

BIOPROSPECÇÃO DE BIOMOLÉCULAS EM MICROALGAS ISOLADAS NO CAMPUS CAPÃO DO LEÃO

CARINA MACHADO LIMA¹; DIEGO SERRASOL DO AMARAL²; LEONARDO WERNER²; MARCELLI GUIMARÃES SANCHES²; MÔNICA LOPES FERREIRA²; CLAUDIO MARTIN PEREIRA DE PEREIRA³

¹Universidade Federal de Pelotas – carinamachadolima@hotmail.com

²Universidade Federal de Pelotas – lahbbiufpel@gmail.com

³Universidade Federal de Pelotas – claudiochemistry@gmail.com

1. INTRODUÇÃO

As microalgas constituem um amplo grupo de microrganismos fotossintetizantes que utilizam o carbono atmosférico para gerar energia, podendo ser cultivadas autotroficamente em sistemas artificiais como *raceways*, *open ponds* ou tanques *air-lift*, utilizando CO₂, energia solar, nutrientes minerais e água. Essas microalgas apresentam rápido crescimento e produzem biomassa de alto valor agregado, o que as torna promissoras para biorrefinaria. Tal processo pode ser comparado a uma refinaria de petróleo, onde uma matéria-prima é convertida em diversos produtos comercializáveis, como biocombustíveis, produtos químicos e nutracêuticos (HEMANTKUMAR e RAHIMBHAI, 2019; PEREZ *et al.*, 2017).

Essas microalgas são alvos de diversas pesquisas como fontes de biomassa de terceira geração, devido ao seu elevado teor de carbono e biomoléculas de interesse, como carboidratos, ácidos graxos, carotenoides e proteínas. Essas moléculas têm ampla aplicação em indústrias como saúde, energia e alimentação, destacando as microalgas como uma solução sustentável para múltiplos mercados, com menor impacto ambiental (CHEIRSILP e MANEECHOTE, 2022; SILVA *et al.*, 2020; YADAB e SEN, 2018).

Deste modo, este estudo tem como objetivo caracterizar carboidratos, lipídeos e proteínas de duas microalgas isoladas na Universidade Federal de Pelotas campus Capão do Leão: *Scenedesmus obliquus* (SCN) e *Monoraphidium contortum* (MRP).

2. METODOLOGIA

2.1 Isolamento e produção de microalgas

Foram inoculados 1 mL de amostras de água coletadas na Universidade Federal de Pelotas, campus Capão do Leão em meio Basal Bold Medium (BBM), a partir disso foi isolado por diluição seriada as microalgas SCN e MRP. Para a produção de biomassa foi utilizado erlenmeyers de 2L com 1,5 L do meio BBM sob aeração constante e incidência integral de luz fluorescente a 21°C até o final da fase exponencial de crescimento do cultivo. Após, a biomassa foi separada por decantação seguida de centrifugação, em seguida foram feitas duas lavagens da biomassa com água destilada e a secagem foi feita a 50°C durante 24 horas em estufa.

2.2 Carboidratos

A extração de carboidratos foi realizada por meio de refluxo com água destilada a 100°C durante 4 horas. O sobrenadante foi separado por centrifugação e os carboidratos foram precipitados com etanol 96% gelado, mantido a -4°C por

24h. Posteriormente, o precipitado foi seco em estufa por 24h a 50°C e identificado os carboidratos por espectroscopia de infravermelho com transformada de Fourier (FTIR).

2.3 Proteínas

As proteínas foram extraídas utilizando a metodologia descrita por Silva *et al.* (2020), onde usou-se uma solução tampão de 150 mM Tris-HCl (pH 6,8) durante 24 horas a 4°C, seguida de centrifugação para separar precipitado. Para determinar o teor de proteína isolado foi utilizado o microssistema de bloco digestor digital (Kjeldahl), seguido de destilação e titulação para obtenção do teor proteico.

2.4 Lipídeos

Para a determinação de lipídeos, utilizou-se o método adaptado de Bligh & Dyer (1959). Posteriormente, as amostras de lipídeos obtidas durante as extrações foram transferidas segundo a metodologia de Sivaramakrishnan e Incharoensakdi (2017) e o extrato produzido foi analisado por Cromatografia Gasosa acoplada à Espectrometria de Massas (CG-EM) para caracterização.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Alguns microrganismos, como bactérias, cianobactérias e algas unicelulares verdes, produzem exopolissacarídeos, que atuam na superfície celular para aumentar a resistência ao ambiente. Esses exopolissacarídeos têm diversas aplicações industriais e medicinais, como em adesivos, detergentes, cosméticos e no tratamento de águas residuais. A produção e as propriedades desses compostos variam conforme o habitat e as condições de crescimento das microalgas, o que torna a identificação e caracterização desses carboidratos essencial (ANGELAALINCY *et al.*, 2017). O espectro de FTIR apresentado na **Figura 1** auxilia nessa caracterização, evidenciando a presença de carboidratos. A banda na região de 3500-3200 cm⁻¹ reflete estiramentos de grupamentos O-H (hidroxila), comuns em açúcares. Já na região de 1750-1650 cm⁻¹, são observadas vibrações de ligações C=O (carbonila). Na faixa em torno de 1000 cm⁻¹, há estiramentos de ligações C-O-C, que indicam polissacarídeos.

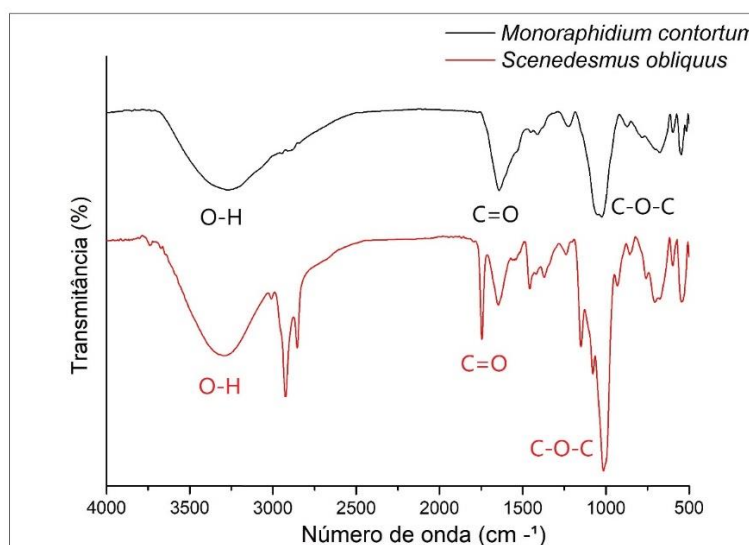


Figura 1. Espectro de Infravermelho com transformada de Fourier (FTIR) das microalgas *Monoraphidium contortum* (preto) e *Scenedesmus obliquus* (vermelho).

A **Tabela 1** revela os teores de proteína das microalgas analisadas, evidenciando uma porcentagem significativamente maior para a microalga MRP. Essa observação é relevante, pois muitas microalgas são conhecidas por sua capacidade de acumular altos teores de proteínas, o que as torna candidatas promissoras para diversas aplicações, incluindo alimentação humana e animal, além da indústria de biocombustíveis (OLSEN *et al.*, 2021).

Tabela 1. Teor de proteínas total obtido das microalgas *Monoraphidium contortum* e *Scenedemus obliquus*. Média \pm Desvio padrão.

Microalga	Teor de proteína (%)
<i>Monoraphidium contortum</i>	36,62 \pm 0,80
<i>Scenedemus obliquus</i>	19,85 \pm 1,32

Na **Tabela 2**, são apresentados os percentuais dos principais ácidos graxos encontrados no óleo das microalgas analisadas. De maneira geral, os resultados mostram uma maior concentração de ácidos graxos insaturados em ambas as espécies. Na microalga MRP, destaca-se o ácido linolênico como o mais abundante, enquanto na microalga SCN, o ácido oleico compõe 64,54% da sua fração de ácidos graxos.

O ácido linolênico desempenha um papel essencial na manutenção da integridade das membranas celulares, na função cerebral e na transmissão de impulsos nervosos (MARTIN *et al.*, 2006). Por outro lado, o ácido oleico é amplamente reconhecido como um importante componente das membranas celulares, além de possuir propriedades anti-inflamatórias e antioxidantes (SANTA-MARÍA *et al.*, 2023). Essa distribuição de ácidos graxos evidencia a importância funcional dos óleos extraídos das microalgas, tanto no contexto biológico quanto em possíveis aplicações industriais e nutricionais.

Tabela 2. Percentual relativo em área (%) da composição dos principais ácidos graxos encontrados nas microalgas *Monoraphidium contortum* e *Scenedemus obliquus*.

Ácido Graxo	Nomenclatura	Concentração MRP (%)	Concentração SCN (%)
20:5 (ω -3)	Ácido eicosapentaenóico	6.04	-
C16:0	Ácido palmítico	20.07	20.12
C18:2 (ω -6)	Ácido linoleico	13.58	8.18
C18:1 (ω -6)	Ácido oleico	5.18	64.54
C16:1	Ácido palmitoleico	1.38	2.20
C18:3 (ω -3)	Ácido linolênico	44.26	-
C22:5 (ω -3)	Ácido docosapentaenóico	5.37	-

4. CONCLUSÕES

Os resultados deste estudo demonstram que ambas as microalgas analisadas possuem um significativo potencial em termos de biomoléculas, com destaque para a microalga *Monoraphidium cortortum*, que apresenta uma composição proteica superior e uma maior variedade e percentual de ácidos graxos. Assim, é essencial que sejam realizadas análises mais aprofundadas sobre essa microalga, a fim de explorar plenamente suas aplicações e benefícios.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANGELAALINCY, M. *et al.* Enhanced Extracellular Polysaccharide Production and Self-Sustainable Electricity Generation for PAMFCs by *Scenedesmus* sp. SB. **ACS Omega**. v.2, n.7, p.3754-3765, 2017.

CHEIRSILP, B.; MANEECHOTE, W. Insight on zero waste approach for sustainable microalgae biorefinery: Sequential fractionation, conversion and applications for high-to-low value-added products. **Bioresour Technol Reports**, v. 18, p.101003, 2022.

HEMANTKUMAR, J.N.; RAHIMBHAI, M.I. Microalgae and Its Use in Nutraceuticals and Food Supplement. In: VITOVÁ, M. **Microalgae** – From Physiology to Application. United Kingdom: Intech Open, 2020. Cap.5, p.91-101.

Santa-María, C. *et al.* Update on Anti-Inflammatory Molecular Mechanisms Induced by Oleic Acid. **Nutrients**. v.15, p.224, 2023.

MARTIN, C. A. *et al.* Ácidos graxos poliinsaturados ômega-3 e ômega-6: importância e ocorrência em alimentos. **Revista de Nutrição**. Campinas, v.16, n.6, p.761-770, 2006.

SILVA, A. J. *et al.* The green microalgae *Tetrademus obliquus* (*Scenedesmus acutus*) as lectin source in the recognition of ABO blood type: purification and characterization. **Journal of Applied Phycology**, v. 32, p. 103-110, 2020.

OLSEN, M. F. L. *et al.* Outdoor cultivation of a novel isolate of the microalgae *Scenedesmus* sp. and the evaluation of its potential as a novel protein crop. **Physiol Plant**, v. 2, p.483-494, 2021.

PÉREZ, A. T. E. *et al.* Key challenges and requirements for sustainable and industrialized biorefinery supply chain design and management: A bibliographic analysis. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 69, p. 350-359, 2017.

Yadav, G.; Sen, R. Sustainability of Microalgal Biorefinery: Scope, Challenges, and Opportunities. **Sustainable Energy Technology and Policies**, p. 335-351, 2018.

SILVA, S. C. *et al.* Microalgae-Derived Pigments: A 10-Year Bibliometric Review and Industry and Market Trend Analysis. **Molecules**, v. 25, n. 15, p.3406, 2020.

BLIGH, E.G; DYER, W.J. A rapid method of total lipid extraction and purification. **Can J Biochem Physiol**. v. 37, n. 8, p.911-917, 1959.

SIVARAMAKRISHNAN, R.; INCHAROENSAKDI, A. Microalgae as feedstock for biodiesel production under ultrasound treatment - A review. **Bioresour Technol**. v. 250, p.877-887, 2018.