativos representam concentrações abaixo da média.

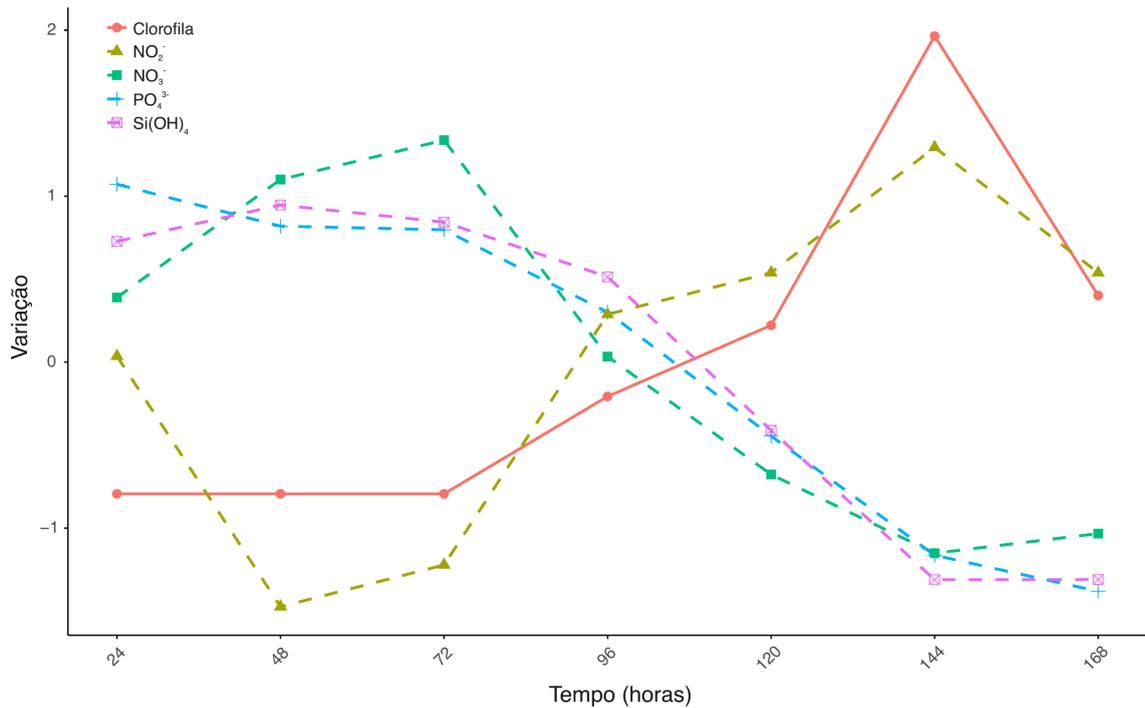


Figura 23: Variação dos nutrientes ao longo do tempo, com valores normalizados pelo Z-score.

O gráfico da Figura 24 representa a tendência geral dos nutrientes em relação à clorofila. Observa-se que essa relação segue um padrão quase inversamente proporcional, indicando que, à medida que a concentração de clorofila aumenta, a de nutrientes tende a responder de forma oposta.

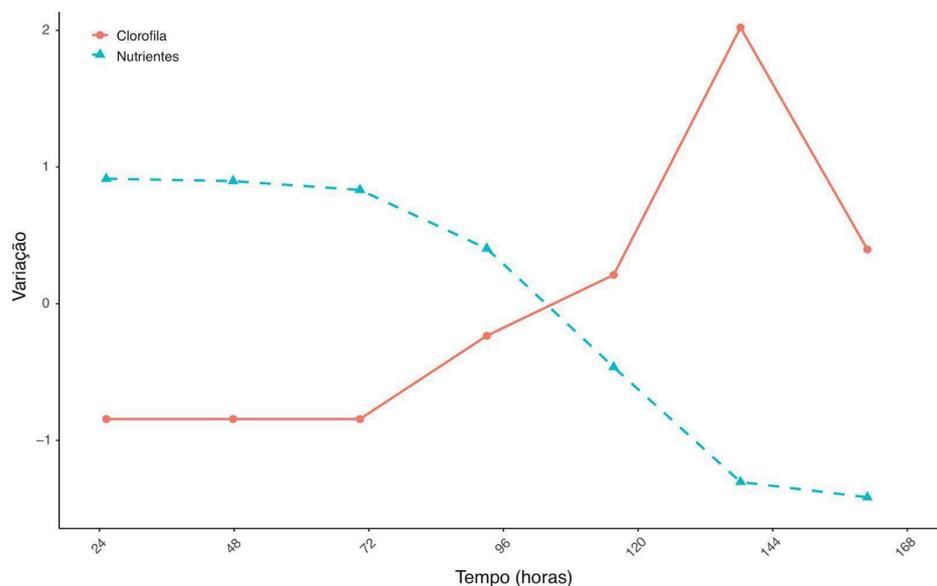


Figura 24: Relação entre nutrientes e clorofila ao longo do tempo de experimento, com valores normalizados pelo Z-score. Fonte: A autora, 2025

4.2 Biomassa seca CS e SS

Ao final do experimento, foi possível avaliar a biomassa produzida em cada tratamento (CS e SS). Como observado na Figura 25.

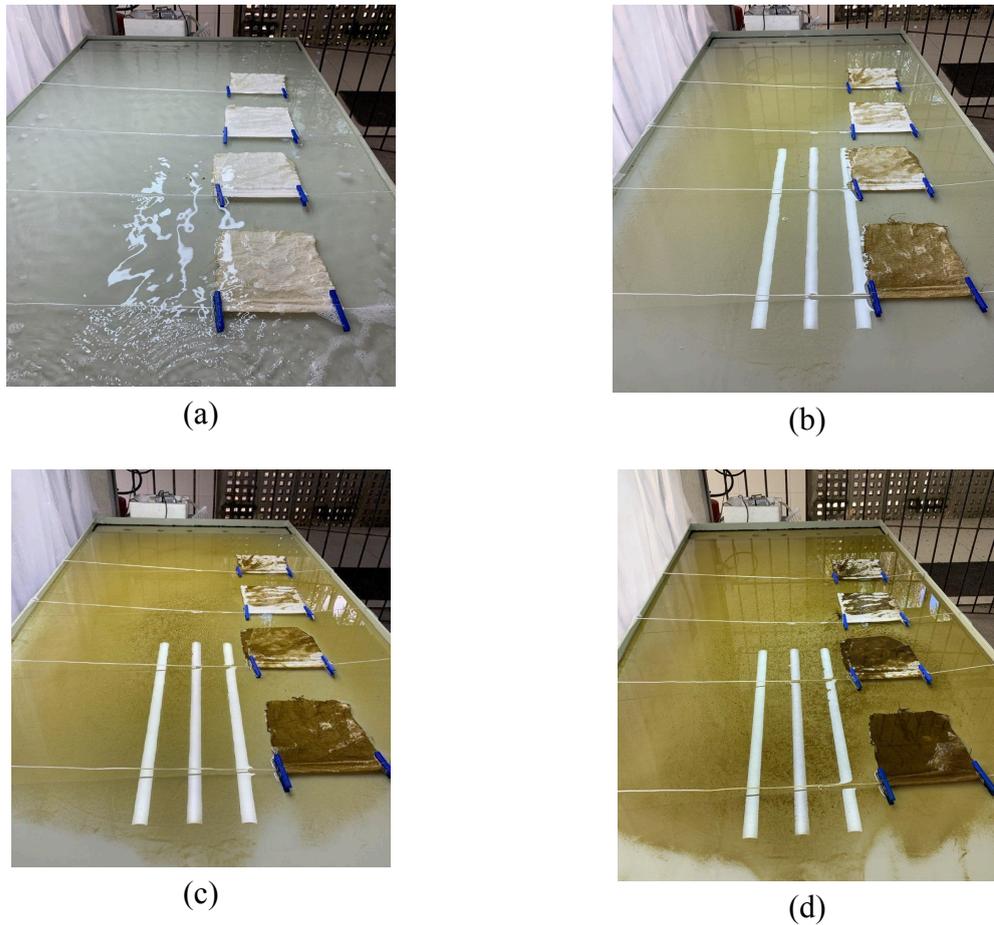


Figura 25: Etapas de maturação do cultivo, onde (a) 24 horas de cultivo; (b) 48 horas de cultivo; (c) 72 horas de cultivo e (d) 96 horas de cultivo.

A Tabela 5 apresenta os valores finais de biomassa seca (em gramas) para cada unidade experimental dos dois tratamentos.

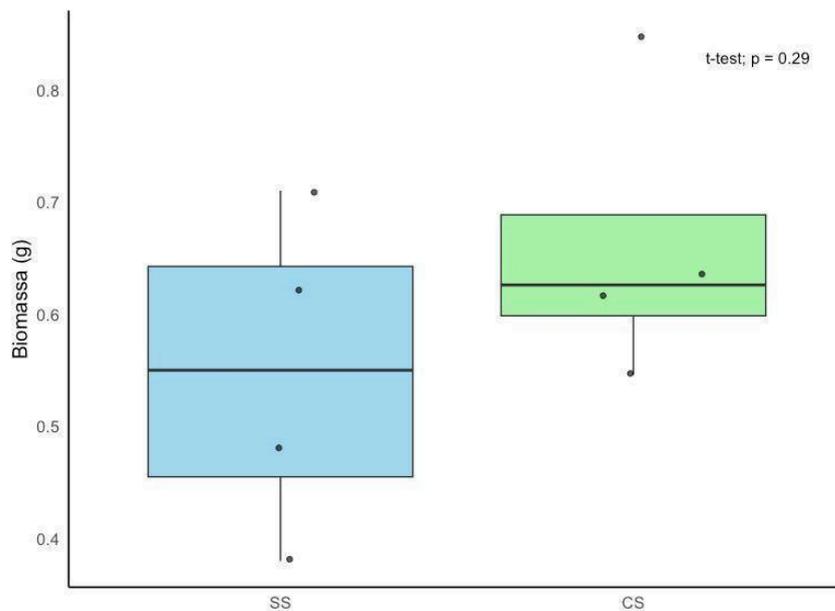
Tabela 5 - Biomassa seca em gramas produzida no experimento. (SS) Sem Substrato, (CS) Com Substrato.

Tratamento	Biomassa (g)
SS1	0,48
SS2	0,71
SS3	0,38
SS4	0,62
CS1	0,62
CS2	0,64
CS3	0,55
CS4	0,85

Fonte: Dados fornecidos pela autora, 2024.

O resultado do teste indicou um valor de $p = 0,29$. Como o valor de p é maior do que o nível de significância convencional ($p = 0,05$), não foi possível rejeitar a hipótese nula, ou seja, não foi observada uma diferença estatisticamente significativa entre os dois tratamentos. O box plot, apresentado no Gráfico 1, reforça a distribuição dos dados, mostrando que ambos os tratamentos possuem valores de biomassa relativamente próximos, com alguma sobreposição nas variações observadas.

Gráfico 1 - Box-plot (mediana e quartis) da relação entre a Biomassa seca em gramas (eixo y), durante experimento de 168 horas, e tratamento (eixo x). (CS) Com substrato, (SS) Sem substrato.



4.2.1 Simulação dos dados para cultivo continuado

A biomassa total produzida neste experimento, para cada placa com substrato ou área correspondente no lado sem substrato, está apresentada na Tabela 5. Com base nesses valores, foi calculada a biomassa equivalente para a área total útil da mesa do ATS, que corresponde a 175 cm x 98 cm (considerando apenas a área utilizável, excluindo os espaços ocupados por ralos e canos de irrigação).

Foi realizada uma simulação de produção de biomassa considerando períodos de cultivo mais longos, com estimativas para uma semana (7 dias), um mês (4 semanas), seis meses (26 semanas) e um ano (52 semanas). Os resultados dessa simulação para os dois tratamentos estão apresentados na Tabela 6.

Tabela 6 - Simulação da produção de biomassa seca (em gramas) para cada tratamento (CS e SS) considerando a área útil do ATS (175 cm x 98 cm) em diferentes períodos de cultivo em semanas.

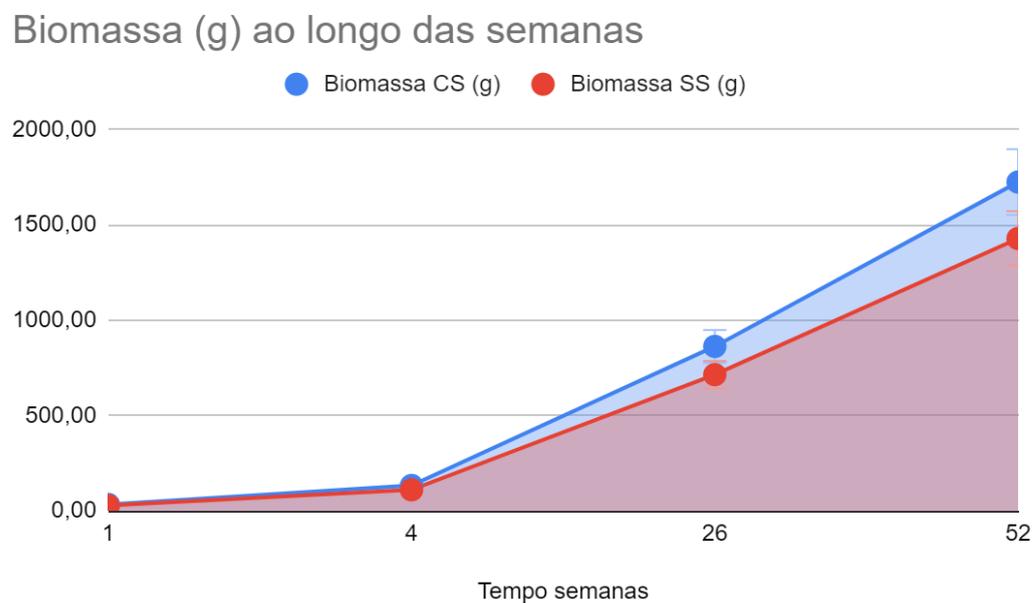
Tempo semanas	Biomassa CS (g)	Biomassa SS (g)
1	33,15	27,46

4	132,59	109,82
26	861,81	713,83
52	1723,63	1427,66

Fonte: Dados fornecidos pela autora, 2024.

O gráfico abaixo ilustra os resultados da simulação da produção de biomassa seca para os dois tratamentos, considerando a área útil total do ATS ao longo de períodos crescentes de cultivo em semanas. A partir dessa visualização, observa-se que o tratamento com substrato (CS) apresenta maior produção de biomassa em todos os períodos simulados, com uma diferença crescente à medida que o tempo de cultivo aumenta.

Gráfico 2 - Simulação da produção de biomassa seca para os tratamentos com substrato (CS) e sem substrato (SS) em diferentes períodos de cultivo, com erro.



Fonte: A autora, 2025.

4.3 Crescimento da Comunidade Fitoplanctônica

Ao longo do experimento, foram registradas imagens microscópicas da comunidade fitoplanctônica para acompanhar seu desenvolvimento. Nas primeiras observações (Figuras 26a e 26b), a densidade de organismos era baixa, evidenciando a fase inicial de crescimento.

Nessa etapa, poucos indivíduos estavam presentes na amostra, sugerindo um período de adaptação ao meio de cultivo. Com o avanço do experimento, observou-se um aumento significativo na abundância fitoplanctônica (Figura 26c)

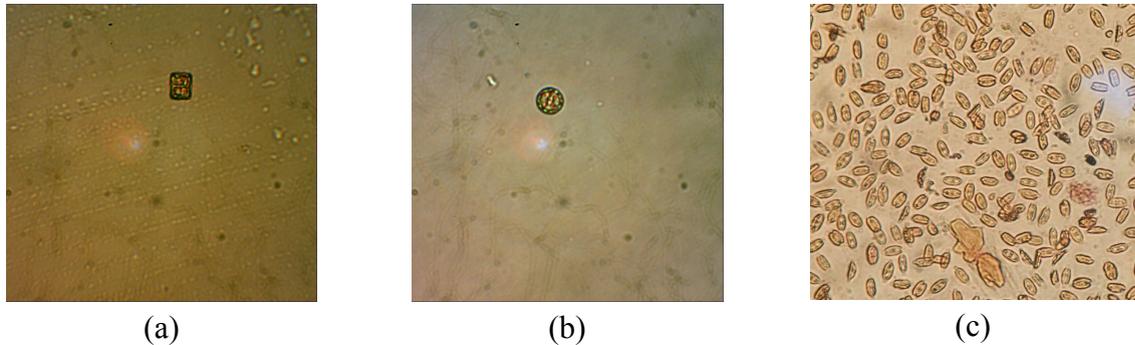


Figura 26: Imagens microscópicas (20x) da comunidade fitoplanctônica ao longo do experimento. (a e b) Fase inicial, com baixa densidade de organismos. (c) Fase posterior, com aumento expressivo da abundância fitoplanctônica. Fonte: A autora, 2025.

5 DISCUSSÃO

Os resultados obtidos no presente estudo evidenciam a eficácia do Algal Turf Scrubber (ATS) como um sistema para o cultivo de microalgas e remoção de nutrientes da água. Essa remoção pode ser atribuída ao crescimento ativo das microalgas, que incorporam esses nutrientes em sua biomassa por meio da fotossíntese.

No entanto, os valores medidos dos compostos nitrogenados não correspondem exatamente às concentrações inicialmente adicionadas ao meio de cultivo, nem refletem diretamente o sucesso no crescimento das microalgas, sugerindo a possibilidade de erros analíticos ou variações na amostragem. Dessa forma, a análise deve se concentrar principalmente nas tendências gerais observadas ao longo do experimento. Especificamente, a tendência do nitrito foi positiva, o que pode ser explicado pela ação da nitrificação, um processo no qual os nitritos (NO_2^-) são convertidos em nitrato (NO_3^-) por meio da atividade de bactérias nitrificantes.

A concentração de clorofila a apresentou um aumento expressivo após 96 horas de experimento, sugerindo uma fase de crescimento exponencial das microalgas. Esse resultado é compatível com estudos prévios que demonstram um período inicial de adaptação seguido por um crescimento acelerado quando os nutrientes estão disponíveis. Porém, a redução na concentração de clorofila nas últimas 24 horas de experimento sugere um possível esgotamento de nutrientes ou acúmulo de metabólitos que limitaram o crescimento da biomassa.

A comparação entre os tratamentos com e sem substrato mostrou um desempenho muito parecido entre eles, embora o valor com substrato fosse um pouco maior, não houve diferença estatisticamente significativa. Esse resultado pode estar relacionado ao aumento da superfície disponível para a fixação das microalgas, o que pode favorecer uma maior retenção de biomassa ao longo do tempo.

Ainda no experimento com e sem substrato, observou-se que a última placa (CS4), situada na região de menor fluxo de água, apresentou o maior valor de biomassa seca, apesar de visualmente aparentar ter menos algas aderidas em comparação com as demais. Algumas possíveis explicações para esse resultado são: primeiramente, a presença de uma barreira física após essa área (uma pequena elevação para os ralos), que pode ter favorecido a retenção de microalgas na região anterior, resultando em um acúmulo tanto no substrato quanto na superfície da mesa abaixo dele; segundo, o menor fluxo de água nessa região pode ter reduzido a influência física sobre as algas, facilitando sua adesão ao tecido; e por fim a tendência das microalgas de se fixarem mais na parte inferior do substrato, tornando sua presença menos perceptível na parte superior.

Por outro lado, as áreas iniciais (CS1 e SS1) apresentaram o segundo menor valor de biomassa. Embora essa região receba a maior carga inicial de nutrientes pelo sistema de irrigação, o intenso fluxo de água gerado pela bomba de água pode ter causado um maior atrito, dificultando a fixação das algas, possível degradação e aproveitamento de outras colônias, também houve presença de fungos nesta região.

Um dos objetivos do experimento era quantificar a abundância relativa da comunidade fitoplanctônica ao longo do cultivo. No entanto, essa análise foi limitada pelas características dos organismos observados e pelas condições do microscópio utilizado. Muitos dos organismos eram extremamente pequenos, tornando difícil a identificação e contagem precisa

com o aumento disponível. A falta de resolução suficiente impediu a observação detalhada de características morfológicas essenciais para a identificação taxonômica. Apesar dessa limitação, a análise qualitativa das imagens registradas permitiu inferir um aumento expressivo na densidade fitoplanctônica ao longo do experimento.

6 CONCLUSÃO

A incorporação dos nutrientes pela biomassa microalgal por meio da fotossíntese reforça o potencial do ATS para aplicações em biorremediação.

A curva de crescimento da comunidade fitoplanctônica seguiu um padrão esperado, o aumento significativo na concentração de clorofila a após 96 horas, caracteriza uma fase exponencial de crescimento. É sugerido um estudo com maior tempo de duração para investigar as reduções observadas nas últimas 24 horas e que impactaram a continuidade do crescimento da biomassa.

A análise comparativa entre os tratamentos com e sem substrato mostrou diferenças sutis, mas sem significância estatística, embora o substrato tenha indicado uma tendência de melhor retenção de biomassa ao longo do tempo, conforme demonstrado na simulação de cultivo contínuo.

Nos experimentos com e sem substrato, notou-se que houve influência do fluxo de água para este trabalho, mesmo regulando para o menor fluxo de água no controlador, o fluxo foi muito forte, então para um ATS com reservatório de 150 litros de água, é indicado uma bomba com menor potência (ex. modelo 3000). A presença de fungos nessa região sugere a necessidade de monitoramento microbiológico mais detalhado em estudos futuros.

A tentativa de quantificação da abundância relativa da comunidade fitoplanctônica foi limitada pela resolução do microscópio utilizado, dificultando a identificação morfológica detalhada dos organismos. Entretanto, a análise qualitativa das imagens permitiu observar um aumento significativo na densidade fitoplanctônica ao longo do experimento, reforçando a efetividade do sistema em promover o crescimento microalgal.

Diante desses achados, o ATS se apresenta como uma alternativa promissora tanto para o tratamento de águas quanto para a produção de biomassa. No entanto, aprimoramentos metodológicos são recomendados para futuras pesquisas, incluindo maior controle sobre a dinâmica dos nutrientes, análise detalhada da comunidade microbiana associada e ajustes no design do sistema para otimizar a fixação das algas e minimizar perdas de biomassa em regiões de alto fluxo de água.

7 REFERÊNCIAS

- ADEY, W.; LUCKETT, C.; JENSEN, K. Phosphorus removal from natural waters using controlled algal production. *Restoration Ecology*, v. 1, n. 1, p. 29–39, 1993.
- ADEY, W. H.; KANGAS, P. C.; MULBRY, W. Algal Turf Scrubbing: cleaning surface waters with solar energy while producing a biofuel. *BioScience*, v. 61, n. 6, p. 434–441, 2011.
- ADEY, W. H.; LOVELAND, K. *Dynamic aquaria: building living ecosystems*. [S.l.]: Academic Press, 2011.
- BERTOLDI, F. C.; SANT’ANNA, E. S.; LUIZ, J. Revisão: biotecnologia. *Boletim do Centro de Pesquisa e Processamento de Alimentos*, v. 26, n. 1, 2008.
- CALAHAN, D.; OSENBAUGH, E.; ADEY, W. Expanded algal cultivation can reverse key planetary boundary transgressions. *Heliyon*, v. 4, n. 2, p. e00538, 2018.
- CARVALHO, V. P. C. D. Dinâmica do fitoplâncton em resposta a forçantes oceanográficas no Arquipélago de São Pedro e São Paulo, Nordeste, Brasil. 2024. Dissertação (Mestrado em Oceanografia) – Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2024.
- CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. *Biotechnology Advances*, v. 25, n. 3, p. 294–306, 2007.
- DEEP SEA RESEARCH AND OCEANOGRAPHIC ABSTRACTS. Discussion of spectrophotometric determination of marine-plant pigments, with revised equations for ascertaining chlorophylls and carotenoids. *Deep Sea Research and Oceanographic Abstracts*, v. 12, n. 4, p. 619, 1965.
- FEITOSA, F. A. D. N.; NASCIMENTO, F. C. R. DO; COSTA, K. M. P. DA. Distribuição espacial e temporal da biomassa fitoplanctônica relacionada com parâmetros hidrológicos na Bacia do Pina (Recife – PE). *Tropical Oceanography*, v. 27, n. 2, 1999.
- GUILLARD, R. R. L. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. p. 26–60. In: SMITH, W. L.; CHANLEY, M. H. (ed.). *Culture of Marine Invertebrate Animals*. New York: Plenum Press, 1975.

- GUILLARD, R. R. L.; RYTHER, J. H. Studies of marine planktonic diatoms. I. *Cyclotella nana* Hustedt and *Detonula confervacea* Cleve. *Canadian Journal of Microbiology*, v. 8, p. 229–239, 1962.
- KARLUSICH, J. J. P.; IBARBALZ, F. M.; BOWLER, C. Phytoplankton in the Tara Ocean. *Annual Review of Marine Science*, v. 12, n. 1, p. 233–265, 2020.
- MATA, T. M.; MARTINS, A. A.; CAETANO, N. S. Microalgae for biodiesel production and other applications: a review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v. 14, n. 1, p. 217–232, 2010.
- MUHAMMAD, G. et al. Modern developmental aspects in the field of economical harvesting and biodiesel production from microalgae biomass. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v. 135, p. 110209, 2021.
- MULBRY, W.; KANGAS, P.; KONDRAD, S. Toward scrubbing the bay: nutrient removal using small algal turf scrubbers on Chesapeake Bay tributaries. *Ecological Engineering*, v. 36, n. 4, p. 536–541, 2010.
- OSWALD, W. J.; GOTAAS, H. B. Photosynthesis in sewage treatment. *Transactions of the American Society of Civil Engineers*, v. 122, n. 1, p. 73–97, 1957.
- PULZ, O.; GROSS, W. Valuable products from biotechnology of microalgae. *Applied Microbiology and Biotechnology*, v. 65, n. 6, p. 635–648, 2004.
- RICHMOND, A.; HU, Q. *Handbook of microalgal culture: applied phycology and biotechnology*. Chichester, West Sussex, UK: John Wiley & Sons, 2013.
- SHEN, Y. et al. Microalgae mass production methods. *Transactions of the ASABE*, v. 52, n. 4, p. 1275–1287, 2009.
- SILVA, A. G. I. C. DA. Implantação e avaliação de um Algal Turf Scrubber para remoção de nutrientes. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Santa Catarina, [s.n.].
- SINGH, N. K.; DHAR, D. W. Microalgae as second generation biofuel: a review. *Agronomy for Sustainable Development*, v. 31, n. 4, p. 605–629, 2011.
- STRICKLAND, J. D. H.; PARSONS, T. R.; FISHERIES RESEARCH BOARD OF CANADA. *A practical handbook of seawater analysis*. Ottawa: Fisheries Research Board of Canada, 1972.
- UNESCO. *Determination of photosynthetic pigments in sea-water*. [S.l.: s.n.].

- VERTCHENKO, L.; DICKMAN, A. G.; FERREIRA, J. R. F. Transferência de fluido por meio de um sifão vs. aplicação da equação de Bernoulli. *Revista Brasileira de Ensino de Física*, v. 31, n. 3, p. 3301.1–3301.7, 2009.
- WILLIAMS, J. A. Keys to bioreactor selection: a few basic types of bioreactor designs are used to produce a wide range of products, from antibiotics to foods to fuels. *Chemical Engineering Progress*, v. 98, n. 3, p. 34–41, 2002.

ANEXO I

Meio f/2

(Guillard e Ryther 1962, Guillard 1975)

Este é um meio de água do mar enriquecido comum e amplamente utilizado, desenvolvido para o cultivo de algas marinhas costeiras, especialmente diatomáceas. A concentração da formulação original, denominada "Meio f" (Guillard e Ryther 1962), foi reduzida pela metade.

Para preparar, comece com 950 mL de água do mar natural filtrada e adicione os seguintes componentes. As soluções de oligoelementos e vitaminas são fornecidas abaixo. Complete o volume final para 1 litro com água do mar natural filtrada. Se a alga a ser cultivada não necessitar de sílica, recomenda-se omiti-la, pois sua presença pode intensificar a precipitação. Esterilize em autoclave.

Composto	Solução estoque	Quantidade	Concentração Molar Final no Meio
NaNO ₃	75 g/L dH ₂ O	1 mL	8.82 x 10 ⁻⁴ M
NaH ₂ PO ₄ H ₂ O	5 g/L dH ₂ O	1 mL	3.62 x 10 ⁻⁵ M
Na ₂ SiO ₃ 9H ₂ O	30 g/L dH ₂ O	1 mL	1.06 x 10 ⁻⁴ M
Solução de metais	(ver receita abaixo)	1 mL	---
Solução de vitamina	(ver receita abaixo)	0.5 mL	---

Solução de Metais Traço do Meio f/2

Para preparar, inicie com 950 mL de água deionizada (dH₂O), adicione os componentes e complete o volume final para 1 litro com dH₂O. Esterilize em autoclave. Observe que o meio original (Guillard e Ryther 1962) utilizava sequestreno férrico; substituímos por Na₂EDTA · 2H₂O e FeCl₃ · 6H₂O.

Composto	Solução estoque primária	Quantidade	Concentração Molar Final no Meio
FeCl ₃ 6H ₂ O	---	3.15 g	1.17 x 10 ⁻⁵ M
Na ₂ EDTA 2H ₂ O	---	4.36 g	1.17 x 10 ⁻⁵ M
CuSO ₄ 5H ₂ O	9.8 g/L dH ₂ O	1 mL	3.93 x 10 ⁻⁸ M

Na ₂ MoO ₄ 2H ₂ O	6.3 g/L dH ₂ O	1 mL	2.60 x 10 ⁻⁸ M
ZnSO ₄ 7H ₂ O	22.0 g/L dH ₂ O	1 mL	7.65 x 10 ⁻⁸ M
CoCl ₂ 6H ₂ O	10.0 g/L dH ₂ O	1 mL	4.20 x 10 ⁻⁸ M
MnCl ₂ 4H ₂ O	180.0 g/L dH ₂ O	1 mL	9.10 x 10 ⁻⁷ M

Solução de Vitaminas do Meio f/2

Primeiro, prepare as soluções estoque primárias. Para preparar a solução final de vitaminas, comece com 950 mL de água deionizada (dH₂O), dissolva a tiamina, adicione as quantidades das soluções estoque primárias conforme indicado na coluna de quantidades abaixo e complete o volume final para 1 litro com dH₂O. No NCMA, esterilizamos em autoclave. Armazene em geladeira ou freezer.

Composto	Solução estoque primária	Quantidade	Concentração Molar Final no Meio
tiamina HCl (vit. B1)	---	200 mg	2.96 x 10 ⁻⁷ M
biotina (vit. H)	0.1 g/L dH ₂ O	10 mL	2.05 x 10 ⁻⁹ M
cianocobalamina (vit. B12)	1.0 g/L dH ₂ O	1 mL	3.69 x 10 ⁻¹⁰ M