



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE SERRA TALHADA
CURSO DE BACHARELADO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

ISLAY CHIRLY SANTOS BARROS OLIVEIRA

**AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO E DA ADAPTABILIDADE DA
MICROALGA *Porphyridium purpureum* EM EFLUENTE DE PISCICULTURA DE
*Pogonias courbina***

SERRA TALHADA - PE

2026

ISLAY CHIRLY SANTOS BARROS OLIVEIRA

**AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO E DA ADAPTABILIDADE DA
MICROALGA *Porphyridium purpureum* EM EFLUENTE DE PISCICULTURA DE
*Pogonias courbina***

Trabalho de Conclusão de Curso (TCC)
apresentado ao Curso de Bacharelado em
Ciências Biológicas da Universidade
Federal Rural de Pernambuco, Unidade
Acadêmica de Serra Talhada
(UFRPE\UAST) como requisito Obrigatório
para obtenção do título de Bacharel em
Ciências Biológicas.

Orientador: Nivaldo Ferreira do
Nascimento

Coorientadora: Cynthia Maria Oliveira
Couto

SERRA TALHADA - PE

2026

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Bibliotecário(a): Danilo Trindade Barbosa – CRB-4 002285/O

O48a Oliveira, Islay Chirly Santos Barros.

Avaliação do crescimento e da adaptabilidade da microalga *porphyridium purpureum* em efluente de piscicultura de *pogonias courbina* / Islay Chirly Santos Barros Oliveira. – Serra Talhada, 2026.

72 f.; il.

Orientador(a): Nivaldo Ferreira do Nascimento.

Co-orientador(a): Cynthia Maria Oliveira Couto.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Unidade Acadêmica Serra Talhada - UAST, Bacharelado em Ciências Biológicas, Serra Talhada, BR-PE, 2026.

Inclui referências, apêndice(s) e anexo(s).

1. Aquicultura. 2. Bioeconomia circular. 3. Microalgas. 4. Ficoeritrina 5. Algas vermelhas. I. Nascimento, Nivaldo Ferreira do, orient. II. Couto, Cynthia Maria Oliveira, coorient. III. Título

CDD 574

ISLAY CHIRLY SANTOS BARROS OLIVEIRA

**AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO E DA ADAPTABILIDADE DA
MICROALGA *Porphyridium purpureum* EM EFLUENTE DE PISCICULTURA DE
*Pogonias courbina***

Aprovado em: 17/07/2026

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Nivaldo Ferreira do Nascimento (Orientador)
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Unidade Acadêmica de Serra Talhada

Prof. Dr. Cleonice Cristina Hilbig (1ª Examinadora)
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Unidade Acadêmica de Serra Talhada

Ma. Egídia Andrade Moraes (2ª Examinadora)
Universidade Federal do Rio Grande
Estação Marinha de Aquacultura

DEDICO

Dedico esta conquista a Deus, pois sem Ele nada disso seria possível. À minha família, pilares fundamentais da minha trajetória, e ao meu marido, por nunca desacreditar de mim e por sonhar esse sonho ao meu lado. Dedico também à criança que fui e à mulher que me tornei. Obrigada por todas as vezes em que escolheu não desistir, mesmo diante das dificuldades e desafios encontrados ao longo do caminho.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer, primeiramente, a Deus, por nunca soltar a minha mão e por me mostrar, todos os dias, que sou capaz de realizar os sonhos que Ele colocou em meu coração. A Ele devo toda a minha vida, pois tudo vem d'Ele, por Ele e para Ele.

Agradeço aos meus pais, Francisco Gonzaga de Barros e Maria Sueli dos Santos Barros, por nunca me deixarem desistir da faculdade, mesmo quando tudo parecia impossível. Minha mãe é minha maior fonte de inspiração, um exemplo diário de fé, dedicação e perseverança. Meu pai, como alicerce da nossa família, muitas vezes abriu mão de estar em casa e fez inúmeros sacrifícios para que eu e meus irmãos tivéssemos oportunidades que pareciam impossíveis diante da nossa realidade. Tudo o que sou também é reflexo do esforço e do amor de vocês.

Agradeço aos meus irmãos pelo apoio durante toda essa caminhada. À minha irmã, Iara Lafaete, por ser uma inspiração de perseverança, força e determinação, além de sempre me incentivar, cada uma à sua maneira. Ao meu irmão, Wik Maik, agradeço por estar sempre ao meu lado, por me ajudar desde o início da graduação, por compartilhar seus ensinamentos sobre a vida e por me apoiar nas grandes decisões que precisei tomar ao longo dessa trajetória, principalmente durante o meu estágio. Vocês foram fundamentais para que eu chegasse até aqui.

Aos meus avós, minha eterna gratidão. À minha avó Nanor, por sempre acreditar em mim, por nunca soltar a minha mão e por ser uma grande inspiração de mulher, força e amor, especialmente quando muitos deixaram de acreditar. Ao meu avô Doca, por estar sempre presente quando preciso. O senhor é minha força, meu apoio e uma das pessoas que mais torcem pela minha felicidade. E à minha querida avó Teresinha, que infelizmente já não está entre nós, mas que ficou imensamente feliz quando soube da minha aprovação na universidade. Espero que, onde estiver, saiba o quanto eu a amo e que esta conquista também é dedicada à senhora.

Ao meu marido, Luciano, deixo meu mais profundo agradecimento. Obrigada por acreditar em mim, por sonhar esse sonho ao meu lado, por me encorajar nos momentos difíceis e por ser minhas mãos quando eu já não conseguia seguir sozinha. Com você, essa caminhada se tornou muito mais leve. Apesar de todos os desafios que enfrentamos, permanecemos unidos e tenho certeza de que, com a mão de Deus guiando nossas vidas, continuaremos construindo nossos sonhos juntos.

Agradeço aos meus sobrinhos, Aylla Gabriela e Lorenzo Gael, por tornarem meus dias mais leves com seus sorrisos e carinho. À minha afilhada, Amália Maria, agradeço por tornar minha vida ainda mais feliz e especial.

Agradeço à minha prima Steffany, por ter me acolhido em sua casa durante a graduação. Obrigada por todos os jantares, conversas e risadas compartilhadas. Agradeço também à Rayssa, por conseguir me fazer sorrir até nos dias mais difíceis. Amo vocês.

Agradeço à minha tia Leda, por sempre me apoiar e estar presente em todos os momentos importantes da minha vida. A senhora é minha segunda mãe. Ao meu primo-irmão Andim, obrigada por sempre acreditar em mim e me incentivar. Também agradeço ao meu tio Cleide e às minhas tias Edivone, Eliane, Rejane e Lora. O apoio e o carinho de vocês foram essenciais para que eu chegasse até aqui.

Agradeço aos meus sogros, Lurdes e Enoque, por todo o apoio e carinho ao longo dessa caminhada. À minha cunhada Valdete, que, além de cunhada, é uma grande amiga e também minha patroa, agradeço por toda a confiança, incentivo e apoio. Vocês foram fundamentais nesta trajetória.

Agradeço à Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), em especial à Unidade Acadêmica de Serra Talhada (UAST), por me proporcionar uma formação de excelência, pelas oportunidades oferecidas e por ter sido o lugar onde cresci como estudante, pesquisadora e pessoa. Levo comigo todos os aprendizados e experiências vividos nesta instituição.

Agradeço aos meus amigos de graduação, Victoria, Jayne, Alisson, Fernanda, Amanda, João Pedro, Jamily, Geyne, Alice, Tiago, Luan, Laura, Sara, Renata, Felipe, Thaís e Lara Rosa, pelos momentos compartilhados, pela amizade, pelas risadas, pelos desafios enfrentados juntos e por fazerem parte dessa importante etapa da minha vida. Também agradeço a todos aqueles que, de alguma forma, contribuíram para a minha formação e estiveram presentes durante essa caminhada.

Um agradecimento muito especial à minha grande amiga Egídia Andrade, por tudo o que faz por mim. Obrigada por ser esse ser de luz na minha vida e por nunca permitir que eu desistisse, mesmo quando eu já não encontrava forças para continuar. Em todos os momentos difíceis, você esteve ao meu lado, acreditando em mim quando nem eu mesma conseguia acreditar. Sua amizade é um dos maiores presentes que a vida me proporcionou. Te amo, amiga.

À minha amiga Victoria, que esteve presente nessa caminhada e em pouco tempo se tornou minha grande amiga, obrigada por nunca soltar a minha mão e estar sempre presente na minha vida e por me acolher como se eu fosse sua irmã. Te amo demais, minha curica. Sem você, eu não teria conseguido.

Agradeço, de forma especial, à minha coorientadora, Cynthia Couto, pois, sem sua orientação, este trabalho não teria sido possível. Obrigada por me apresentar o fascinante mundo das microalgas, por compartilhar seus conhecimentos, pela paciência, pela dedicação e por toda a confiança depositada em mim ao longo desta pesquisa. Ao meu orientador, Nivaldo, deixo minha sincera gratidão por todo o apoio, incentivo e confiança durante esta jornada. Obrigada por sempre acreditar no meu potencial, por me motivar a seguir em frente e por estar presente sempre que precisei.

Agradeço ao NUBIOR por me acolher durante dois anos e meio. Sou grata por todo o aprendizado, pelas oportunidades, pelas amizades construídas e por todos os colegas que fizeram parte dessa trajetória e contribuíram para o meu crescimento acadêmico e profissional.

Agradeço à Universidade Federal do Rio Grande (FURG) por me receber durante meu estágio, proporcionando uma experiência extremamente importante para minha formação. Ao professor Luís André Sampaio, agradeço pela orientação durante esses três meses, e ao técnico Lucas Maltez, por toda a ajuda, disponibilidade e ensinamentos. Também agradeço à empresa AlgaSul por disponibilizar a microalga utilizada neste estudo e por contribuir para que esta pesquisa pudesse ser realizada.

Agradeço aos colaboradores deste trabalho, em especial ao Alan, ao Lucas, que esteve comigo durante grande parte da execução dos experimentos, e ao Rodrigo, por esclarecer inúmeras dúvidas sobre as microalgas e compartilhar seus conhecimentos sempre que necessário.

A todos que, de alguma forma, contribuíram para que este sonho se tornasse realidade, o meu mais sincero muito obrigada.

*“Não é o que o mundo tem para você, mas o que
você traz ao mundo” (Anne Shirley).*

RESUMO

A crescente demanda por sistemas produtivos mais sustentáveis tem impulsionado o uso de microalgas em processos de reaproveitamento de resíduos e geração de biomassa de alto valor agregado. Nesse contexto, o presente estudo teve como objetivo avaliar o crescimento e a adaptabilidade da microalga *Porphyridium purpureum* utilizando efluente proveniente de sistema de recirculação aquícola (RAS) de *Pogonias courbina* como meio alternativo de cultivo. Foram realizados dois experimentos independentes. No primeiro, em pequena escala, comparou-se o crescimento da microalga em meio sintético f/2 e em efluente aquícola. No segundo, conduzido em grande escala, avaliou-se o efeito da suplementação de ferro ao efluente sobre o crescimento celular e a produção de ficoeritrina. Durante os experimentos foram monitoradas a densidade celular, taxa específica de crescimento, densidade óptica, concentração de ficoeritrina, temperatura e pH. Os resultados demonstraram que a microalga foi capaz de se adaptar ao efluente aquícola, apresentando crescimento semelhante ou superior ao tratamento controle em diferentes fases do cultivo. No primeiro experimento, o efluente promoveu maiores densidades celulares ao final do período experimental, indicando disponibilidade contínua de nutrientes. No segundo experimento, ambos os tratamentos sustentaram o crescimento da microalga, sendo observado que a suplantação de ferro não aumentou a produção de biomassa e ficoeritrina. O pH e a temperatura permaneceram dentro de faixas adequadas ao desenvolvimento da espécie. De modo geral, os resultados confirmam o potencial do efluente proveniente de sistemas de recirculação aquícola como meio alternativo para o cultivo de *P. purpureum*, contribuindo simultaneamente para o reaproveitamento de nutrientes, redução do descarte de resíduos e produção sustentável de biomassa microalgal.

Palavras-chave: Sistema de recirculação aquícola; bioeconomia circular; microalgas; ficoeritrina; Divisão Rhodophyta

ABSTRACT

The increasing demand for more sustainable production systems has encouraged the use of microalgae in waste reutilization processes and the production of high-value biomass. In this context, the present study aimed to evaluate the growth and adaptability of the microalga *Porphyridium purpureum* using effluent from a recirculating aquaculture system (RAS) for *Pogonias courbina* as an alternative culture medium. Two independent experiments were conducted. In the first, performed on a small scale, microalgal growth was compared between synthetic f/2 medium and aquaculture effluent. In the second, carried out on a larger scale, the effect of iron supplementation in the effluent on cell growth and phycoerythrin production was evaluated. Throughout the experiments, cell density, specific growth rate, optical density, phycoerythrin concentration, temperature, and pH were monitored. The results demonstrated that the microalga was able to adapt to the aquaculture effluent, exhibiting growth similar to or greater than that observed in the control treatment during different cultivation stages. In the first experiment, the effluent promoted higher cell densities at the end of the experimental period, indicating continuous nutrient availability. In the second experiment, both treatments supported microalgal growth, and iron supplementation did not increase biomass or phycoerythrin production. The pH and temperature remained within suitable ranges for the development of the species throughout the cultivation period. Overall, the results demonstrate the potential of effluent from recirculating aquaculture systems as an alternative culture medium for *P. purpureum*, contributing simultaneously to nutrient recovery, reduction of waste discharge, and sustainable microalgal biomass production.

Keywords: Recirculating aquaculture system (RAS); circular bioeconomy; microalgae; phycoerythrin; Rhodophyta.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Representante da Divisão Rhodophyta	24
Figura 2. Morfologia das células de <i>Porphyridium purpureum</i> observadas em microscopia óptica, evidenciando o formato esférico característico da espécie.....	26
Figura 3. Estrutura do sistema de recirculação aquícola (RAS) utilizado no cultivo de <i>Pogonias courbina</i>	31
Figura 4. Juvenil de <i>Pogonias courbina</i> mantido em sistema de recirculação aquícola (RAS).	32
Figura 5. Unidades experimentais utilizadas no Experimento 1 no dia 0, evidenciando a distribuição dos tratamentos controle (meio f/2) e efluente, realizados em triplicata.	35
Figura 6. Disposição dos reatores dos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro no Dia 0 do experimento em grande escala, evidenciando a distribuição das unidades experimentais em triplicata.....	36
Figura 7. Crescimento celular da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período de cultivo nos tratamentos Controle e Efluente, expresso em células·mL ⁻¹	42
Figura 8. Taxa específica de crescimento (μ) de <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período experimental nos tratamentos Controle e Efluente.....	42
Figura 9. Densidade óptica da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período de cultivo nos tratamentos Controle e Efluente medida a 750nm.	43
Figura 10. Unidades experimentais dos tratamentos Controle e Efluente no início do cultivo (Dia 0-06-12), distribuídas em triplicata para avaliação do crescimento de <i>Porphyridium purpureum</i>	45
Figura 11. Concentração de ficoeritrina de <i>Porphyridium purpureum</i> nos tratamentos Controle e Efluente ao longo do período experimental, expressa em $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$	48
Figura 12. Temperatura do meio de cultivo da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período experimental nos tratamentos Controle e Efluente.....	49
Figura 13. pH do meio de cultivo da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período experimental nos tratamentos Controle e Efluente.....	51
Figura 14. Crescimento celular da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período de cultivo nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro, expresso em células·mL ⁻¹	54
Figura 15. Taxa específica de crescimento (μ) de <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período experimental nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro.	55
Figura 16. Desidade óptica da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período de cultivo nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro, medida a 750 nm. .	57

Figura 17. Disposição dos reatores dos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro, realizados em triplicata, no experimento em grande escala (Dia 0-5-10) com <i>Porphyridium purpureum</i>	59
Figura 18. Concentração de ficoeritrina de <i>Porphyridium purpureum</i> nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro ao longo do período experimental, expressa em $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$	61
Figura 19. Temperatura do meio de cultivo da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período experimental nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro.....	62
Figura 20. pH do meio de cultivo da microalga <i>Porphyridium purpureum</i> ao longo do período experimental nos tratamentos Efluente e Efluente + ferro.....	63

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Composição dos meios testados.	34
Tabela 2. Composição dos meios do segundo experimento.....	36

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	18
2	OBJETIVOS.....	21
2.1	Objetivo geral.....	21
2.2	Objetivos específicos.....	21
3	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	22
3.1	Microalgas	22
3.2	Divisão Rhodophyta	23
3.3	<i>Porphyridium purpureum</i>	24
3.4	Compostos bioativos produzidos por <i>Porphyridium purpureum</i>	26
3.5	Meios de cultivo	28
3.6	Uso de efluentes aquícolas no cultivo de microalgas	29
3.7	Sistemas de recirculação aquícola (RAS) e a dinâmica da nitrificação.....	30
3.8	<i>Pogonias courbina</i> : importância ecológica e aquícola	31
4	METODOLOGIA	33
4.1	Cultivo da microalga.....	33
4.2	Planejamento experimental e preparação	33
4.2.1	Experimento 1.....	33
4.2.2	Experimento 2.....	35
4.3	Análises.....	37
4.3.1	Crescimento celular	37
4.3.2	Taxa de crescimento celular	37
4.3.3	Densidade ótica e Ficobiliproteína.....	37
4.3.4	Temperatura e pH	38
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	38
5.1	Experimento 1.....	38
5.1.1	Crescimento celular	38
5.1.2	Densidade Ótica.....	43
5.1.3	Ficoeritrina.....	47
5.1.4	Temperatura e pH.....	48
5.2	Experimento 2.....	51
5.2.1	Crescimento celular	51
5.2.2	Densidade ótica	55
5.2.3	Ficoeritrina.....	59
5.2.4	Temperatura e pH.....	61

6	CONCLUSÃO	64
7	REFERÊNCIAS	1

1 INTRODUÇÃO

O interesse pelas microalgas tem se intensificado significativamente nas últimas décadas, impulsionado pela sua versatilidade biotecnológica e relevância ecológica. Esses microrganismos fotossintetizantes são capazes de converter dióxido de carbono (CO₂), luz solar e nutrientes minerais em biomassa rica em compostos de alto valor agregado, como pigmentos, proteínas, lipídios e polissacarídeos (SPOLAORE et al., 2006; BRENNAN; OWENDE, 2010). Essas características conferem às microalgas elevado potencial de aplicação em diversos setores, abrangendo desde a obtenção de biocombustíveis até a elaboração de produtos de interesse farmacêutico, cosmético e nutracêutico (JACUINDE-RUÍZ et al., 2024).

A importância das microalgas não se restringe ao uso comercial. Esses organismos são essenciais para a ecologia aquática, visto que constituem a base alimentar dos ecossistemas e colaboram ativamente para a regulação dos ciclos de carbono e oxigênio (LOURENÇO, 2006). Entre as diversas espécies marinhas estudadas, destaca-se *Porphyridium purpureum*, uma microalga vermelha unicelular pertencente ao filo Rhodophyta. Essa espécie é amplamente reconhecida pela sua capacidade de produzir ficobiliproteínas (como a ficoeritrina e a ficocianina), pigmentos naturais de intensa coloração e grande interesse industrial (GARCÍAGÓMEZ et al., 2025; LI et al., 2022).

Além disso, *P. purpureum* apresenta elevada capacidade de aclimação a diferentes condições ambientais, característica associada à sua resiliência fisiológica e à capacidade de utilizar diferentes composições nutricionais (HAN et al., 2024; VASILAKIS et al., 2025; ZAKER; AMERI, 2025). Dessa forma, destaca-se como uma candidata promissora para estudos de cultivo em meios alternativos, especialmente aqueles que utilizam efluentes de sistemas aquícolas como fonte de nutrientes (MACEDO et al., 2021).

A necessidade de desenvolver rotas sustentáveis para o cultivo de *P. purpureum* torna-se particularmente relevante no contexto da aquicultura intensiva. Os sistemas intensivos de piscicultura empregam a tecnologia de recirculação aquícola (RAS), que reutiliza continuamente a água após filtragem e oxigenação. Essa estratégia eleva a eficiência hídrica e auxilia na diminuição dos impactos ambientais da aquicultura (SAMPAIO, 2016). No entanto, apesar do tratamento interno, a água desses sistemas acumula resíduos como compostos nitrogenados, fósforo, vitaminas,

19 sais minerais e matéria orgânica, originados da alimentação e das excreções dos peixes (MARTINS et al., 2010). O nitrogênio proveniente das excreções dos peixes e da decomposição da matéria orgânica é liberado principalmente na forma de amônia ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$), a qual é posteriormente oxidada por bactérias autotróficas em nitrito e, subsequentemente, em nitrato (CHEN et al., 2006). Tal mecanismo justifica a concentração de nitrato no efluente, o qual, apesar de não apresentar toxicidade para os peixes em pequenas doses, constitui um agente com alto potencial eutrofizante se for descartado de modo incorreto no ambiente.

Contudo, alinhando-se aos princípios da bioeconomia circular, é possível reverter esse cenário: os nutrientes são assimilados pelas microalgas, que são capazes de remediar e reaproveitar esses compostos, transformando um resíduo em potencial matéria-prima biotecnológica (ABDEL-RAOUF et al., 2012; SILVA et al., 2017). Diante do desafio ambiental do descarte de efluentes, esta pesquisa concentra-se na água residual dos sistemas de recirculação empregados na produção de juvenis do peixe *Pogonias courbina*. Essa espécie marinha nativa é de elevada importância econômica e ecológica. Também denominada “miragaia”, a *P. courbina* pertence à família Sciaenidae, tendo sua ocorrência registrada ao longo da costa do Atlântico Sul, estendendo-se do Brasil até a Argentina (VAZ-DOS-SANTOS; ROSSIWONGTSCHOWSKI, 2005). Além disso, a espécie é considerada promissora para a aquicultura marinha em função da sua elevada adaptabilidade ao confinamento e da qualidade superior de sua carne (SOUZA et al., 2019). *P. courbina* encontra-se listada pela IUCN (União Internacional para a Conservação da Natureza) como vulnerável à extinção, devido à intensa captura durante suas migrações e períodos de reprodução (CHAO et al., 2015; HAIMOVICI et al., 2020; MACHADO et al., 2020).

Diante desse cenário, o desenvolvimento de técnicas de cultivo em cativeiro é apontado como uma alternativa sustentável para reduzir a pressão sobre os estoques naturais e favorecer programas de repovoamento. Assim, o uso da água residual desse sistema específico justifica a relevância do substrato para o estudo. Portanto, o propósito central desta pesquisa consiste em mensurar o desempenho de crescimento da microalga *P. purpureum* sob distintas condições de cultivo, empregando efluentes gerados pelo sistema de recirculação da piscicultura de *P. courbina*, com e sem suplementação de ferro.

Dessa forma, a integração entre o sistema de recirculação aquícola e o cultivo de *P. purpureum* configura uma estratégia promissora para reduzir o descarte de efluentes, promover a produção de biomassa de alto valor agregado e incentivar sistemas produtivos alinhados aos princípios da bioeconomia circular (ABDELRAOUF et al., 2012; SILVA et al., 2017). Com a realização deste estudo, pretende-se investigar o potencial do efluente aquícola como meio alternativo para o desenvolvimento da microalga e sua relevância para a consolidação de sistemas produtivos mais limpos, integrados e sustentáveis (ABDEL-RAOUF et al., 2012; SILVA et al., 2017).

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Validar o uso do efluente proveniente de sistemas de recirculação aquícola (RAS) de *Pogonias courbina* como meio para o cultivo da microalga *Porphyridium purpureum*, avaliando a viabilidade técnica e o potencial bioeconômico da espécie em diferentes escalas de cultivo.

2.2 Objetivos específicos

- Avaliar o crescimento da microalga *P. purpureum* em efluente proveniente de RAS de *P. courbina*;
 - Examinar a reprodutibilidade do uso do efluente como meio de cultivo;
 - Validar experimentalmente o cultivo em maior escala;
- Avaliar a viabilidade do efluente proveniente de sistema de recirculação aquícola (RAS) de *Pogonias courbina* como meio alternativo para o cultivo de *Porphyridium purpureum*.

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3.1 Microalgas

Microalgas As microalgas, ou fitoplâncton, constituem a base da cadeia trófica aquática, sendo responsáveis por sustentar grande parte da produtividade primária desses ecossistemas. Esses microrganismos fotossintetizantes apresentam uma grande capacidade de adaptação a diferentes condições ambientais, incluindo ambientes extremos, além de exibirem altas taxas de crescimento. Embora ocorram predominantemente em ambientes aquáticos, as microalgas também podem ser encontradas em superfícies terrestres úmidas, evidenciando sua ampla adaptabilidade ao ambiente (LOURENÇO, 2006; MATA et al., 2010).

As microalgas englobam uma grande variedade de grupos taxonômicos, podendo ocorrer tanto na forma de células unicelulares quanto organizadas em colônias. A diversidade metabólica desses organismos, aliada à possibilidade de controlar e otimizar as condições de cultivo, tornam as microalgas grande relevância como fontes renováveis para a produção de bioprodutos sustentáveis, consolidando seu papel como um dos principais pilares da biotecnologia (WANG et al., 2023).

O cultivo de microalgas tem se fortalecido nesse contexto devido à sua elevada eficiência fotossintética, frequentemente superior à observada em plantas terrestres. Segundo Richmond (2004), esses microrganismos possuem a capacidade de converter energia solar em biomassa rica em compostos orgânicos mesmo sob condições ambientais variadas. De acordo com Spolaore et al. (2006), essa versatilidade metabólica possibilita a aplicação das microalgas em diferentes setores, abrangendo desde a produção de biocombustíveis até a indústria farmacêutica de alta tecnologia.

Do ponto de vista nutricional, as microalgas apresentam elevado valor, sendo fontes ricas de proteínas de alta qualidade, aminoácidos essenciais, ácidos graxos poli-insaturados, vitaminas e minerais fundamentais para o metabolismo celular. Essa diversidade de nutrientes confere às microalgas expressivo potencial como suplemento alimentar para animais e seres humanos, contribuindo para a correção de deficiências nutricionais e para a otimização do desempenho fisiológico (KAVITHA et al., 2016; TSVETANOVA; YANKOV, 2022).

Além disso, segundo Ribeiro (2016), a utilização de microalgas apresenta diversas vantagens tanto sob o ponto de vista ambiental quanto biotecnológico. Esses

23 organismos destacam-se pela elevada eficiência fotossintética e pela alta capacidade de fixação de dióxido de carbono (CO₂), contribuindo para a redução de gases de efeito estufa. Também apresentam altas taxas de crescimento quando comparadas às plantas terrestres, possibilitando a rápida produção de biomassa. Soma-se a isso a capacidade de crescimento em meios alternativos, incluindo efluentes ricos em nutrientes, o que reduz custos de produção e impactos ambientais, além de não competir com culturas agrícolas, por não demandar solos férteis. Por fim, a versatilidade metabólica desses organismos permite direcionar a síntese de metabólitos por meio do controle das condições de cultivo.

Divisão Rhodophyta, grupo que reúne organismos com características estruturais, fisiológicas e pigmentares particulares.

3.2 Divisão Rhodophyta

A Divisão Rhodophyta (Figura 1) compreende um dos grupos mais antigos e diversos de algas eucarióticas fotossintetizantes, ocorrendo predominantemente em ambientes marinhos, embora algumas espécies também sejam encontradas em água doce. Estima-se que mais de 7.000 espécies de algas vermelhas já tenham sido descritas, distribuídas em cerca de 700 gêneros, apresentando ampla diversidade morfológica, que inclui desde formas unicelulares microscópicas até macroalgas multicelulares de maior porte (LEE, 2008; BRODIE et al., 2017).

Do ponto de vista fisiológico, as rodófitas apresentam um sistema fotossintético altamente especializado, no qual a clorofila a atua como pigmento primário, associada a ficobiliproteínas organizadas em complexos denominados ficobilissomas. Esses complexos são responsáveis pela captação da luz e pela transferência de energia para os centros de reação fotossintéticos. Entre os principais pigmentos presentes destacam-se a ficoeritrina, a ficocianina e a aloficocianina, que ampliam a capacidade de absorção da luz em diferentes comprimentos de onda do espectro visível, contribuindo para a coloração avermelhada característica desse grupo de algas e favorecendo a realização da fotossíntese em ambientes aquáticos com menor disponibilidade de luz (LOURENÇO, 2006; RICHMOND; HU, 2013).

Diferentemente do observado em plantas terrestres e algas verdes, os cloroplastos das rodófitas caracterizam-se pela ausência de grana, estruturas formadas pelo empilhamento de tilacoides, apresentando tilacoides isolados e 24

distribuídos individualmente no estroma. Outra característica marcante desse grupo é a ausência de fases flageladas ao longo do ciclo de vida. As rodófitas também armazenam sua reserva energética na forma de amido das florídeas, acumulado diretamente no citoplasma celular, característica fisiológica típica desse filo (LEE, 2008). Dentre os representantes desse grupo, destaca-se a *Porphyridium purpureum*, uma microalga unicelular amplamente estudada devido às suas características fisiológicas e ao seu elevado potencial biotecnológico.

Figura 1. Representante da Divisão Rhodophyta



Fonte: Adaptado de iNaturalist (2025).

3.3 *Porphyridium purpureum*

A microalga *Porphyridium purpureum* (Figura 2) é um microrganismo fotossintetizante pertencente à divisão Rhodophyta, classe Porphyridiophyceae e ordem Porphyridiales. Trata-se de uma rodófito unicelular marinha amplamente estudada em pesquisas relacionadas à fisiologia de microalgas, sistemática e aplicações biotecnológicas.

P. purpureum, é considerada um dos representantes mais primitivos e estudados das algas vermelhas unicelulares, sendo frequentemente utilizada como organismo modelo em pesquisas relacionadas à evolução dos cloroplastos e aos mecanismos fotossintéticos presentes nas rodófitas (VONSHAK; RICHMOND, 1988; LOURENÇO, 2006).

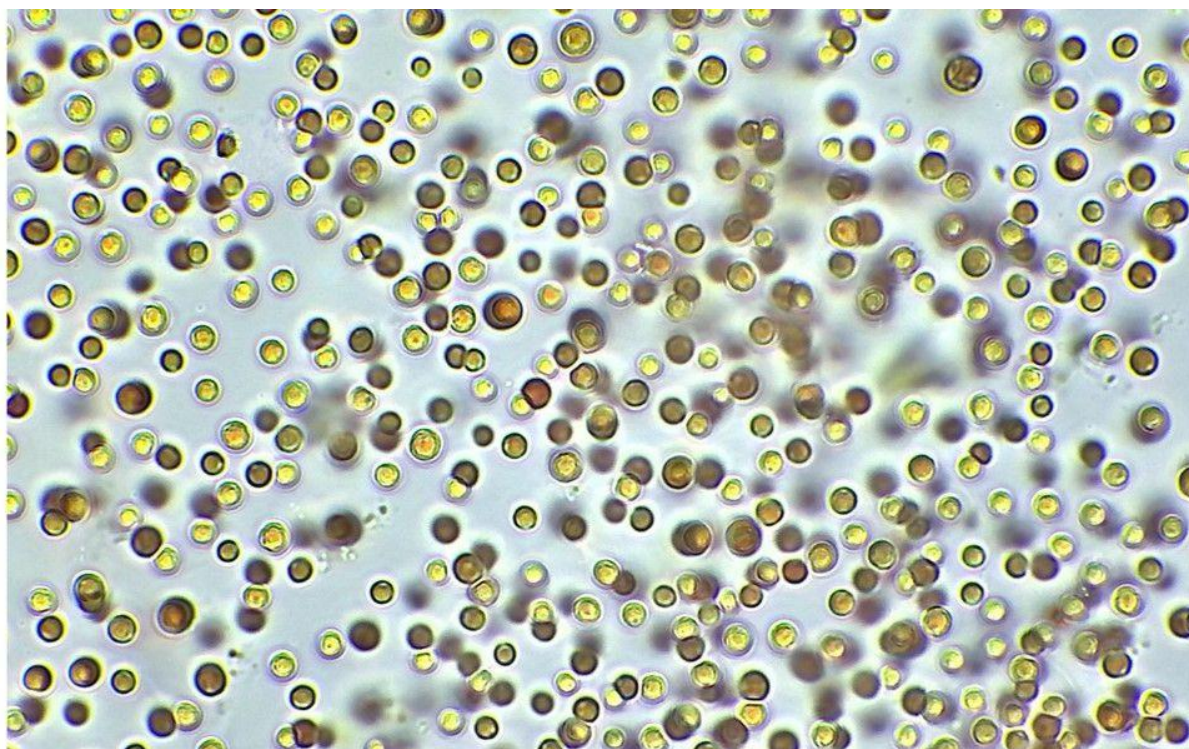
Morfologicamente, *P. purpureum* apresenta células geralmente esféricas ou levemente elipsoidais, com dimensões que variam entre aproximadamente 7 e 12 µm de diâmetro (COTAS et al., 2020; LI et al., 2021). Uma característica estrutural importante dessa espécie é a ausência de uma parede celular rígida, como ocorre em muitas outras microalgas. Em vez disso, suas células são envolvidas por uma espessa camada mucilaginosa formada principalmente por polissacarídeos extracelulares sulfatados. Essa substância é produzida pela própria célula e liberada para o meio externo, formando uma espécie de cápsula gelatinosa ao redor da microalga (ARAD et al., 1988). Essa camada mucilaginosa desempenha funções importantes na fisiologia da microalga, atuando como uma barreira protetora contra variações ambientais, como estresse osmótico, ressecamento e a presença de microrganismos no meio. Além disso, essa matriz extracelular pode contribuir para a estabilidade celular e para a interação da microalga com o ambiente aquático em que se desenvolve (COHEN, 1999; ARAD, LERNER; COHEN, 1993).

Em relação à estrutura celular, *Porphyridium purpureum* apresenta um único cloroplasto de grandes dimensões, geralmente descrito como estrelado e localizado na região central da célula. Nesse cloroplasto encontra-se o pirenóide, estrutura associada à fixação de dióxido de carbono (CO₂) durante a fotossíntese. Associados ao sistema fotossintético estão pigmentos acessórios característicos das rodófitas, como ficoeritrina, ficocianina e aloficocianina, responsáveis pela captação de luz e pela coloração avermelhada típica da microalga além de clorofila α e carotenoides acessórios. Esses pigmentos ampliam a absorção de diferentes comprimentos de onda da luz, favorecendo o desempenho fotossintético em ambientes aquáticos (GANTT; CONTI, 1965; RICHMOND; HU, 2013).

Do ponto de vista ecológico, *P. purpureum* apresenta notável capacidade de adaptação a diferentes condições ambientais. Embora seja predominantemente classificada como uma espécie marinha, a microalga também pode ser encontrada em ambientes estuarinos e em superfícies úmidas expostas à influência marinha, como rochas e sedimentos da zona costeira (ARAD, LERNER; COHEN, 1993). *Porphyridium purpureum* tem sido amplamente utilizada em estudos laboratoriais envolvendo crescimento de microalgas, produção de biomassa e avaliação de diferentes condições de cultivo. Essas características tornam a espécie particularmente relevante em pesquisas relacionadas à fisiologia de microalgas e à 26

exploração de seu potencial biotecnológico (BOROWITZKA, 2013; LOURENÇO, 2006). Além disso, a espécie se destaca pela capacidade de sintetizar diversos metabólitos de interesse econômico e industrial, os quais têm ampliado seu potencial de aplicação em diferentes áreas da biotecnologia.

Figura 2. Morfologia das células de *Porphyridium purpureum* observadas em microscopia óptica, evidenciando o formato esférico característico da espécie.



Fonte: AlgaSul

3.4 Compostos bioativos produzidos por *Porphyridium purpureum*

A microalga *Porphyridium purpureum* tem sido amplamente estudada devido à sua capacidade de produzir diferentes compostos bioativos de interesse biotecnológico. Essa espécie é capaz de sintetizar simultaneamente metabólitos primários e secundários com propriedades biológicas relevantes, o que tem despertado interesse em áreas como biotecnologia, farmacologia e indústria de alimentos. (TSVETANOVA; YANKOV, 2022).

Entre os principais metabólitos produzidos pela *P. purpureum*, encontram-se os polissacarídeos extracelulares sulfatados (EPS), que são secretados pela célula e formam a matriz mucilaginosa característica que envolve a microalga. Além de exercer função estrutural e protetora, esses compostos apresentam elevado interesse

biotecnológico. Segundo Arad e Levy-Ontman (2010), esses polissacarídeos possuem uma estrutura química complexa composta principalmente por xilose, galactose e glicose, além de grupos sulfato que conferem carga negativa à molécula. Essa característica favorece interações com diferentes biomoléculas e tem sido associada a propriedades biológicas importantes, incluindo atividade antiviral e imunomoduladora (BERNAERTS et al., 2019; SUN et al., 2022). Outro grupo de compostos relevantes corresponde às ficobiliproteínas, especialmente a B-ficoeritrina, pigmento característico das algas vermelhas. Além de sua função no processo fotossintético, atuando na captação de energia luminosa, a ficoeritrina apresenta elevado valor comercial devido às suas propriedades fluorescentes. Por essa razão, esse pigmento tem sido amplamente utilizado como marcador fluorescente em análises biomoleculares, incluindo técnicas de citometria de fluxo. Estudos também indicam que a ficoeritrina apresenta atividade antioxidante significativa, associada à sua capacidade de neutralizar radicais livres (BERNALES et al., 2019 COTAS et al., 2020).

Entre os metabólitos lipídicos, a *P. purpureum* também se destaca pela produção de ácidos graxos poli-insaturados de cadeia longa, especialmente o ácido araquidônico (ARA) e o ácido eicosapentaenoico (EPA). Esses compostos desempenham funções importantes no metabolismo humano, atuando como precursores de moléculas envolvidas em processos inflamatórios e imunológicos. De acordo com Sathasivam et al. (2019) espécies do gênero *Porphyridium* estão entre as poucas fontes vegetais capazes de acumular quantidades significativas de ácido araquidônico. A produção simultânea de EPA e ARA torna essa microalga particularmente interessante para aplicações na indústria de nutraceuticos, sendo considerada uma alternativa sustentável às fontes tradicionais derivadas de organismos marinhos (REZANKA et al., 2004; RICHMOND; HU, 2013).

Além desses metabólitos principais, a biomassa de *P. purpureum* também pode conter outros compostos com atividade biológica, como carotenoides, tocoferóis e compostos fenólicos. Embora geralmente presentes em menores concentrações, essas moléculas contribuem para o potencial antioxidante da microalga e ampliam suas possibilidades de aplicação nas indústrias alimentícia, farmacêutica e cosméticos. A produção e o acúmulo desses compostos bioativos estão diretamente relacionados às condições de cultivo às quais a microalga é submetida, especialmente

28 à disponibilidade de nutrientes e à composição do meio utilizado. Dessa forma, o conhecimento dos meios de cultivo torna-se fundamental para compreender e otimizar o crescimento celular e a síntese de metabólitos de interesse biotecnológico. (GUILGUERRERO et al., 2000)

3.5 Meios de cultivo

O crescimento de microalgas em cultivo está diretamente relacionado à disponibilidade de nutrientes e às condições físico-químicas do meio, fatores essenciais para o desenvolvimento celular, produção de biomassa e síntese de metabólitos de interesse. Dessa forma, os meios de cultivo são formulados para fornecer os elementos necessários ao metabolismo da microalga, incluindo macronutrientes, micronutrientes, vitaminas e fontes de carbono (LOURENÇO, 2006).

Entre os macronutrientes mais importantes presentes nos meios de cultivo destacam-se nitrogênio, fósforo, enxofre, potássio, cálcio e magnésio, os quais participam de processos metabólicos fundamentais, como a síntese de proteínas, ácidos nucleicos e componentes estruturais da célula. Já os micronutrientes, como ferro, manganês, zinco, cobre e molibdênio, atuam principalmente como cofatores enzimáticos e, mesmo em baixas concentrações, são essenciais para o crescimento e o funcionamento metabólico das microalgas (CHENG et al., 2019); LOURENÇO, 2006). Entre os meios de cultivo mais utilizados em experimentos laboratoriais destaca-se o meio f/2 de Guillard, amplamente empregado no cultivo de microalgas marinhas. Esse meio apresenta concentrações balanceadas de nitrato e fosfato como principais fontes de nitrogênio e fósforo, além de vitaminas e solução de metais traço, proporcionando condições adequadas para o crescimento de diversas espécies microalgais (GUILLARD, 1975). Além dos meios sintéticos tradicionais, estudos também têm investigado o uso de efluentes e resíduos orgânicos como alternativa para o cultivo de microalgas. Esses substratos podem fornecer nutrientes suficientes para o desenvolvimento microalgal, ao mesmo tempo em que contribuem para processos de biorremediação e para o reaproveitamento de nutrientes presentes em sistemas aquícolas e efluentes industriais (LOURENÇO, 2006; CHISTI, 2007).

Assim, a escolha do meio de cultivo adequado depende da espécie de microalga, das condições experimentais e dos objetivos do cultivo, podendo 29 influenciar diretamente o crescimento celular, a produtividade e a composição

bioquímica da biomassa produzida. Nesse contexto, tem crescido o interesse pela utilização de fontes alternativas de nutrientes capazes de reduzir os custos de produção e aumentar a sustentabilidade dos sistemas de cultivo. Entre essas alternativas, destacam-se os efluentes provenientes de atividades aquícolas, que podem ser reaproveitados como meio de cultivo devido à sua elevada concentração de nutrientes (RAHMAN et al., 2021; KUMAR et al., 2022).

3.6 Uso de efluentes aquícolas no cultivo de microalgas

O uso de efluentes provenientes de sistemas aquícolas tem sido amplamente investigado como alternativa sustentável para o cultivo de microalgas. Esses efluentes são caracterizados pela presença de elevadas concentrações de nutrientes, especialmente compostos nitrogenados e fosfatados, oriundos da excreção dos organismos cultivados e da decomposição de matéria orgânica, como restos de ração e fezes. Dessa forma, esses resíduos podem ser reaproveitados como fonte nutricional para o crescimento microalgal, reduzindo a necessidade de suplementação de meios sintéticos (LOURENÇO, 2006; (SILVA, 2024).

Nesse contexto, a integração entre sistemas aquícolas e o cultivo de microalgas tem sido considerada uma estratégia promissora para o aproveitamento de nutrientes e mitigação de impactos ambientais. As microalgas são capazes de assimilar compostos dissolvidos na água, como nitrato, amônia e fosfato, contribuindo para a remoção desses nutrientes e para a melhoria da qualidade do efluente. Além disso, esse processo possibilita a produção simultânea de biomassa microalgal com potencial aplicação biotecnológica, agregando valor ao sistema produtivo (SILVA, 2024).

Assim, o reaproveitamento de efluentes de sistemas de recirculação aquícola (RAS) no cultivo de microalgas representa uma abordagem integrada que alia a produção de organismos aquáticos à recuperação de nutrientes, contribuindo para o desenvolvimento de sistemas mais sustentáveis e eficientes. Considerando que a composição química desses efluentes está diretamente relacionada aos processos de tratamento da água realizados nos sistemas de recirculação, torna-se importante compreender o funcionamento dos RAS e os mecanismos responsáveis pela transformação dos compostos nitrogenados presentes nesses sistemas.

3.7 Sistemas de recirculação aquícola (RAS) e a dinâmica da nitrificação

Os sistemas de recirculação aquícola (RAS – Recirculating Aquaculture Systems) (Figura 3) consistem em sistemas de cultivo nos quais a água é continuamente tratada e reutilizada por meio de diferentes etapas de filtragem, permitindo sua recirculação dentro do próprio sistema. Essa característica possibilita a redução do consumo de água e proporciona maior controle das condições ambientais de cultivo, como qualidade da água, oxigenação e temperatura (SAMPAIO, 2016).

Nesses sistemas, a manutenção da qualidade da água é realizada por meio de diferentes processos de tratamento, incluindo a remoção de sólidos, filtração mecânica e biofiltração. Durante o cultivo, os organismos aquáticos liberam resíduos metabólicos no ambiente, sendo a amônia um dos principais compostos nitrogenados presentes na água. Esse composto é produzido principalmente pela excreção dos peixes e pela decomposição de matéria orgânica, como restos de ração e fezes. Em concentrações elevadas, a amônia pode apresentar efeitos tóxicos, tornando essencial o controle desses compostos nos sistemas de cultivo (BOYD, 2015).

Nesse contexto, a nitrificação desempenha papel fundamental na manutenção da qualidade da água em sistemas RAS. Esse processo biológico consiste na oxidação da amônia em nitrito e, posteriormente, na conversão do nitrito em nitrato, sendo realizado por bactérias nitrificantes presentes nos biofiltros. A primeira etapa da nitrificação é realizada principalmente por bactérias do gênero *Nitrosomonas*, responsáveis pela conversão da amônia em nitrito. Em seguida, bactérias como *Nitrobacter* promovem a oxidação do nitrito em nitrato, composto menos tóxico para os organismos aquáticos (MADIGAN et al., 2015).

A dinâmica desse ciclo é influenciada por fatores como a disponibilidade de oxigênio dissolvido, o pH e a área de superfície disponível para a colonização bacteriana nos elementos plásticos do biofiltro. De acordo com Sampaio (2016), a manutenção de um ambiente estável é o que permite que a comunidade microbiana execute a nitrificação de forma eficiente, garantindo que o efluente gerado possua as características ideais para ser reaproveitado. Dessa forma, o resíduo do sistema deixa de ser um poluente potencial e passa a ser visto como um insumo rico em nutrientes oxidados, apresentando grande potencial para o cultivo de microalgas em modelos de bioeconomia circular. Entre os organismos cultivados em sistemas de recirculação

aquícola capazes de gerar efluentes com potencial de reaproveitamento, destaca-se a espécie marinha *Pogonias courbina*, cuja relevância ecológica e produtiva tem impulsionado seu uso na aquicultura brasileira.

Figura 3. Estrutura do sistema de recirculação aquícola (RAS) utilizado no cultivo de *Pogonias courbina*.



3.8 *Pogonias courbina*: importância ecológica e aquícola

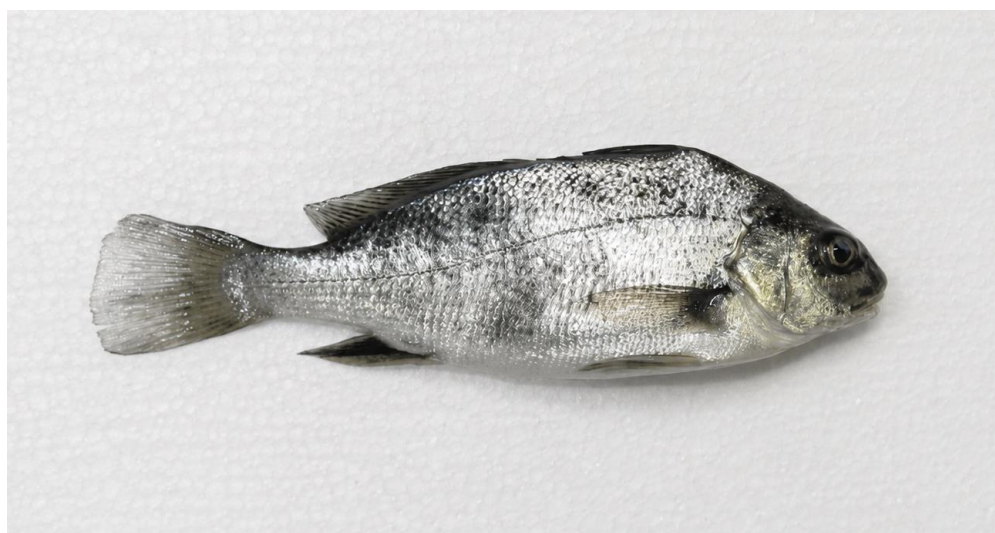
A espécie marinha nativa *Pogonias courbina*, conhecida popularmente como miragaia ou corvina (Figura 4), pertence à família Sciaenidae e ocorre ao longo da costa do Atlântico Sul Ocidental, desde o Brasil até a Argentina, sendo frequentemente encontrada em regiões costeiras e estuarinas. Nesses ambientes, desempenha importante papel ecológico, participando das cadeias tróficas e utilizando áreas estuarinas como locais de alimentação e crescimento ao longo de diferentes fases do seu ciclo de vida (VAZ-DOS-SANTOS; ROSSIWONGTSCHOWSKI, 2005; AZPELICUETA et al., 2019).

Além de sua relevância ecológica, a espécie possui grande importância para a pesca artesanal e comercial, sendo valorizada devido à qualidade de sua carne e ao seu potencial de crescimento. Além disso, *P. courbina* tem sido considerada uma

espécie promissora para a aquicultura marinha, em função de sua boa adaptabilidade ao confinamento e desempenho em condições controladas de cultivo (SOUZA et al., 2019; SAMPAIO, 2016). Entretanto, a intensa exploração pesqueira ao longo das últimas décadas tem contribuído para a redução dos estoques naturais, especialmente durante períodos reprodutivos e migratórios. Como consequência, a espécie encontra-se classificada como vulnerável à extinção pela IUCN (União Internacional para a Conservação da Natureza), evidenciando a necessidade de medidas de conservação e manejo sustentável (CHAO et al., 2015; HAIMOVICI et al., 2020; MACHADO et al., 2020; SAMPAIO, 2016).

Diante desse cenário, o desenvolvimento de técnicas de cultivo em cativeiro tem sido apontado como uma alternativa sustentável para reduzir a pressão sobre os estoques naturais. Nesse sentido, estudos recentes têm investigado aspectos relacionados à reprodução, fisiologia e crescimento de *P. courbina* em condições controladas, demonstrando que fatores ambientais, como temperatura e qualidade da água, influenciam diretamente o desempenho fisiológico e o crescimento de juvenis, evidenciando o potencial da espécie para produção em sistemas aquícolas, incluindo sistemas de recirculação de água (RAS) (SAMPAlO, 2016; KUROSKI et al., 2025).

Figura 4. Juvenil de *Pogonias courbina* mantido em sistema de recirculação aquícola (RAS).



Fonte: LAPEM (2025).

4 METODOLOGIA

4.1 Cultivo da microalga

Os experimentos foram conduzidos nas instalações da empresa AlgaSul - Biotecnologia de Microalgas, localizada na Avenida Itália, município de Rio Grande, RS-Brasil. A microalga *Porphyridium purpureum* (ASPP25) utilizada como inóculo foi fornecida pela própria empresa. A cepa era mantida em água do mar artificial com salinidade de 30 g/L enriquecida com meio f/2 (GUILLARD, 1975) e mantida em intensidade luminosa de 100 $\mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$ e fotoperíodo de 12 h:12 h (claro:escuro)

4.2 Planejamento experimental e preparação

Foram realizados dois experimentos independentes com a microalga *Porphyridium purpureum*. O primeiro experimento foi conduzido em pequena escala, no período de 30 de setembro a 12 de outubro de 2025, utilizando efluente proveniente de sistema de recirculação aquícola (RAS) e meio sintético f/2 como tratamentos. O segundo experimento foi realizado em maior escala, no período de 16 a 26 de outubro de 2025, utilizando efluente aquícola com e sem suplementação de ferro. Em ambos os experimentos, foram monitorados parâmetros físico-químicos e biológicos relacionados ao desenvolvimento da microalga.

4.2.1 Experimento 1

Foram estabelecidos dois tratamentos, realizados em triplicata, totalizando seis unidades experimentais com volume útil de 1 L (Figura 5). Os tratamentos consistiram em:

- Tratamento 1 (T1) (Controle), utilizando água marinha de captação filtrada enriquecida com meio f/2;
- Tratamento 2 (T2) (Efluente), utilizando água proveniente diretamente do sistema de recirculação aquícola de *Pogonias courbina*;

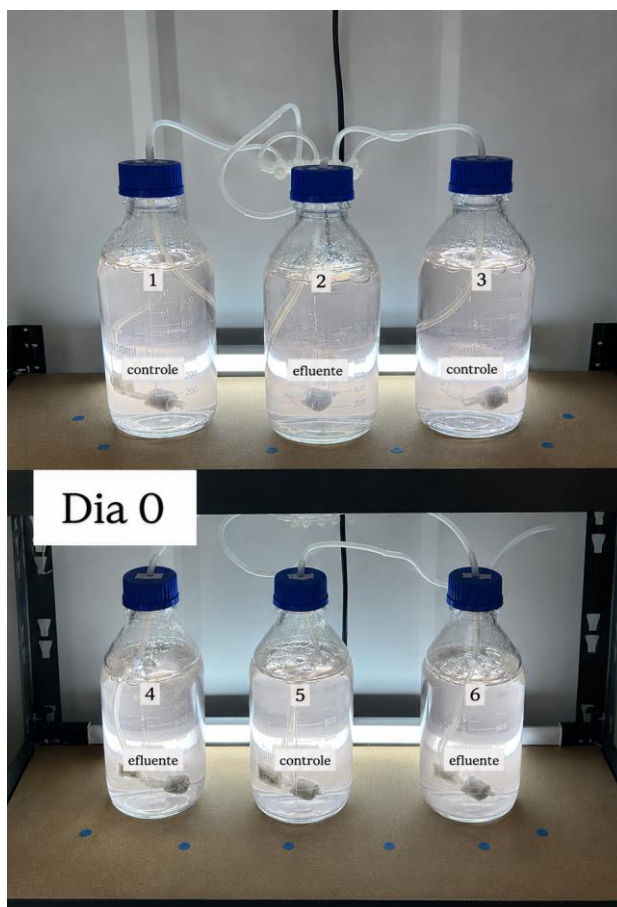
Para garantir as condições assépticas e evitar contaminações, todo o material de laboratório (vidrarias, pipetas, frascos e instrumentos), bem como a água de cultivo, foi autoclavada a 121 °C por 20 minutos (LOURENÇO, 2006). No início do experimento, foram ajustadas a salinidade de todos os tratamentos para 30 g/L e o pH para 8,2, parâmetros mantidos o mais constante possível, pois são

considerados ideais para o crescimento da microalga (LOURENÇO, 2006). As unidades experimentais foram mantidas sob iluminação artificial, utilizando lâmpadas LED com intensidade luminosa de $100 \mu\text{mol f\acute{o}tons m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. O sistema também recebeu aeração constante (24 h/dia) para homogeneização do meio e fornecimento de CO₂. O experimento foi conduzido durante 12 dias, sendo monitorados diariamente os parâmetros de pH, temperatura, densidade celular e densidade óptica a 750 nm (DO₇₅₀), além da realização de varredura espectrofotométrica para análise da ficoeritrina

Tabela 1. Composição dos meios testados.

Nutrientes	Concentrações (mg/L)	
	Meio f/2	Efluente
N na forma de NO ₃ ⁻	12,36	29,55
P na forma de PO ₄	1,10	2,40
Cloreto férrico	3,50	-
Sulfato de cobre	0,0098	-
Sulfato de zinco	0,022	-
Cloreto de cobalto	0,01	-
Cloreto de manganês	0,18	-
Molibdato de sódio	0,0063	-
EDTA	4,36	-
Tiamina (B ₁)	0,1	-
Biotina (B ₇)	0,0005	-
Cianocobalamina (B ₁₂)	0,0005	-

Figura 5. Unidades experimentais utilizadas no Experimento 1 no dia 0, evidenciando a distribuição dos tratamentos controle (meio f/2) e efluente, realizados em triplicata.



4.2.2 Experimento 2

O cultivo em grande escala foi conduzido em seis reatores de 16 L mantidos em estufa, totalizando seis unidades experimentais realizadas em triplicata (Figura 6). Foram estabelecidos dois tratamentos:

- Tratamento 1 (T1) (Efluente), utilizando água proveniente diretamente do sistema de recirculação aquícola de *Pogonias courbina*;
- Tratamento 2 (T2) (Efluente + ferro quelado), utilizando o mesmo efluente suplementado com ferro quelado na mesma concentração empregada no meio f/2, (GUILLARD, 1975).

A esterilização das vidrarias, frascos, água de cultivo e instrumentos foi realizada com solução de hipoclorito de sódio, visando minimizar possíveis 36 contaminações durante o experimento. Os reatores permaneceram sob aeração

constante (24 h/dia), garantindo a homogeneização do meio e o fornecimento contínuo de CO₂.

O experimento foi conduzido durante 11 dias sob condições naturais de luz e temperatura, sendo monitorados os parâmetros de pH, temperatura, densidade celular e densidade óptica a 750 nm (DO₇₅₀), além da realização de varredura espectrofotométrica para análise da ficoeritrina.

Tabela 2. Composição dos meios do segundo experimento.

Nutrientes	Concentrações (mg/L)	
	Efluente	Efluente + ferro
N na forma de NO ₃ ⁻	23,96	23,96
P na forma de PO ₄	3,76	3,76
Cloreto férrico	-	3,15
EDTA	-	4,36

Figura 6. Disposição dos reatores dos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro no Dia 0 do experimento em grande escala, evidenciando a distribuição das unidades experimentais em triplicata.



4.3 Análises

4.3.1 Crescimento celular

A densidade celular foi monitorada diariamente por meio de contagem em câmara de Neubauer sob microscopia óptica (Figura 2). Para a análise, foi coletada uma alíquota de 1 mL de cada amostra, posteriormente fixada com 50 µL de solução de Lugol em tubos do tipo Eppendorf. Em seguida, uma alíquota foi transferida para a câmara de Neubauer para realização da contagem direta das células. Após as contagens as amostras foram devidamente identificadas e mantidas protegidas da luz com papel alumínio até o momento das análises subsequentes.

4.3.2 Taxa de crescimento celular

A taxa de crescimento celular das microalgas foi determinada a partir da variação da densidade celular ao longo do período experimental, utilizando a fase exponencial de crescimento das culturas. Para o cálculo da taxa específica de crescimento (μ), foi utilizada a seguinte equação: Equação 1.

$$\mu(d^{-1}) = \frac{\ln(DCf) - \ln(DC_0)}{t - t_0}$$

Em que: μ corresponde à taxa específica de crescimento (d^{-1}); **DCf** representa a densidade celular final ($\text{células} \cdot \text{mL}^{-1}$); **DC₀** representa a densidade celular inicial ($\text{células} \cdot \text{mL}^{-1}$); **ln** corresponde ao logaritmo natural; **t** representa o tempo final do cultivo (dias); e **t₀** corresponde ao tempo inicial do cultivo (dias).

4.3.3 Densidade ótica e Ficobiliproteína

O crescimento da cultura foi acompanhado por métodos diretos e indiretos, permitindo uma análise precisa da cinética de crescimento. A densidade ótica (DO) foi determinada diariamente em espectrofotômetro no comprimento de onda de 750 nm, sendo esta medida utilizada para estimar a turbidez geral do meio e a concentração de biomassa em suspensão de forma rápida e não destrutiva (LOURENÇO, 2006). Além disso, nos 6º e 9º dias de cultivo, foi realizada uma varredura espectrofotométrica abrangendo o intervalo de 270 a 800 nm, com o objetivo de identificar variações nos picos de absorção de luz e mudanças na coloração do meio, fornecendo dados sobre o comportamento fisiológico e possíveis adaptações pigmentares frente aos tratamentos.

4.3.4 Temperatura e pH

O monitoramento das condições abióticas foi realizado diariamente para garantir a manutenção das condições ideais de cultivo. A temperatura foi registrada diariamente para assegurar que o metabolismo celular não fosse afetado por oscilações térmicas bruscas. Simultaneamente, o pH foi medido com o auxílio de um pHmetro digital, visto que este parâmetro atua como um indicador direto da atividade fotossintética; a fixação de CO₂ pelas microalgas altera o equilíbrio carbônico do meio, o que tende a elevar os valores de pH ao longo do período de cultivo (RICHMOND, 2004)

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Experimento 1

Durante 12 dias, avaliou-se o uso do efluente do sistema de recirculação aquícola (RAS) de *Pogonias courbina* como meio de cultivo para a microalga *Porphyridium purpureum*. O estudo teve como objetivo verificar o potencial de biorremediação do efluente e a viabilidade do cultivo da microalga, por meio da análise de 39 parâmetros físico-químicos e biológicos, incluindo temperatura, pH, densidade celular e óptica, taxa de crescimento e produção de ficoeritrina.

5.1.1 Crescimento celular

O crescimento celular de *Porphyridium purpureum* apresentou variação ao longo do período experimental (Figura 7), permitindo comparar a dinâmica populacional da microalga entre os tratamentos controle e efluente.

Nos primeiros dias (dia 0 e dia 1), não foram observadas diferenças entre os tratamentos ($p = 0,249$ e $p = 0,109$), com densidades médias de $21,83 \pm 6,21 \times 10^4$ e $15,00 \pm 12,23 \times 10^4$ células·mL⁻¹, respectivamente. Esse comportamento caracteriza a fase lag, indicando condições iniciais equivalentes e ausência de vantagem imediata entre os meios de cultivo. Esse padrão é consistente com o período de adaptação descrito para espécies do gênero *Porphyridium*. You e Barnett (2004) observaram uma fase lag de aproximadamente três dias para *Porphyridium cruentum*, com crescimento reduzido antes da intensificação da fase exponencial, o que também foi observado neste estudo, reforçando que a limitação inicial está associada à adaptação metabólica das células às condições do meio.

A partir do dia 2, conforme evidenciado (Figura 7), iniciou-se a fase exponencial. Nesse período, o controle apresentou $39,000 \pm 16,093 \times 10^4$ células·mL⁻¹, valor superior ao efluente, que registrou média de $11,000 \pm 2,000 \times 10^4$ células·mL⁻¹ ($p = 0,040$). No dia 3, o controle também apresentou densidade celular superior ao efluente, registrando $112,333 \pm 24,542 \times 10^4$ células·mL⁻¹, enquanto o efluente apresentou $47,000 \pm 24,637 \times 10^4$ células·mL⁻¹, havendo diferença significativa entre os tratamentos ($p = 0,031$). Esse comportamento indica que o crescimento inicial mais elevado no tratamento controle provavelmente ocorreu porque o inóculo foi previamente cultivado nesse mesmo meio, não sendo necessário um período de adaptação. Em contrapartida, as células inoculadas no efluente precisaram se ajustar às novas condições físico-químicas do meio antes de intensificarem o crescimento.

Em sistemas controlados, como demonstrado por Iqbal et al. (1993), o crescimento de *Porphyridium* depende fortemente da padronização de fatores como densidade de inóculo, aeração e intensidade luminosa, a partir disso, diferenças na composição do meio podem influenciar diretamente a velocidade de crescimento nas fases iniciais. Entre os dias 4 e 8, ainda dentro da fase exponencial, 40 não foram observadas diferenças significativas entre os tratamentos (p foi variando entre 0,318 e 0,055), com um aumento progressivo da densidade celular em ambos os grupos, atingindo valores como $101,00 \pm 36,89 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 4 e $484,170 \pm 164,47 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 8. Conforme observado na Figura 7, esse comportamento sugere que, após a fase de adaptação, as células foram capazes de explorar os recursos disponíveis em ambos os meios de forma semelhante. Esse padrão reforça a elevada adaptabilidade fisiológica do gênero *Porphyridium*. Estudos como o de Medina-Cabrera et al. (2020) demonstram que, diferentes condições de cultivo, especialmente a qualidade da luz, influenciam significativamente a produção de polissacarídeos extracelulares (EPS) e o desempenho fisiológico dessas microalgas, evidenciando sua capacidade de adaptação a diferentes ambientes. A partir do dia 9, ainda dentro da fase exponencial, ocorre uma inversão no padrão de crescimento, com o tratamento contendo efluente apresentando densidades significativamente superior ao controle ($p = 0,038$). Nesse dia, o efluente atingiu $796,000 \pm 166,469 \times 10^4$ células·mL⁻¹, enquanto o controle apresentou $431,667 \pm 123,419 \times 10^4$ células·mL⁻¹. Esse comportamento se intensificou nos dias seguintes, com o efluente alcançando

$978,667 \pm 325,365 \times 10^4$ (dia 10), $1046,000 \pm 271,424 \times 10^4$ (dia 11) e $1471,000 \pm 540,270 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 12, enquanto o controle apresentou redução para $318,000 \pm 89,406 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no último dia experimental. Essa inversão sugere que, enquanto o meio controle f/2 possivelmente atingiu a exaustão de seus recursos limitantes, o efluente de aquicultura atuou como uma fonte de liberação gradual de nutrientes. Sendo rico em compostos nitrogenados (amônia e nitrato) e fósforo, o efluente permite que a matéria orgânica seja mineralizada progressivamente por bactérias associadas, liberando nutrientes aos poucos e sustentando a fase exponencial por mais tempo (CAI; PARK; LI, 2013).

Esse comportamento observado na densidade celular (Figura 7) foi reforçado pela análise da taxa específica de crescimento (μ) apresentada (Figura 8), que permite compreender com maior detalhamento a dinâmica do crescimento ao longo do tempo. Com isso, a análise da taxa de crescimento indicou que os menores valores ocorreram nos dias 1 e 2 (0,046 e 0,099), enquanto o crescimento máximo foi observado no dia 5 (0,484), seguido pelos dias 6 (0,431) e 7 (0,422), caracterizando o pico da fase exponencial. 41 Os valores observados neste estudo foram superiores aos geralmente descritos para a espécie, cuja taxa de crescimento varia entre 0,14 e 0,22 dia⁻¹, podendo atingir até 0,233 dia⁻¹ (NOVOVESKÁ et al., 2023).

Entretanto, o período de maior crescimento foi compatível com o observado por Arashiro et al. (2020), que relataram crescimento mais intenso entre os dias 6 e 9 de cultivo. Após esse período, observou-se redução gradual da taxa de crescimento até o dia 12 (0,287), indicando tendência de entrada na fase estacionária, geralmente associada à limitação de nutrientes e ao acúmulo de metabólitos (SUA et al., 2020). O teste de Tukey ($p < 0,05$) confirmou a formação de grupos distintos ao longo do tempo, evidenciando que os dias iniciais diferem significativamente dos períodos de maior crescimento. Embora a análise global não tenha indicado efeito significativo do fator tratamento ($p > 0,05$), diferenças pontuais foram observadas ao longo do cultivo, especialmente nos dias finais, nos quais o efluente apresentou maiores densidades celulares em relação ao controle. Isso indica que o efeito do tratamento não foi consistente ao longo de todo o período experimental, mas apresentou desempenho superior em fases específicas do cultivo. Quando comparados com a literatura, os valores obtidos neste estudo foram expressivamente superiores. Iqbal et al. (1993) observaram densidades médias de aproximadamente $5,65 \times 10^6$ células·mL⁻¹,

enquanto neste estudo foram atingidos $1,47 \times 10^7$ células·mL⁻¹, cerca de 2,6 vezes maiores.

Da mesma forma, You e Barnett (2004) reportaram valores máximos próximos de 4×10^6 células·mL⁻¹, também inferiores aos observados neste trabalho. Essa diferença indica que o efluente não apenas sustentou o crescimento, mas promoveu um aumento expressivo da biomassa, possivelmente devido ao fornecimento contínuo de nutrientes. Diferente de meios sintéticos, nos quais os nutrientes podem ser rapidamente consumidos, o efluente pode atuar como uma fonte gradual de compostos, prolongando a fase exponencial de crescimento. No presente estudo, o aumento expressivo da densidade celular no tratamento com efluente sugere que, nas condições experimentais avaliadas, a disponibilidade de nutrientes foi o principal fator limitante do crescimento, uma vez que ambos os tratamentos foram conduzidos sob a mesma intensidade luminosa, reduzindo a influência de possíveis restrições associadas à luz. Comparando com Ben Hlima et al. (2020), que reportaram 154×10^4 células·mL⁻¹, os valores obtidos neste estudo foram 42 aproximadamente 9,5 vezes superiores. Essa diferença pode ser atribuída a fatores como espécie utilizada (*P. marinum* vs. *P. purpureum*), tempo de cultivo mais prolongado no estudo citado e possíveis limitações nutricionais ao longo do tempo.

No presente trabalho, o cultivo foi interrompido no 12º dia, ainda durante a fase de crescimento ativo, o que pode ter permitido a observação de valores elevados antes do início de possíveis limitações. A redução observada no tratamento controle entre os dias finais sugere uma possível limitação de recursos, enquanto o tratamento com efluente ainda apresentava disponibilidade nutricional para sustentar o crescimento."

De modo geral, os dados indicam que o efluente do sistema de recirculação aquícola apresenta elevado potencial como meio alternativo para o cultivo de *Porphyridium purpureum*, sendo capaz de sustentar o crescimento celular e, em fases mais avançadas, promover densidades superiores às observadas no meio controle e àquelas descritas na literatura.

Figura 7. Crescimento celular da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período de cultivo nos tratamentos Controle e Efluente, expresso em células·mL⁻¹.

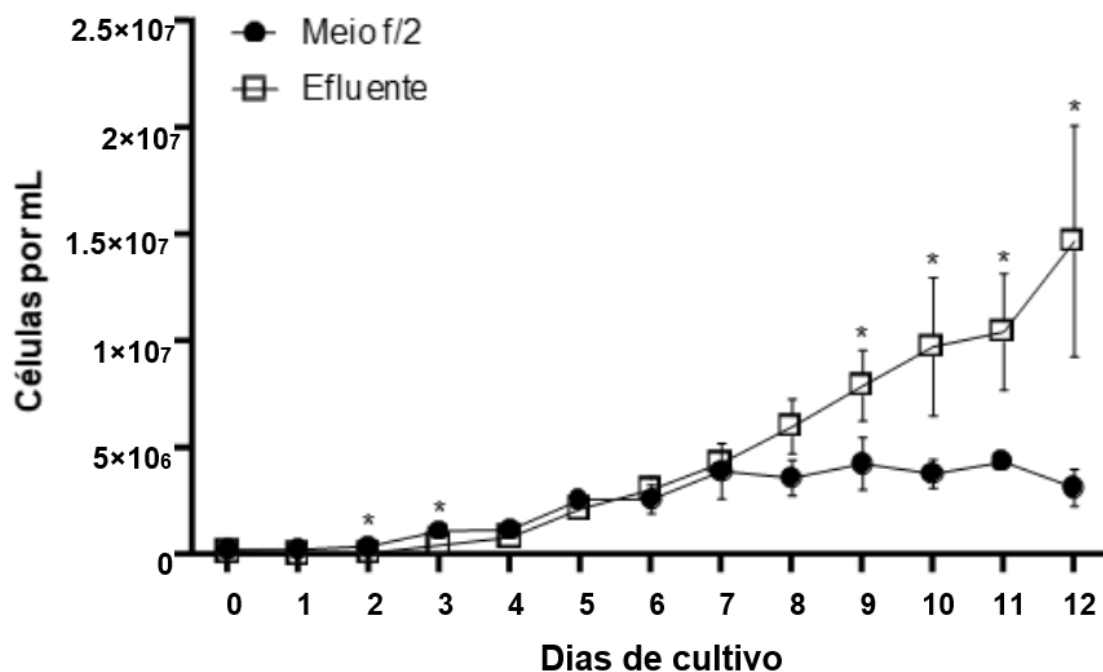
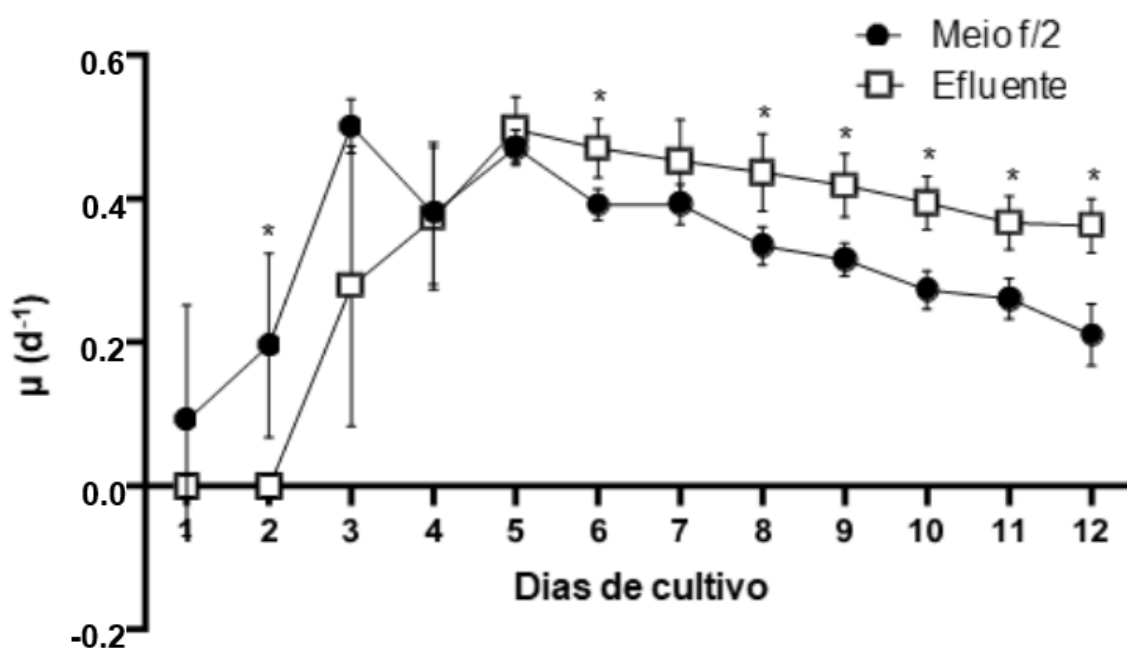


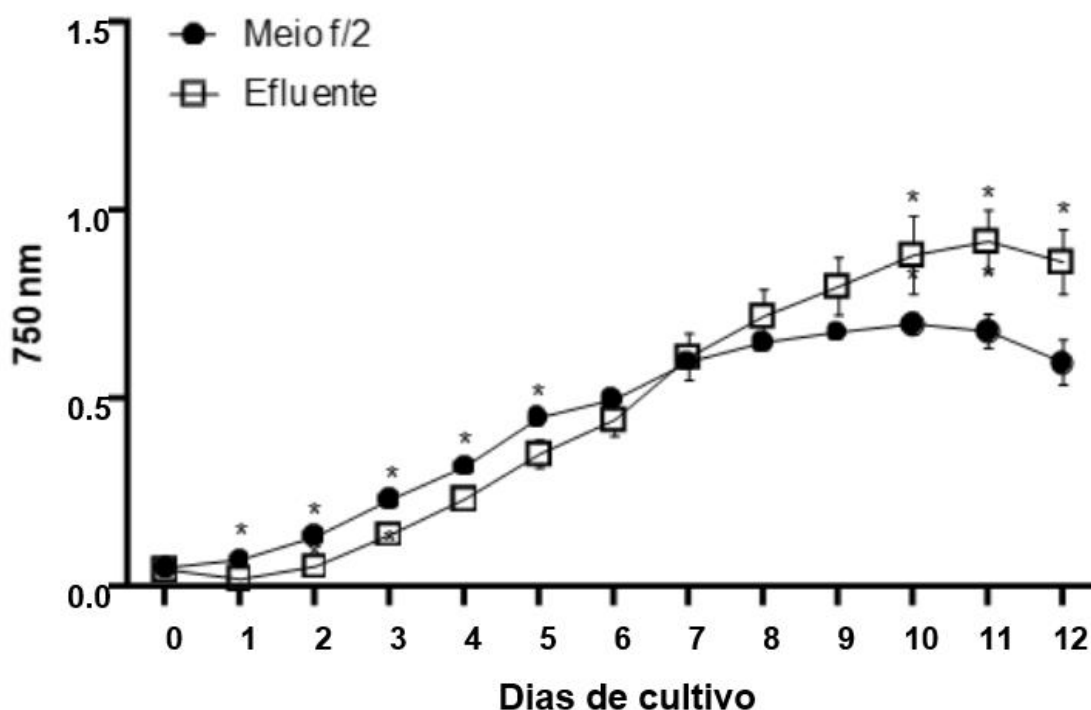
Figura 8. Taxa específica de crescimento (μ) de *Porphyridium purpureum* ao longo do período experimental nos tratamentos Controle e Efluente



5.1.2 Densidade Ótica

A densidade óptica a 750 nm (DO_{750}) ao longo dos doze dias de cultivo mostrou variações claras entre o controle e o tratamento com efluente (Figura 9). A utilização da DO_{750} como método indireto para estimativa da biomassa microalgal é amplamente descrita na literatura, sendo considerada uma ferramenta prática e confiável para o monitoramento do crescimento celular devido à forte relação entre absorbância e concentração de biomassa (Nielsen et al., 2021; Hotos & Bekiari, 2023). Além disso, por estar fora da faixa de absorção dos principais pigmentos fotossintéticos, a leitura em 750 nm está mais relacionada à turbidez da cultura do que ao conteúdo pigmentar, refletindo de maneira mais fiel o acúmulo de biomassa.

Figura 9. Densidade óptica da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período de cultivo nos tratamentos Controle e Efluente medida a 750nm.



No dia 0, ambos os tratamentos apresentaram valores muito próximos, tendo média conjunta de $0,05 \pm 0,01$ sem diferença entre eles ($p = 0,499$). Já no dia 1, observou-se diferença significativa entre os tratamentos: o controle apresentou $0,074 \pm 0,002$, enquanto o efluente apresentou $0,021 \pm 0,005$ ($p < 0,001$). No dia 2, essa

tendência permaneceu, com valores de $0,134 \pm 0,003$ no controle e $0,055 \pm 0,021$ no efluente ($p = 0,003$). No dia 3, o controle registrou $0,233 \pm 0,020$, enquanto o efluente apresentou $0,139 \pm 0,024$, novamente com diferença entre os tratamentos ($p = 0,006$). Essa diferença persistiu no dia 4, em que o controle atingiu $0,321 \pm 0,017$ e o efluente, $0,233 \pm 0,026$ ($p = 0,008$), também no dia 5, quando os valores foram de $0,452 \pm 0,024$ e $0,353 \pm 0,037$, respectivamente ($p = 0,017$).

Os menores valores observados no tratamento com efluente durante os primeiros dias sugerem uma fase inicial de adaptação da microalga às condições do meio de cultivo. Esse comportamento é comum em cultivos de microalgas submetidos a alterações nutricionais, uma vez que as células precisam reorganizar seu metabolismo antes de atingir crescimento mais acelerado LI, T. et al. (2022). Estudos com *Porphyridium purpureum* demonstram que fatores como disponibilidade de fósforo e fontes de carbono influenciam diretamente a produção de biomassa e o desenvolvimento celular, podendo tanto estimular quanto limitar o crescimento dependendo da concentração disponível no meio (Su et al., 2016). Dessa forma, é provável que a composição do efluente tenha provocado um estresse inicial nas células, refletindo nos menores valores de DO_{750} observados até o quinto dia de cultivo.

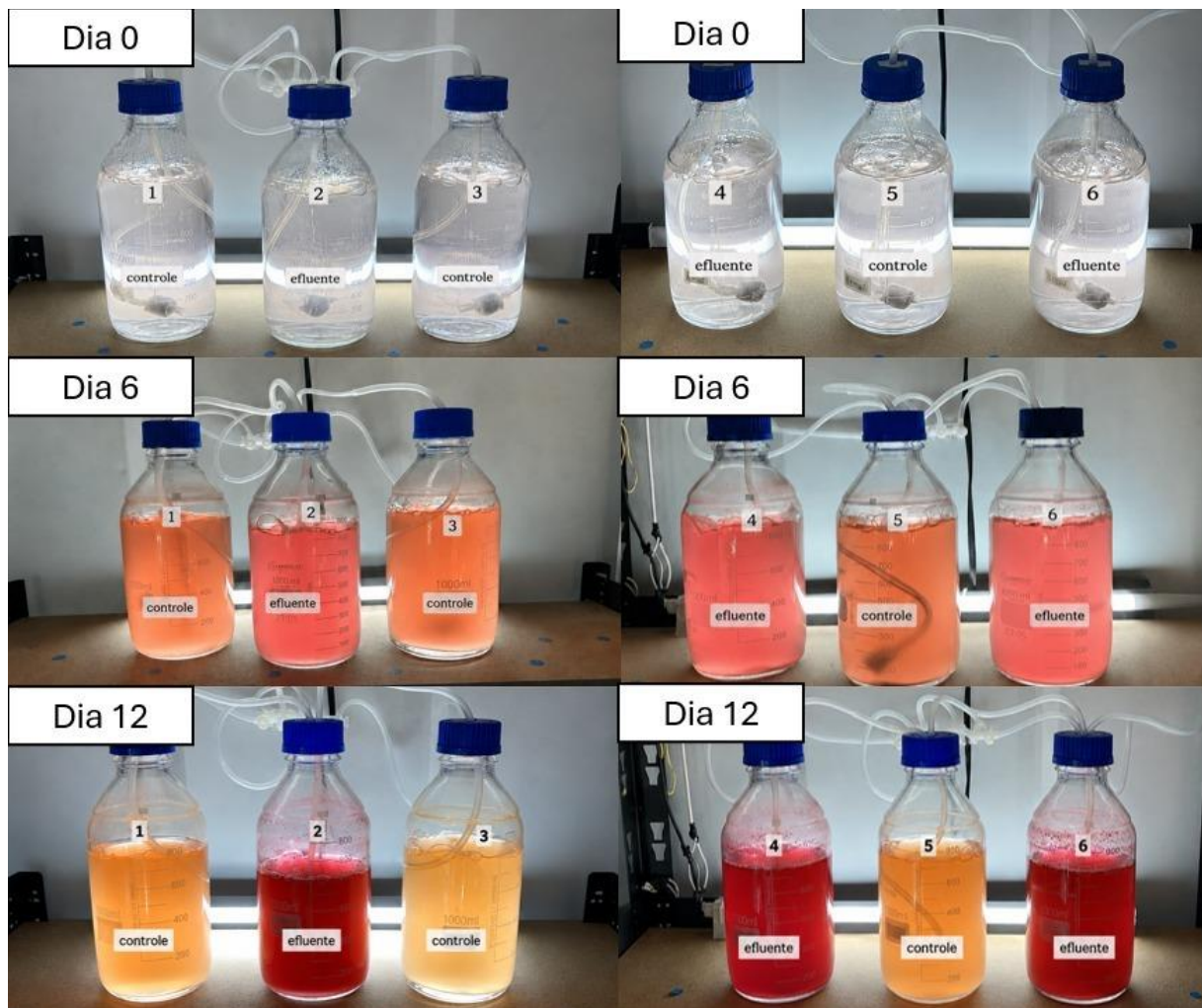
A partir do dia 6, observou-se uma convergência entre os grupos, não havendo diferença significativa entre os tratamentos até o dia 9. No dia 6, a média conjunta foi de $0,47 \pm 0,05$ ($p = 0,110$), seguida pelos dias 7 ($0,61 \pm 0,04$; $p = 0,783$), 8 ($0,69 \pm 0,04$; $p = 0,182$) e 9 ($0,74 \pm 0,08$). Esse comportamento indica que, após o período inicial de adaptação, as culturas cultivadas em efluente conseguiram recuperar o crescimento, apresentando desenvolvimento semelhante ao controle. Segundo Su et al. (2016), o crescimento das microalgas ocorre em diferentes fases fisiológicas, incluindo adaptação inicial, fase exponencial e posterior estabilização, sendo essas etapas fortemente influenciadas pelas condições nutricionais do meio.

Nos dias 10, 11 e 12, o tratamento com efluente apresentou valores superiores aos do controle. No dia 10, o controle registrou $0,702 \pm 0,029$, enquanto o efluente atingiu $0,881 \pm 0,103$, havendo diferença entre os grupos ($p = 0,045$). No dia 11, essa diferença manteve-se, com o controle apresentando $0,681 \pm 0,046$ e o efluente $0,918 \pm 0,081$ ($p = 0,020$). Por fim, no dia 12, a maior distinção entre os valores foi observada,

com o controle registrando $0,598 \pm 0,060$ e o efluente $0,862 \pm 0,087$, novamente com diferença estatística entre os tratamentos ($p = 0,012$).

O aumento mais acentuado da DO_{750} no tratamento com efluente ao final do experimento sugere que os nutrientes presentes nesse meio favoreceram o crescimento microalgal após o período de adaptação celular. Esse resultado reforça a viabilidade do uso de efluentes como fonte alternativa de nutrientes na bioeconomia circular. A eficiência desse monitoramento por densidade óptica é corroborada por Nielsen et al. (2021) e Tillich et al. (2014), que destacam a forte correlação entre a absorbância em 750 nm e a concentração de biomassa em sistemas de cultivo fototróficos

Figura 10. Unidades experimentais dos tratamentos Controle e Efluente no início do cultivo (Dia 0-06-12), distribuídas em triplicata para avaliação do crescimento de *Porphyridium purpureum*.



As alterações visuais observadas durante o cultivo de *Porphyridium purpureum* acompanharam os resultados obtidos para densidade celular e densidade óptica, permitindo identificar diferenças progressivas entre os tratamentos controle e efluente ao longo do período experimental.

No início do experimento (dia 0), ambos os tratamentos apresentavam aspecto visual semelhante, com baixa turbidez e coloração praticamente translúcida (Figura 10). Esse comportamento está associado à baixa concentração celular inicial e aos reduzidos valores de DO_{750} registrados nesse período, indicando que as culturas ainda se encontravam em fase de adaptação ao meio de cultivo.

No dia 6, observou-se aumento da coloração rosada em todos os cultivos, indicando crescimento celular e maior acúmulo de biomassa (Figura 10). Entretanto, os tratamentos contendo efluente apresentaram tonalidade rosa mais intensa em comparação ao controle, que permaneceu com coloração mais clara e alaranjada. Essa diferença visual sugere maior produção de pigmentos fotossintéticos no tratamento com efluente, especialmente ficoeritrina, principal ficobiliproteína responsável pela coloração avermelhada característica de *Porphyridium purpureum*. Além disso, os cultivos com efluente apresentaram maior turbidez, acompanhando os maiores valores de densidade óptica observados ao longo do cultivo (NIELSEN et al., 2021).

Ao final do experimento (dia 12), as diferenças entre os tratamentos tornaram-se ainda mais evidentes (Figura 10). Os cultivos contendo efluente apresentaram coloração vermelho-intensa e aspecto visual mais denso, enquanto os tratamentos controle exibiram coloração mais amarelada e menor intensidade pigmentária. Essa alteração de cor no controle pode estar relacionada à redução do crescimento celular e ao possível consumo de nutrientes do meio f/2, resultando em menor produção de pigmentos fotossintéticos e redução da biomassa microalgal. Já no tratamento com efluente, a manutenção da coloração vermelho intenso sugere maior atividade metabólica e continuidade do crescimento celular, resultado compatível com os maiores valores de densidade celular e DO_{750} registrados nos dias finais do experimento.

Também foi observada maior formação de espuma superficial nos tratamentos contendo efluente no dia 12 (Figura 10), possivelmente associada à maior produção de polissacarídeos extracelulares liberados pela microalga durante a fase exponencial

de crescimento. Espécies do gênero *Porphyridium* são reconhecidas pela elevada produção desses compostos, que podem alterar a viscosidade do meio e modificar a aparência das culturas (ARAD; LEVY-ON, 1988).

De modo geral, as alterações visuais observadas ao longo do cultivo reforçaram os resultados quantitativos obtidos para densidade celular e densidade óptica, demonstrando que o efluente aquícola favoreceu maior acúmulo de biomassa e intensificação da coloração característica de *Porphyridium purpureum* ao final do período experimental.

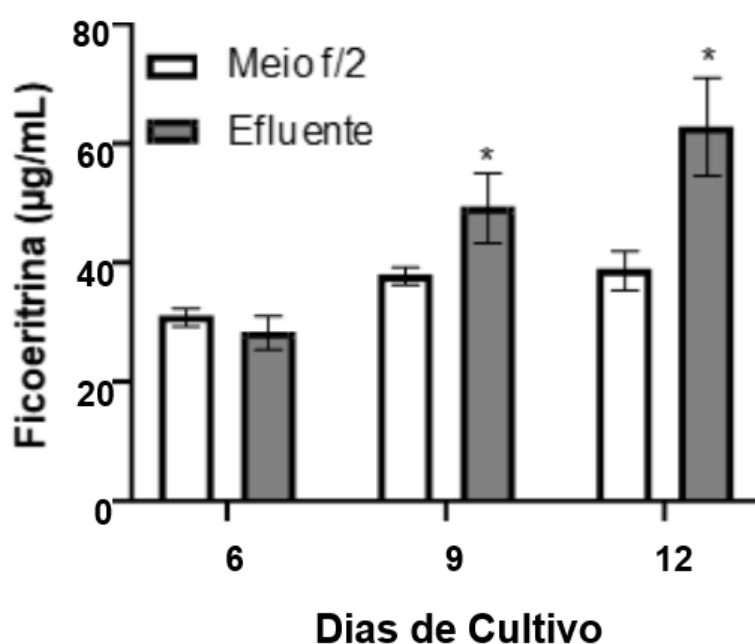
5.1.3 Ficoeritrina

Varreduras espectrofotométricas sistemáticas foram realizadas em três etapas distintas do cultivo, correspondentes ao início (dia 6), ao período intermediário (dia 9) e ao final do experimento (dia 12), visando à determinação do teor de ficoeritrina. A quantificação desse pigmento baseou-se nas leituras espectrofotométricas das ficobiliproteínas, integrando os valores de ficocianina e aloficocianina para o cálculo final das concentrações pigmentares. No dia 6, não houve diferença significativa entre os tratamentos, os quais apresentaram média conjunta de $0,028 \pm 0,002 \mu\text{g mL}^{-1}$ ($p = 0,234$). No dia 9, constatou-se variação significativa ($p = 0,031$): o tratamento controle registrou média de $0,038 \pm 0,001 \mu\text{g mL}^{-1}$ enquanto o tratamento com efluente atingiu $0,049 \pm 0,006$. Essa divergência acentuou-se no dia 12 ($p = 0,009$), com o controle mantendo-se em $0,039 \pm 0,003 \mu\text{g mL}^{-1}$ e o efluente alcançando o valor máximo de $0,063 \pm 0,008$. Em conjunto, esses resultados evidenciam que a inserção do efluente estimulou um maior acúmulo progressivo de ficoeritrina ao longo do período de cultivo, conforme apresentado (Figura 11).

O aumento da concentração de ficoeritrina no tratamento com efluente pode estar relacionado à maior disponibilidade de nutrientes no meio, favorecendo a atividade fotossintética e metabólica da microalga. Segundo Beer e Eshel (1985), a disponibilidade nutricional exerce influência direta sobre a síntese de pigmentos em organismos fotossintetizantes, estimulando o acúmulo de ficobiliproteínas em condições favoráveis de crescimento. De maneira semelhante, Pagels et al. (2019) observaram que alterações nas condições de cultivo podem modificar significativamente a produção de ficoeritrina, principalmente devido à adaptação

celular frente à disponibilidade de nutrientes e às condições ambientais. Os autores destacam que a ficoeritrina atua como um importante pigmento acessório na captação de luz, contribuindo para uma maior eficiência fotossintética. Além disso, os maiores valores observados nos dias finais do experimento sugerem que o efluente favoreceu a manutenção da atividade metabólica ao longo do cultivo. Resultados semelhantes também foram relatados por Ardiles et al. (2020), que verificaram aumento na produção de pigmentos em microalgas vermelhas cultivadas em condições enriquecidas, demonstrando que a composição do meio influencia diretamente a síntese desses compostos bioativos.

Figura 11. Concentração de ficoeritrina de *Porphyridium purpureum* nos tratamentos Controle e Efluente ao longo do período experimental, expressa em $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$.



5.1.4 Temperatura e pH

As temperaturas registradas ao longo do experimento mantiveram-se estáveis entre os dois tratamentos, apresentando valores muito próximos diariamente, conforme observado (Figura 12). A temperatura média geral foi de $22,7 \pm 1,8$ °C, com variações moderadas entre os dias, oscilando de 19,8 °C a 27,0 °C. Os desvios padrão

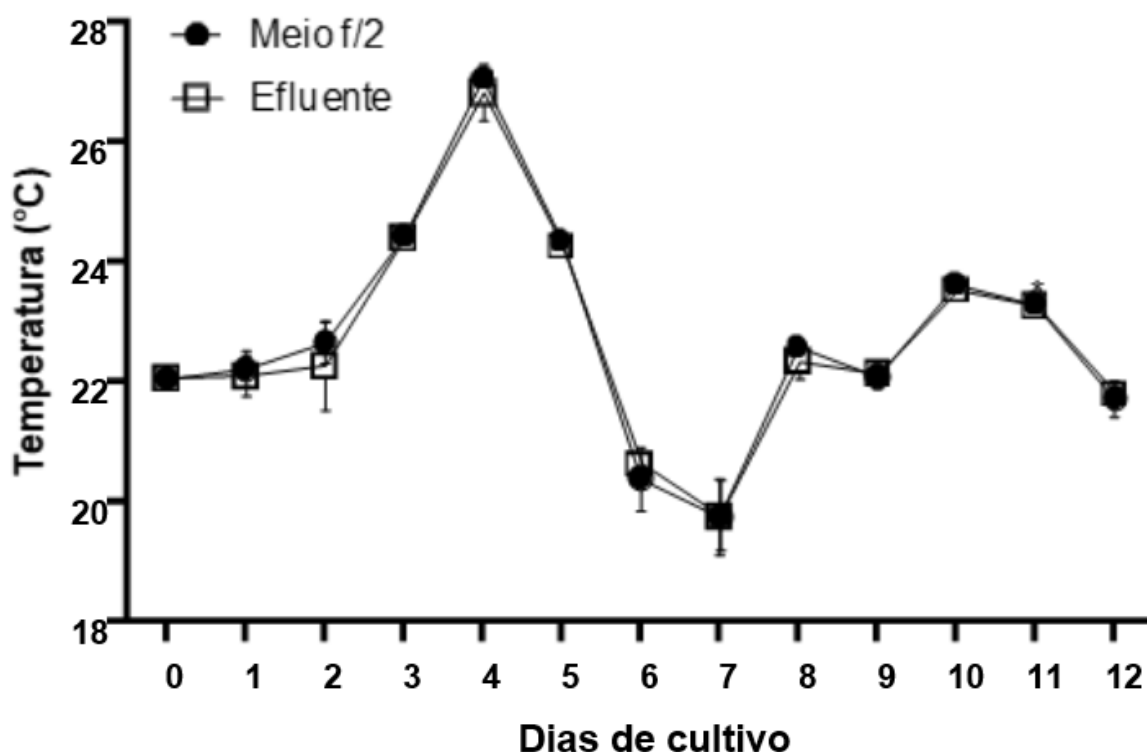
permaneceram baixos (0,06 a 0,61), indicando alta uniformidade nas condições térmicas.

Observa-se uma elevação gradual da temperatura entre os dias 2 e 4, atingindo um pico próximo a 27 °C, seguida por uma queda até o dia 7 (aproximadamente 20 °C). Posteriormente, houve uma recuperação térmica a partir do dia 8, com estabilização em torno de 22–24 °C até o final do experimento. Esse padrão foi semelhante em ambos os tratamentos, indicando que as variações térmicas foram independentes do tipo de meio de cultivo.

Essa faixa térmica está de acordo com a literatura para o cultivo de microalgas. Segundo Richmond (2004), a maioria das espécies apresenta crescimento ótimo entre 20 e 30 °C, enquanto Lourenço (2006) destaca que a temperatura regula diretamente o metabolismo celular e a eficiência fotossintética. Estudos com *Porphyridium purpureum*, como o de Nuutila (1991), também evidenciam a influência da temperatura sobre processos metabólicos, embora, dentro de faixas moderadas, essa microalga apresente relativa estabilidade fisiológica. De forma geral, microalgas possuem comportamento mesofílico, com crescimento favorecido entre 10 e 25 °C (NOVOVESKÁ et al., 2023).

Nesse contexto, a estabilidade térmica indica que a temperatura não foi um fator limitante, reforçando que as diferenças observadas entre os tratamentos estão mais relacionadas à composição nutricional do meio de cultivo.

Figura 12. Temperatura do meio de cultivo da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período experimental nos tratamentos Controle e Efluente.



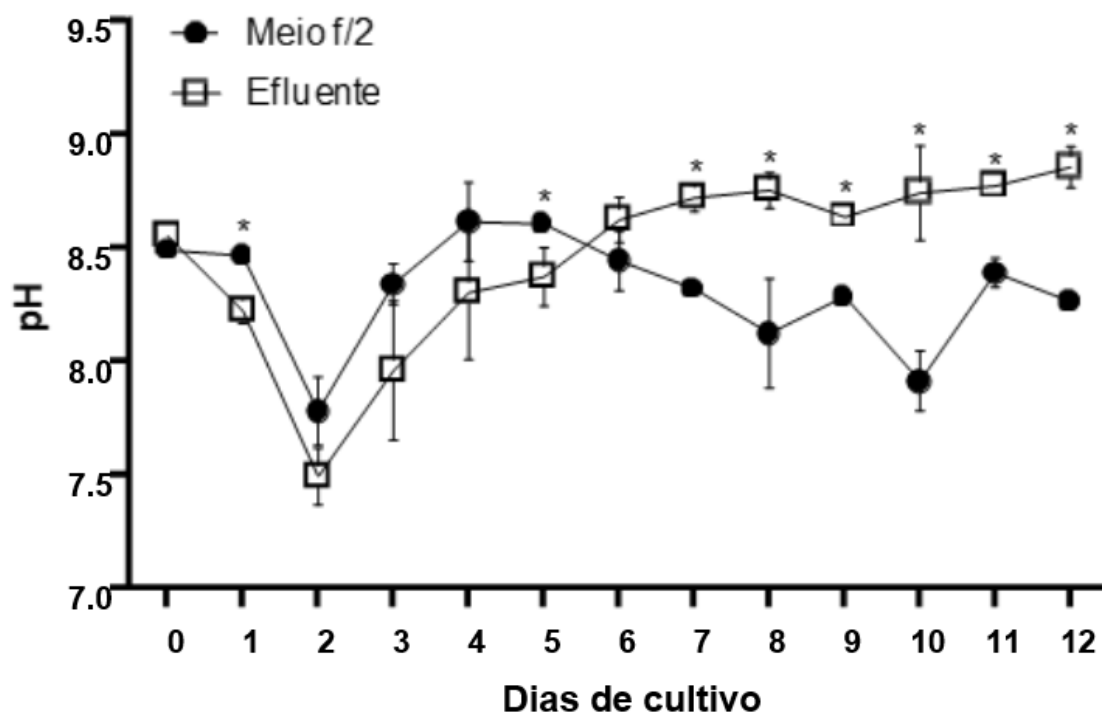
O pH manteve-se próximo entre os tratamentos ao longo do experimento, com valores variando de aproximadamente 7,5 a 8,9 (Figura 13). De forma geral, observouse uma queda inicial até o dia 2, seguida de recuperação e aumento gradual, tendência mais acentuada no tratamento com efluente.

Embora na maior parte do período os tratamentos tenham apresentado valores semelhantes, diferenças pontuais ocorreram em dias específicos, com destaque para médias mais elevadas no efluente a partir da fase intermediária do cultivo.

Esse aumento do pH, mais evidente no tratamento com efluente, está associado ao consumo de CO_2 durante a fotossíntese. A retirada de carbono inorgânico desloca o equilíbrio do sistema carbonato, reduzindo a formação de ácido carbônico e, conseqüentemente, elevando o pH do meio (RICHMOND, 2004; LOURENÇO, 2006). Esse comportamento é característico em sistemas com alta atividade metabólica e disponibilidade de nutrientes, como observado em cultivos utilizando efluentes (ARASHIRO et al., 2020).

Apesar das oscilações, o pH permaneceu dentro da faixa de tolerância para microalgas marinhas, indicando que este parâmetro não foi um fator limitante para o desenvolvimento da *P. purpureum*.

Figura 13. pH do meio de cultivo da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período experimental nos tratamentos Controle e Efluente.



5.2 Experimento 2

5.2.1 Crescimento celular

O crescimento celular de *Porphyridium purpureum* em condições de maior escala não apresentou diferenças estatisticamente significativas entre os tratamentos com e sem suplementação de ferro ao longo do período experimental ($p > 0,05$). A análise de variância (ANOVA) não indicou efeito significativo do fator tratamento ($F = 0,042$; $p = 0,839$), demonstrando elevada variabilidade entre as réplicas experimentais. Por outro lado, foi observado efeito significativo do fator tempo ($F = 5,528$; $p < 0,001$), indicando alterações no crescimento celular ao longo dos dias de cultivo.

As densidades celulares apresentaram oscilações em ambos os tratamentos durante o período experimental. No tratamento contendo apenas efluente, os valores variaram de $44,67 \pm 22,50 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 0 para $445,33 \pm 110,39 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 7, seguido de redução nos dias finais do cultivo. Já no tratamento suplementado com ferro, os valores variaram de $40,00 \pm 24,25 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 0 até $385,67 \pm 351,13 \times 10^4$ células·mL⁻¹ no dia 9, mantendo densidades celulares

relativamente elevadas até o final do experimento. De maneira geral, ambos os tratamentos apresentaram crescimento ao longo do cultivo, sem diferenças estatísticas consistentes entre si. Embora o tratamento suplementado com ferro tenha apresentado valores elevados em alguns períodos do experimento, a elevada variabilidade entre as réplicas impediu a confirmação de um efeito significativo da suplementação nas condições avaliadas.

Cabe destacar que o experimento foi conduzido em estufa, sem controle direto da temperatura e da intensidade luminosa, fatores que podem ter influenciado o comportamento do cultivo ao longo do período experimental.

A ausência de diferença significativa entre os tratamentos sugere que a suplementação de ferro não atuou como fator limitante nas condições avaliadas. Esse resultado está de acordo com Nuutila et al. (1997), que demonstraram que o crescimento e o metabolismo de *P. purpureum* são fortemente influenciados por fatores ambientais, como concentração de nutrientes, pH, salinidade e temperatura, sendo esses aspectos mais determinantes do que a adição isolada de micronutrientes. Nesse sentido, o fato de o experimento ter sido conduzido em ambiente não controlado reforça a importância desses fatores, podendo inclusive reduzir ou mascarar possíveis efeitos da suplementação de ferro.

Essa interpretação também é reforçada por estudos mais recentes que mostram o potencial de crescimento de microalgas em efluentes ricos em nutrientes. De acordo com Arashiro et al. (2020), *P. purpureum* pode apresentar bom desempenho em meios alternativos, como efluentes, desde que as condições ambientais sejam adequadas. Isso indica que a disponibilidade geral de nutrientes, e não apenas de micronutrientes específicos, é determinante para o crescimento celular. Além disso, os resultados indicam que o crescimento observado esteve associado à combinação de fatores ambientais, e não a um único elemento isolado. Estudos como o de Su et al. (2016) mostram que variáveis como intensidade luminosa, disponibilidade de CO₂ e condições de cultivo exercem forte influência sobre a produção de biomassa e o metabolismo celular. Assim, a ausência de resposta significativa à suplementação de ferro pode estar relacionada ao fato de que outros fatores, como luz e mistura do sistema, exerceram maior influência sobre o desempenho da cultura, especialmente considerando as variações naturais de luz e temperatura em estufa.

Quando comparado ao experimento em menor escala, observa-se uma diferença clara no crescimento celular. No sistema reduzido, foram atingidos valores máximos de 1471×10^4 células·mL⁻¹, enquanto no presente experimento o valor máximo foi de $445,33 \times 10^4$ células·mL⁻¹, aproximadamente 3,3 vezes inferior. Esse resultado demonstra que o aumento de escala impactou negativamente o acúmulo de biomassa, mesmo sob condições semelhantes de cultivo.

Esse comportamento pode ser explicado por limitações próprias do cultivo em maior escala. De acordo com Novoveská et al. (2023), sistemas ampliados tendem a apresentar menor produtividade devido a fatores como autossombreamento celular, limitação da penetração de luz e menor eficiência de mistura. À medida que a densidade celular aumenta, a quantidade de luz disponível por célula diminui, reduzindo a taxa fotossintética e, conseqüentemente, o crescimento da cultura.

A importância da luz e da mistura também é destacada por Kim et al. (2016), que demonstraram que o aumento da aeração e o ajuste da intensidade luminosa promovem maior produção de biomassa em espécies do gênero *Porphyridium*. Esses autores ressaltam que a boa distribuição de CO₂ e a eficiência da mistura são fundamentais para o crescimento microalgal. No entanto, em sistemas de maior escala, esses processos tendem a ser menos eficientes, o que pode explicar o menor desempenho observado neste estudo.

Outro fator relevante em sistemas ampliados é a heterogeneidade do meio de cultivo. Segundo Novoveská et al. (2023), podem se formar microambientes com diferentes condições de luz, nutrientes e gases dissolvidos, reduzindo a eficiência metabólica das células e contribuindo para respostas menos homogêneas aos tratamentos. Em condições de estufa, essa variação pode ser ainda mais acentuada devido às mudanças naturais de luz e temperatura ao longo do dia.

Além disso, a tendência de desaceleração observada após o dia 7 na densidade celular (Figura 14) é acompanhada pela redução da taxa específica de crescimento (μ) apresentada na Figura 15, reforçando a diminuição da atividade metabólica nos dias finais de cultivo. Esse comportamento indica uma possível entrada antecipada na fase de desaceleração do crescimento, possivelmente associada à limitação de nutrientes ou ao acúmulo de metabólitos no meio.

Nesse contexto, Zhang et al. (2019) destacam que a produção de biomassa e de compostos de interesse em *Porphyridium* depende fortemente das condições de

cultivo, podendo ocorrer alterações metabólicas conforme o ambiente. Assim, parte da energia celular pode ter sido direcionada para a síntese de compostos bioativos, contribuindo para a redução da taxa de crescimento nas fases finais do cultivo.

De forma geral, os resultados mostram que o cultivo em maior escala é viável, mas apresenta menor eficiência quando comparado a sistemas de menor volume. A ausência de resposta significativa à suplementação de ferro reforça que, nas condições avaliadas, o crescimento celular foi mais influenciado por fatores físicos e operacionais do sistema do que por limitações nutricionais específicas.

Dessa forma, a comparação entre os experimentos indica a necessidade de otimizar parâmetros como intensidade luminosa, mistura e fornecimento de CO₂ em sistemas ampliados, com o objetivo de aumentar a produção de biomassa. Esses resultados estão de acordo com a literatura, que aponta que o sucesso do cultivo de microalgas em maior escala depende do controle conjunto de diferentes fatores ambientais e operacionais (NOVOVESKÁ et al., 2023; KIM et al., 2016; SU et al., 2016).

Figura 14. Crescimento celular da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período de cultivo nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro, expresso em células·mL⁻¹.

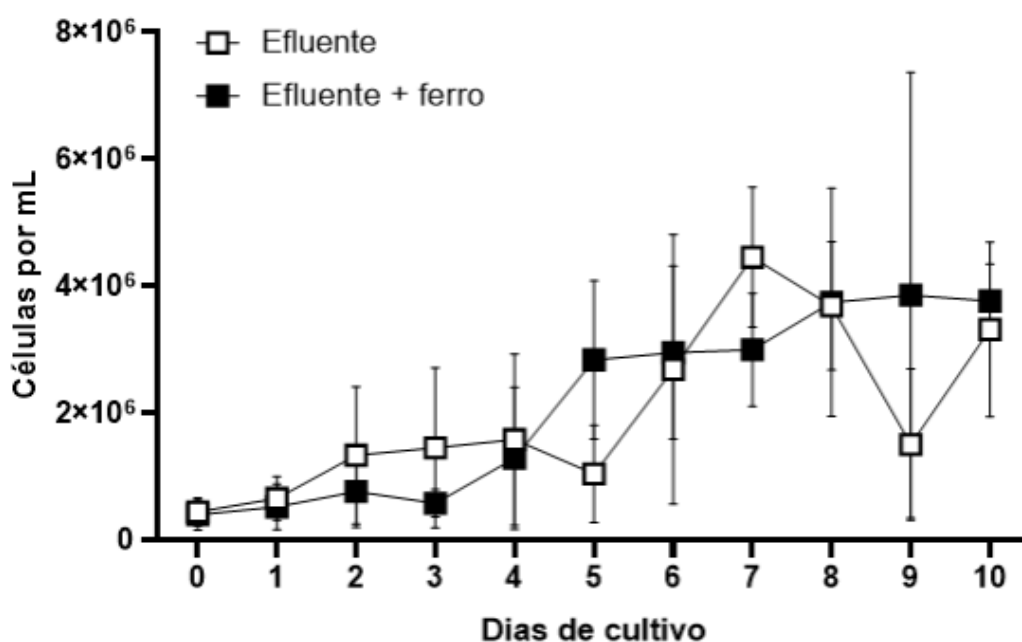
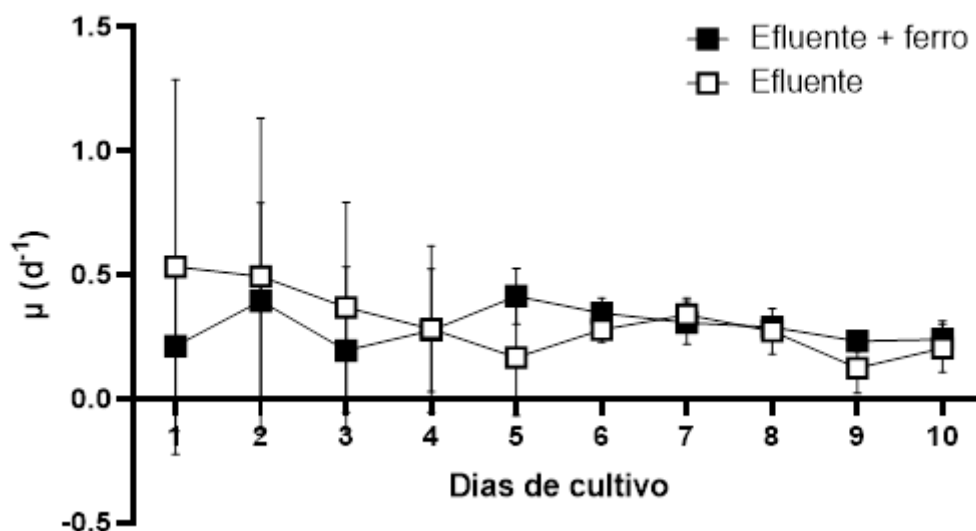


Figura 15. Taxa específica de crescimento (μ) de *Porphyridium purpureum* ao longo do período experimental nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro.



5.2.2 Densidade ótica

No experimento conduzido em grande escala, a densidade ótica a 750 nm (DO_{750}) apresentou aumento gradual ao longo dos dias de cultivo em ambos os tratamentos, indicando desenvolvimento contínuo das culturas (Figura 16).

No dia 0, não houve diferença na DO_{750} entre os tratamentos, apresentando média geral de $0,07 \pm 0,01$ ($p = 0,606$). No dia 1, a semelhança persistiu com média única de $0,11 \pm 0,03$ ($p = 1,000$), assim como no dia 2, em que se registrou média total de $0,17 \pm 0,01$ ($p = 0,819$). No dia 3, os valores continuaram estáveis entre os grupos, apresentando média geral de $0,25 \pm 0,02$ ($p = 0,474$). No dia 4, os tratamentos mantiveram-se sem diferença significativa, com média única de $0,31 \pm 0,01$ ($p = 0,493$). No dia 5, observou-se média geral de $0,38 \pm 0,06$ ($p = 0,381$) e, no dia 6, os grupos apresentaram média total de $0,45 \pm 0,07$ ($p = 0,241$). Essa tendência de semelhança seguiu no dia 7, visto que a média conjunta foi de $0,55 \pm 0,09$ ($p = 0,329$). Nos dias 8 e 9, os resultados continuaram semelhantes estatisticamente, apresentando médias gerais de $0,53 \pm 0,11$ ($p = 0,109$) e $0,46 \pm 0,16$ ($p = 0,053$), respectivamente.

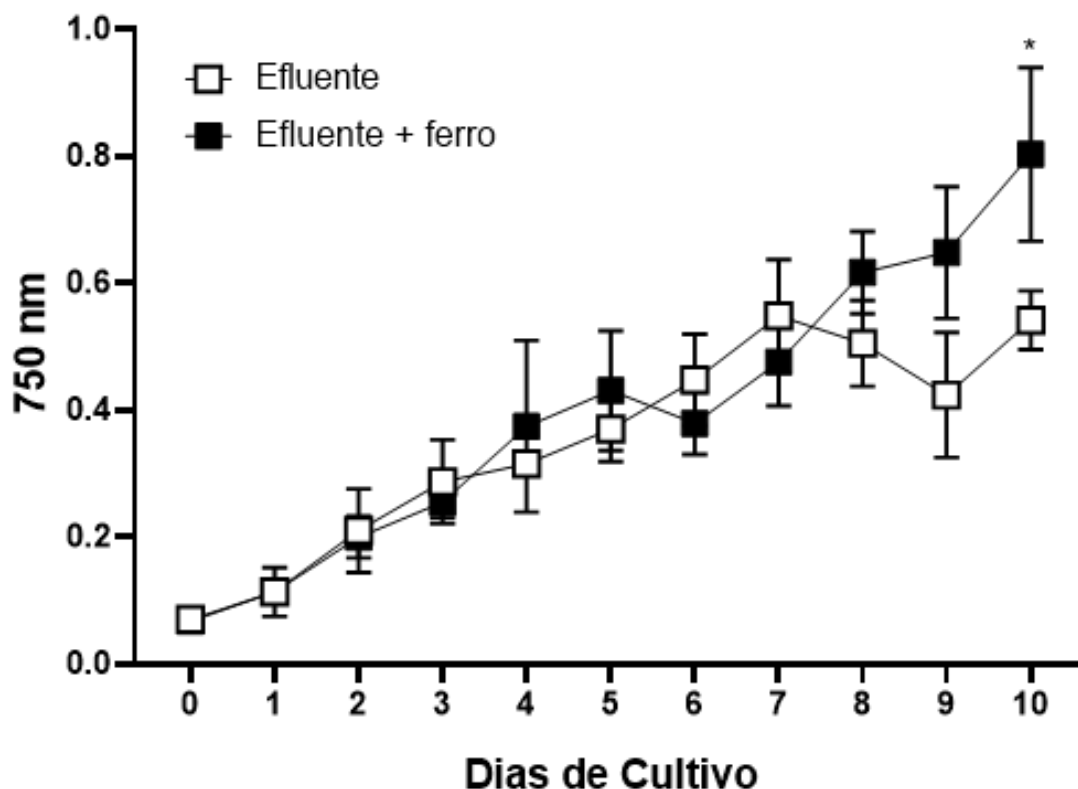
A proximidade entre os valores observados ao longo da maior parte do experimento indica que a adição de ferro não provocou mudanças imediatas no desenvolvimento das culturas. Mesmo com a suplementação, os tratamentos

apresentaram comportamento bastante semelhante durante quase todo o cultivo, 57 sugerindo que o próprio efluente já fornecia condições adequadas para manutenção celular. Estudos com *Porphyridium purpureum* mostram que fatores nutricionais, como disponibilidade de fósforo e carbono, exercem influência direta sobre o metabolismo e o desempenho das culturas, podendo favorecer ou limitar o desenvolvimento dependendo das condições do meio (Su et al., 2016).

Além disso, em sistemas de grande escala, a resposta das culturas tende a ocorrer de maneira menos imediata quando comparada a cultivos menores, uma vez que fatores como distribuição de luz, circulação do meio e disponibilidade de nutrientes podem variar ao longo do sistema. Segundo Nielsen et al. (2021), alterações fisiológicas das células nem sempre resultam em mudanças proporcionais na densidade óptica, o que pode explicar a estabilidade observada entre os tratamentos durante grande parte do experimento.

Por fim, no dia 10, foi observada diferença significativa entre os tratamentos: o efluente suplementado com ferro apresentou média de $0,803 \pm 0,137$, enquanto o tratamento contendo apenas efluente registrou $0,542 \pm 0,046$ ($p = 0,035$). O maior valor observado no tratamento suplementado com ferro indica que a adição desse micronutriente favoreceu o desenvolvimento das culturas no final do período experimental. O ferro é um micronutriente essencial para processos metabólicos e fotossintéticos, participando diretamente da síntese de clorofila, transporte de elétrons e atividade enzimática, podendo estimular o crescimento microalgal quando disponível em concentrações adequadas (LIU et al., 2008; SUTAK et al., 2020). Além disso, Wang et al. (2012) destacam que sistemas de grande escala apresentam respostas distintas devido às características operacionais do cultivo, o que pode influenciar diretamente o aproveitamento dos nutrientes disponíveis.

Figura 16. Desidade óptica da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período de cultivo nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro, medida a 750 nm.



As alterações visuais observadas durante o Experimento 2 acompanharam o desenvolvimento das culturas ao longo do período de cultivo, permitindo identificar diferenças entre os tratamentos contendo apenas efluente e aqueles suplementados com ferro.

No início do experimento (dia 0), ambos os tratamentos apresentavam coloração rosada clara e baixa turbidez, indicando reduzida concentração celular inicial e condições semelhantes entre os cultivos (Figura 17). Nesse período, os reatores apresentavam elevada transparência do meio, comportamento compatível com os baixos valores iniciais de densidade óptica e densidade celular registrados no experimento.

A partir do quinto dia, observou-se aumento gradual da intensidade da coloração em todos os tratamentos, acompanhado pelo crescimento das culturas e pelo aumento da biomassa microalgal (Figura 17). Entretanto, os cultivos suplementados com ferro apresentaram coloração visualmente mais clara quando

comparados aos tratamentos contendo apenas efluente, que exibiram tonalidade vermelho-escura mais intensa. Esse padrão permaneceu até o final do experimento 59 (dia 10), quando os reatores contendo apenas efluente apresentavam menor transparência do meio e coloração mais intensa.

Embora essa diferença visual tenha sido evidente, os resultados de quantificação de ficoeritrina não demonstraram diferença estatisticamente significativa entre os tratamentos. Dessa forma, a variação observada na coloração não pode ser atribuída, isoladamente, a alterações na concentração desse pigmento. A aparência visual das culturas pode ser influenciada por diversos fatores, como a distribuição dos pigmentos nas células, características ópticas da suspensão, dispersão da luz, concentração celular e outros componentes presentes no meio de cultivo, não refletindo necessariamente diferenças quantitativas na concentração de ficoeritrina.

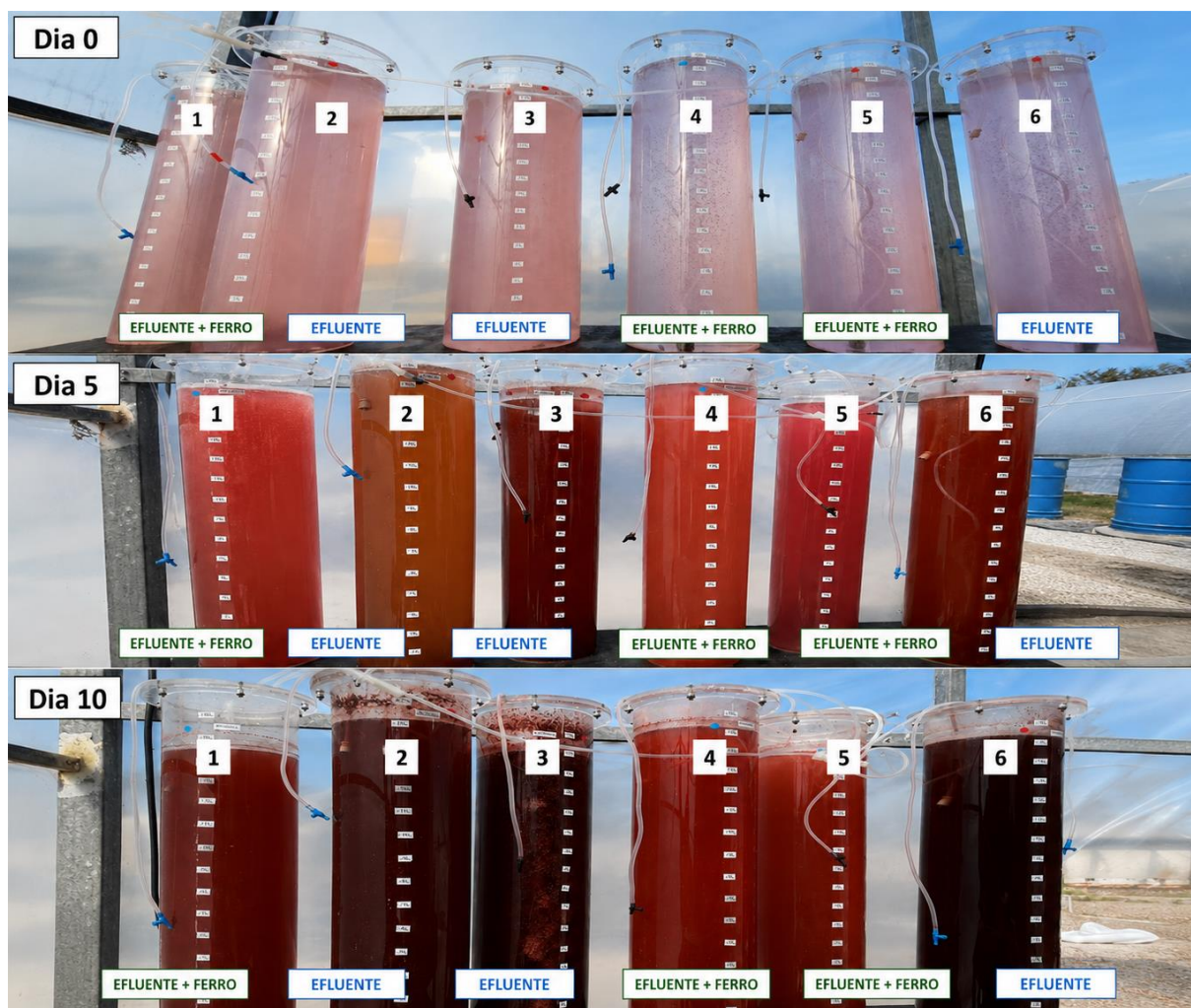
Além disso, apesar de o ferro desempenhar papel essencial em processos relacionados à fotossíntese e ao metabolismo celular (SUTAK et al., 2020), a suplementação utilizada neste estudo não promoveu alterações significativas na produção de ficoeritrina nem no crescimento celular em relação ao tratamento contendo apenas efluente. Assim, as diferenças visuais observadas entre os tratamentos devem ser interpretadas com cautela, uma vez que não foram acompanhadas por diferenças estatisticamente significativas nos parâmetros quantitativos avaliados.

Também foi observada maior formação de espuma superficial nos reatores ao final do experimento, principalmente nos cultivos que apresentaram coloração mais intensa (Figura 19). Esse comportamento pode estar relacionado à produção de polissacarídeos extracelulares (EPS) por *Porphyridium purpureum*, compostos conhecidos por aumentar a viscosidade do meio de cultivo e modificar o aspecto visual das culturas (ARAD; LEVY-ON, 1988).

De modo geral, as alterações visuais observadas ao longo do cultivo confirmam que ambos os tratamentos apresentaram crescimento ativo, demonstrando que o efluente aquícola foi capaz de sustentar o desenvolvimento de *Porphyridium purpureum* em condições de maior escala. Embora tenham sido observadas diferenças na coloração entre os tratamentos, essas variações não foram acompanhadas por diferenças estatisticamente significativas na concentração de

ficoeritrina ou no crescimento celular, indicando que a suplementação com ferro, nas condições avaliadas, não promoveu alterações mensuráveis nesses parâmetros.

Figura 17. Disposição dos reatores dos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro, realizados em triplicata, no experimento em grande escala (Dia 0-5-10) com *Porphyridium purpureum*.



5.2.3 Ficoeritrina

Neste experimento, a avaliação da ficoeritrina foi realizada a cada três dias por meio de varreduras espectrofotométricas. Para o cálculo final das concentrações, foram utilizadas as leituras das ficobiliproteínas, levando em conta os valores de ficocianina e aloficocianina.

No dia 0, os tratamentos apresentaram comportamento semelhante, com média conjunta de $3,87 \pm 0,23 \mu\text{g/mL}$. No dia 3, manteve-se o padrão, sendo observada média de $16,27 \pm 2,84 \mu\text{g/mL}$. Já no dia 6, a média conjunta registrada foi de $25,06 \pm$

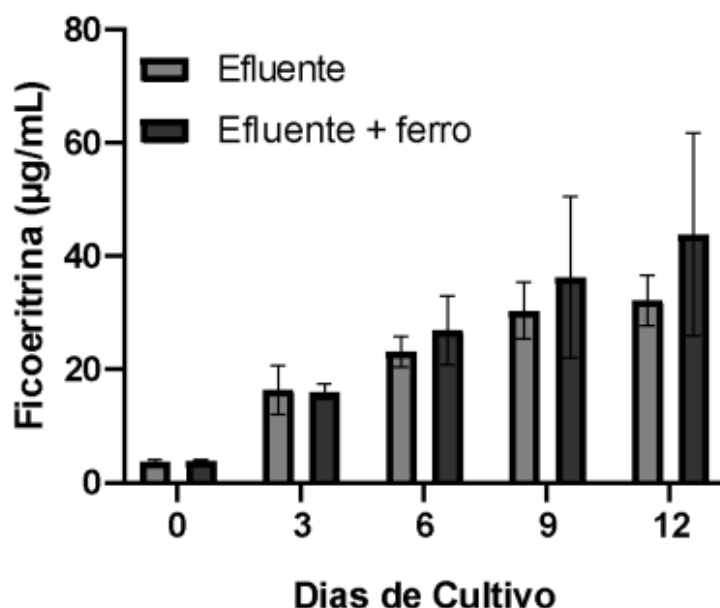
4,73 µg/mL, e no dia 9 observou-se novo incremento, atingindo $33,41 \pm 10,09$ µg/mL. Ao final do período experimental, no dia 10, a média conjunta das concentrações alcançou $38,06 \pm 13,34$ µg/mL. A análise de regressão linear indicou aumento da concentração de ficoeritrina ao longo do período experimental (Figura 18).

O comportamento ascendente da curva sugere uma intensificação na atividade metabólica das microalgas com o avanço dos dias, principalmente a partir do dia 3, quando os valores passaram a apresentar crescimento mais acentuados. Diferentemente do experimento anterior, em que foram observadas diferenças significativas entre o controle e o efluente nos dias finais, neste experimento os tratamentos com e sem suplementação de ferro apresentaram comportamento mais homogêneo.

Segundo Pagels et al. (2019), o aumento gradual das ficobiliproteínas está diretamente relacionado ao crescimento celular e à maior atividade fotossintética das microalgas sob condições favoráveis. No presente estudo, também foi observado aumento da concentração de ficoeritrina ao longo do período experimental, acompanhando o desenvolvimento das culturas. Entretanto, esse incremento ocorreu de forma semelhante nos tratamentos com e sem suplementação de ferro, não sendo observada diferença estatisticamente significativa entre eles. Beer e Eshel (1985) também relatam que a disponibilidade de nutrientes e a adaptação fisiológica das células influenciam a síntese de pigmentos acessórios, como a ficoeritrina.

Além disso, Ardiles et al. (2020) observaram aumento progressivo na produção de pigmentos em microalgas vermelhas cultivadas em meios enriquecidos. No presente estudo, embora também tenha sido observado aumento da concentração de ficoeritrina ao longo do período experimental, esse incremento ocorreu de forma semelhante nos tratamentos com e sem suplementação de ferro, não sendo verificadas diferenças estatisticamente significativas entre eles. Esses resultados indicam que, nas condições experimentais avaliadas, a suplementação com ferro não constituiu um fator limitante para a produção de ficoeritrina.

Figura 18. Concentração de ficoeritrina de *Porphyridium purpureum* nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro ao longo do período experimental, expressa em $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$.



5.2.4 Temperatura e pH

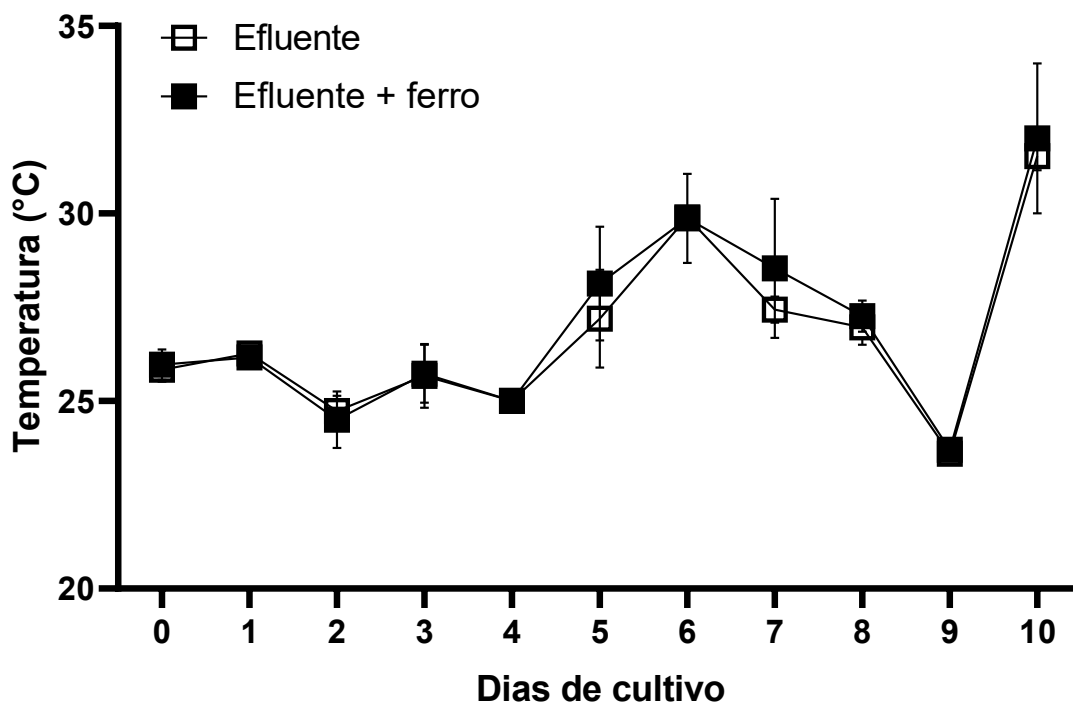
As temperaturas registradas ao longo do experimento mantiveram-se estáveis entre os dois tratamentos, sem diferenças significativas em nenhum dos dias analisados ($p > 0,05$). A média única diária oscilou entre $23,63 \pm 0,12$ °C e $31,07 \pm 1,18$ °C, demonstrando alta uniformidade nas condições térmicas. Os baixos desvios-padrão observados reforçam a estabilidade do ambiente experimental durante todo o período (Figura 19)

Observa-se no gráfico um aumento gradual da temperatura até aproximadamente o dia 6, seguido de leve redução e nova elevação ao final do experimento. Esse padrão foi semelhante para ambos os tratamentos, indicando que a adição de ferro não influenciou a variável térmica. Mesmo sem controle térmico direto, as temperaturas permaneceram dentro de uma faixa adequada ao cultivo de microalgas, ainda que com valores mais elevados em alguns momentos. Esse comportamento é comum em sistemas em maior escala e ambientes protegidos, onde há acúmulo de calor devido à radiação solar (NOVOVESKÁ et al., 2023; ARASHIRO et al., 2020).

Quando comparado ao Experimento 1, observa-se maior amplitude térmica, porém ainda dentro de limites toleráveis ao cultivo. Dessa forma, a temperatura não

atuou como fator limitante para a *P. purpureum*, sendo as variações de desempenho biológico observadas mais relacionadas à composição nutricional do meio de cultivo.

Figura 19. Temperatura do meio de cultivo da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período experimental nos tratamentos Efluente e Efluente + Ferro.



O pH manteve-se semelhante entre os tratamentos ao longo do experimento, sem diferenças significativas na maior parte dos dias ($p > 0,05$), variando de aproximadamente 8,0 a 9,4, com desvios-padrão entre 0,05 e 0,22 (Figura 20).

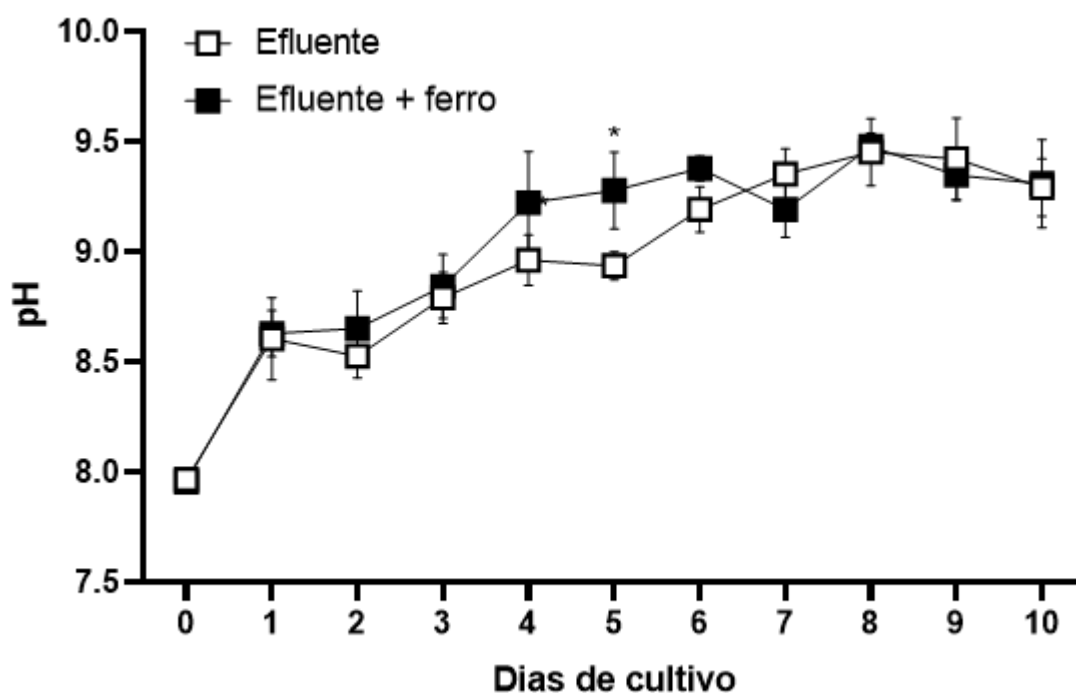
Nota-se um aumento gradual do pH ao longo do tempo, com valores mais baixos nos primeiros dias e elevação progressiva até o final do experimento, momento em que houve tendência à estabilização em níveis mais alcalinos. Apenas no dia 5 foi observada diferença significativa entre os tratamentos ($p = 0,032$), momento em que o efluente apresentou média de $9,28 \pm 0,17$ e o tratamento suplementado com ferro registrou $8,93 \pm 0,06$. No entanto, essa oscilação pontual não alterou o padrão cinético geral das culturas.

Esse aumento do pH está associado ao consumo de CO_2 durante a atividade fotossintética, o que reduz a formação de ácido carbônico e eleva a alcalinidade do meio, fenômeno amplamente descrito em cultivos microalgais (BOROWITZKA, 2013;

GOLDMAN, 1979). Tal comportamento tende a ser mais evidente em sistemas com maior disponibilidade de luz e nutrientes.

Em comparação ao Experimento 1, foram observadas menos diferenças estatísticas entre os tratamentos, embora com valores absolutos de pH mais elevados, possivelmente relacionados ao efeito acumulativo de calor e luz nas condições de cultivo em estufa. Apesar da alcalinidade observada, o pH não atuou como fator limitante, demonstrando a tolerância da *P. purpureum* às variações do meio ao longo do experimento.

Figura 20. pH do meio de cultivo da microalga *Porphyridium purpureum* ao longo do período experimental nos tratamentos Efluente e Efluente + ferro.



6 CONCLUSÃO

O presente trabalho permitiu verificar que o efluente proveniente do sistema de recirculação aquícola (RAS) de *Pogonias courbina* foi capaz de sustentar o crescimento de *Porphyridium purpureum*, demonstrando que esse resíduo pode ser utilizado como meio de cultivo para a microalga.

Embora o cultivo em maior escala tenha apresentado menor crescimento celular em comparação ao experimento em pequena escala, esse resultado esteve relacionado principalmente às condições de cultivo, como disponibilidade de luz e mistura da cultura, e não à qualidade nutricional do efluente. Além disso, a suplementação com ferro não promoveu aumento significativo no crescimento da microalga nas condições avaliadas.

Dessa forma, os resultados obtidos demonstram que o efluente proveniente de sistema de recirculação aquícola pode ser utilizado como meio alternativo para o cultivo de *Porphyridium purpureum*, favorecendo a produção de biomassa microalgal e contribuindo para o reaproveitamento desse resíduo em sistemas aquícolas mais sustentáveis.

Por fim, recomenda-se que estudos futuros avaliem o cultivo em maiores escalas com maior controle das condições operacionais, bem como a caracterização dos compostos de interesse biotecnológico produzidos por *P.purpureum*.

7 REFERÊNCIAS

- ABDEL-RAOUF, N.; AL-HOMAIDAN, A. A.; IBRAHEEM, I. B. M. Microalgae and wastewater treatment. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 19, n. 3, p. 257–275, 2012.
- ARAD, S. M. et al. Sulfated polysaccharides of the red microalga *Porphyridium* sp.: production and properties. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 17, p. 131–140, 1988.
- ARAD, S. M.; LERNER, A.; COHEN, E. The production of extracellular polysaccharides by red microalgae and their industrial applications. In: AVIGAD, G. (ed.). **Biotechnology of Marine Algae**. Cambridge: Cambridge University Press, 1993.
- ARAD, S. M.; LEVY-ON, M. Red microalgal cell-wall polysaccharides: biochemistry and biotechnology. In: BOROWITZKA, M. A.; BOROWITZKA, L. J. (ed.). **Micro-algal Biotechnology**. Cambridge: Cambridge University Press, 1988. p. 65–87.
- ARAD, S. M.; LEVY-ONTMAN, O. Red microalgal cell-wall polysaccharides: biotechnological aspects. **Current Opinion in Biotechnology**, v. 21, n. 3, p. 358–364, 2010.
- ARASHIRO, L. T. et al. Influence of cultivation conditions on growth and biochemical composition of the red microalga *Porphyridium purpureum*. **Algal Research**, v. 47, 101872, 2020.
- ARDILES, V. et al. Influence of nutrient availability on pigment production in the red microalga *Porphyridium purpureum*. **Algal Research**, v. 48, 101914, 2020.
- AZPELICUETA, M. M. et al. Taxonomic revision and distribution of the black drum *Pogonias courbina* (Sciaenidae) in the Southwestern Atlantic. **Journal of Fish Biology**, v. 95, n. 4, p. 1023–1038, 2019.

BECKER, E. W. **Microalgae: Biotechnology and Microbiology**. Cambridge: Cambridge University Press, 1994.

BEER, S.; ESHEL, A. Determining phycoerythrin and phycocyanin concentrations in aqueous crude extracts of red algae. **Australian Journal of Marine and Freshwater Research**, v. 36, n. 6, p. 785–792, 1985.

BEN HLIMA, H. et al. Growth performance and biochemical characterization of *Porphyridium marinum* cultivated under controlled laboratory conditions. **Journal of Applied Phycology**, v. 32, p. 3679–3691, 2020.

BERNALES, M. et al. B-Phycoerythrin from the red microalga *Porphyridium cruentum*: purification and characterization for biotechnological applications. **Journal of Biotechnology**, v. 111, p. 45–54, 2004.

BOROWITZKA, M. A. High-value products from microalgae: their development and commercialisation. **Journal of Applied Phycology**, v. 25, p. 743–756, 2013.

BOYD, C. E. **Water Quality: An Introduction**. 2. ed. Cham: Springer, 2015.

BRENNAN, L.; OWENDE, P. Biofuels from microalgae: a review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 14, n. 2, p. 557–577, 2010.

BRODIE, J.; MAGGS, C. A.; JOHN, D. M. **The Biology of the Red Algae**. 2. ed. Boca Raton: CRC Press, 2017.

CAI, T.; PARK, S. Y.; LI, Y. Nutrient recovery from wastewater streams by microalgae: status and prospects. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 19, p. 360–369, 2013.

CHAO, L. N. et al. *Pogonias courbina*. **The IUCN Red List of Threatened Species**, 2015: e.T195099A2007985, 2015.

CHEN, S.; LING, J.; BLANCHETON, J. P. Nitrification kinetics of biological filters used in recirculating aquaculture systems. **Aquacultural Engineering**, v. 34, n. 3, p. 310–318, 2006.

CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, v. 25, n. 3, p. 294–306, 2007.

COHEN, Z. **Chemicals from Microalgae**. London: Taylor & Francis, 1999.

COTAS, J. et al. A comprehensive review of the red microalga *Porphyridium purpureum*: biology, cultivation and biotechnological applications. **Marine Drugs**, v. 18, 2020.

DREW, K. M.; ROSS, R. Taxonomy and nomenclature of the genus *Porphyridium*. **British Phycological Bulletin**, v. 2, p. 373–377, 1965.

GANTT, E.; CONTI, S. F. Ultrastructure of *Porphyridium cruentum*. **Journal of Cell Biology**, v. 26, p. 365–381, 1965.

GARCÍA-GÓMEZ, C. et al. Biotechnological applications of the red microalga *Porphyridium purpureum*: current status and future perspectives. **Journal of Applied Phycology**, v. 37, p. 455–470, 2025.

GUIL-GUERRERO, J. L.; NAVARRO-JUÁREZ, R.; LÓPEZ-MARTÍNEZ, J. C.; CAMPRA-MADRID, P.; REBOLLOSA-HERNÁNDEZ, M. E. Functional properties of the biomass and lipid fractions of the microalga *Porphyridium cruentum*. **Food Chemistry**, v. 70, p. 345–353, 2000.

GUILLARD, R. R. L. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: SMITH, W. L.; CHANLEY, M. H. (ed.). **Culture of Marine Invertebrate Animals**. New York: Plenum Press, 1975. p. 29–60.

GUREVICH, P. et al. Sulfated polysaccharides from the red microalga *Porphyridium*: chemical composition and biological activity. **Phytochemistry**, v. 26, p. 2803–2806, 1987.

HAIMOVICI, M.; PROIETTI, M.; MACHADO, R. C.; SILVA, M. C.; CORRÊA, M. Genetic connectivity of black drum (*Pogonias courbina*) stocks in the South-Western Atlantic Ocean. **Environmental Biology of Fishes**, v. 103, p. 1123–1137, 2020.

HAN, X. et al. Physiological adaptation mechanisms of *Porphyridium purpureum* under nutrient variation: implications for biotechnological cultivation. **Algal Research**, v. 80, 103567, 2024.

HOTOS, G. N.; BEKIARI, V. Growth evaluation of marine microalgae using optical density at 750 nm and cell density measurements. **Journal of Applied Phycology**, v. 35, p. 1943–1954, 2023.

IQBAL, M.; SHAN, A.; BHATTI, Z. I. Growth characteristics of the red microalga *Porphyridium cruentum* under controlled culture conditions. **Hydrobiologia**, v. 260–261, p. 493–498, 1993.

JACUINDE-RUIZ, D. et al. Potential applications of microalgae metabolites in bioproducts: an updated review. **Bioresource Technology Reports**, v. 25, 101850, 2024.

KAVITHA, M. D.; KATHIRESAN, S.; BHATTACHARYA, S.; SARADA, R. Culture media optimization of *Porphyridium purpureum*: production potential of biomass, total lipids, arachidonic acid and eicosapentaenoic acid. **Journal of Applied Phycology**, v. 28, p. 37–49, 2016.

KIM, J. et al. Methods of downstream processing for the production of biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**, v. 31, n. 6, p. 862–876, 2013.

KUROSUKI, A. et al. Growth performance and physiological responses of juvenile *Arctostichus japonicus* reared in recirculating aquaculture systems. **Aquaculture Reports**, v. 41, 102503, 2025.

LEE, R. E. **Phycology**. 4. ed. Cambridge: Cambridge University Press, 2008.

LI, T. et al. Recent advances in phycobiliproteins from red microalgae: production and applications. **Algal Research**, v. 65, 102730, 2022.

LOURENÇO, S. O. **Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações**. São Carlos: RiMa, 2006.

MACEDO, C. F. et al. Cultivation of *Porphyridium purpureum* using alternative nutrient sources: a review. **Journal of Applied Phycology**, v. 33, p. 3375–3392, 2021.

MACHADO, R. C. et al. Conservation status of marine fishes from Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**, 2020.

MADIGAN, M. T.; BENDER, K. S.; BUCKLEY, D. H.; STAHL, D. A.; BROCK, T. D. **Brock Biology of Microorganisms**. 14. ed. Boston: Pearson, 2015.

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.

MARTINS, C. I. M. et al. New developments in recirculating aquaculture systems in Europe: a perspective on environmental sustainability. **Aquacultural Engineering**, v. 43, n. 3, p. 83–93, 2010.

MEDINA-CABRERA, E. V. et al. Light quality modulates extracellular polysaccharide production and growth of *Porphyridium purpureum*. **Algal Research**, v. 47, 101839, 2020.

NIELSEN, A. Z. et al. Optical density at 750 nm as a reliable proxy for biomass estimation in phototrophic microalgae cultures. **Algal Research**, v. 56, 102305, 2021.

NOVOVESKÁ, L. et al. Growth kinetics and biotechnological potential of *Porphyridium purpureum*: a review. **Journal of Applied Phycology**, v. 35, p. 1891–1908, 2023.

NUUTILA, R. The influence of temperature on the growth of the red microalga *Porphyridium purpureum*. **Botanica Marina**, v. 34, p. 451–456, 1991.

NUUTILA, R.; AALTONEN, T.; AUTIO, R. Growth and physiological responses of the red microalga *Porphyridium purpureum* under different environmental conditions. **Journal of Applied Phycology**, v. 9, p. 531–538, 1997.

PAGELS, F. et al. Blue biotechnology: *Porphyridium purpureum* as a source of high-value phycobiliproteins and sulfated polysaccharides. **Marine Drugs**, v. 17, n. 5, 2019.

REZANKA, T. et al. Lipid composition of the red microalga *Porphyridium cruentum*. **Phytochemistry**, v. 65, p. 261–268, 2004.

RIBEIRO, B. D. **Biotecnologia de microalgas: produção de biomassa e compostos de interesse biotecnológico**. Rio de Janeiro: Interciência, 2016.

RICHMOND, A. (ed.). **Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology**. Oxford: Blackwell Science, 2004.

RICHMOND, A.; HU, Q. (ed.). **Handbook of Microalgal Culture: Applied Phycology and Biotechnology**. 2. ed. Oxford: Wiley-Blackwell, 2013.

SAMPAIO, L. A. **Piscicultura em sistemas de recirculação de água (RAS)**. Rio Grande: Editora da FURG, 2016.

SILVA, N. F. P. et al. Microalgae cultivation in aquaculture wastewater for nutrient removal and biomass production. **Algal Research**, v. 28, p. 244–252, 2017.

SOUZA, J. P.; LIMA, R. S.; SAMPAIO, L. A. Desempenho produtivo da corvina (*Pogonias courbina*) em sistemas de recirculação marinha. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 45, e498, 2019.

SPOLAORE, P.; JOANNIS-CASSAN, C.; DURAN, E.; ISAMBERT, A. Commercial applications of microalgae. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, v. 101, n. 2, p. 87–96, 2006.

SU, C. H. et al. Effects of phosphorus and carbon sources on biomass production and biochemical composition of *Porphyridium purpureum*. **Bioresource Technology**, v. 219, p. 643–650, 2016.

SUA, J. et al. Physiological responses and growth phases of *Porphyridium purpureum* under batch cultivation. **Algal Research**, v. 49, 101950, 2020.

TILLICH, U. M. et al. High-throughput cultivation and optical density-based growth determination of microalgae. **Journal of Applied Phycology**, v. 26, p. 2185–2191, 2014.

TSVETANOVA, F.; YANKOV, D. Review on microalgae cultivation, bioactive compounds and applications. **Food Reviews International**, 2022.

VASILAKIS, A. et al. Nutrient limitation effects on growth and biochemical composition of *Porphyridium purpureum*. **Bioresource Technology**, v. 412, 129765, 2025.

VAZ-DOS-SANTOS, A. M.; ROSSI-WONGTSCHOWSKI, C. L. D. B. Caracterização biológica e pesqueira da corvina *Pogonias cromis* (Sciaenidae) no litoral sul do Brasil. **Boletim do Instituto Oceanográfico**, v. 53, n. 1, p. 33–52, 2005.

VONSHAK, A.; RICHMOND, A. Mass production of the red alga *Porphyridium*. In: BOROWITZKA, M. A.; BOROWITZKA, L. J. (ed.). **Micro-algal Biotechnology**. Cambridge: Cambridge University Press, 1988.

WANG, L. et al. Recent advances in microalgae biotechnology for sustainable production of high-value compounds. **Biotechnology Advances**, v. 67, 108210, 2023.

YOU, T.; BARNETT, S. M. Effect of light quality on growth and pigment accumulation in *Porphyridium cruentum*. **Journal of Applied Phycology**, v. 16, p. 133–139, 2004.

ZAKER, A.; AMERI, M. Enhanced growth and metabolite production in *Porphyridium purpureum* under nutrient and light treatments. **Journal of Applied Phycology**, v. 37, p. 765–779, 2025.

ZHANG, Y. et al. Effect of culture conditions on biomass production and metabolite accumulation in *Porphyridium purpureum*. **Algal Research**, v. 37, p. 295–303, 2019