



UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO – UEMA  
CENTRO DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIAS EXATAS E NATURAIS – CECEN  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA E CONSERVAÇÃO DA  
BIODIVERSIDADE – PPGE CB

**MARIA CLARA PACHÊCO CHRISTO**

**DETERMINAÇÃO DA ATIVIDADE BIOLÓGICA DE ALGAS MARINHAS DA  
COSTA MARANHENSE COM APLICAÇÃO AO MANEJO DE FUNGOS  
MICOTOXIGÊNICOS, PROVENIENTES DE OSTRAS CULTIVADAS NO ESTADO**

São Luís

2026

**MARIA CLARA PACHÊCO CHRISTO**

**DETERMINAÇÃO DA ATIVIDADE BIOLÓGICA DE ALGAS MARINHAS DA  
COSTA MARANHENSE COM APLICAÇÃO AO MANEJO DE FUNGOS  
MICOTOXIGÊNICOS, PROVENIENTES DE OSTRAS CULTIVADAS NO ESTADO**

Dissertação de mestrado apresentada como requisito para a obtenção do grau de mestre no Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da Biodiversidade, da Universidade Estadual do Maranhão.

**Orientadora:** Profa. Dra. Ilka Márcia Ribeiro de Souza Serra

**Coorientador:** Prof. Dr. Thiago Anchieta de Melo

São Luís

2026

Christo, Maria Clara Pachêco

Determinação da atividade biológica de algas marinhas da costa maranhense com aplicação ao manejo de fungos micotoxigênicos provenientes de ostras cultivadas no estado / Maria Clara Pachêco Christo. – São Luis, MA, 2026.

121f

Dissertação (Mestrado em Ecologia e Conservação da Biodiversidade) - Universidade Estadual do Maranhão, 2026.

Orientador: Profa. Dra. Ilka Márcia Ribeiro de Souza Serra


**MARIA CLARA PACHÊCO CHRISTO**

**DETERMINAÇÃO DA ATIVIDADE BIOLÓGICA DE ALGAS MARINHAS DA  
COSTA MARANHENSE COM APLICAÇÃO AO MANEJO DE FUNGOS  
MICOTOXIGÊNICOS, PROVENIENTES DE OSTRAS CULTIVADAS NO ESTADO**

Dissertação de mestrado apresentada como requisito para a obtenção do grau de mestre no Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da Biodiversidade, da Universidade Estadual do Maranhão.


Aprovado em: 09/03/2026.

**BANCA EXAMINADORA**

Documento assinado digitalmente  
 **ILKA MARCIA RIBEIRO DE SOUZA SERRA**  
Data: 14/04/2026 17:29:52-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


---

**Profa. Dra. Ilka Márcia Ribeiro de Souza Serra**  
Departamento de Biologia –  
DBio/UEMA Orientadora

Documento assinado digitalmente  
 **DEBORA MARTINS SILVA SANTOS**  
Data: 14/04/2026 18:20:25-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Profa. Dra. Débora Martins Silva Santos**  
Departamento de Biologia –  
DBio/UEMA

Documento assinado digitalmente  
 **CAMILA MAGALHAES SILVA**  
Data: 14/04/2026 16:37:52-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Profa. Dra. Camila Magalhães Silva**  
Departamento de Engenharia de Pesca - UEMA

A Deus que me permitiu viver essa experiência,  
a minha mãe pelo apoio incondicional, e a todos  
aqueles que estão ao meu lado nos momentos  
necessários.

## AGRADECIMENTOS

A Deus, que mesmo durante as tribulações me fez sentir amada e confiante de que tudo daria certo, mediante à sua vontade.

A minha mãe Maria Graciana, que sonha todos os meus sonhos comigo, que é o meu alicerce nos dias felizes e nos dias difíceis, e é a mulher que me fez ser quem eu sou. Obrigada por me incentivar e por tudo que a senhora fez para que eu obtivesse a melhor educação possível. Amo-te infinitamente.

Ao meu pai, Lisandro, por todo o esforço durante a minha criação, e ao meu irmão, Leandro, pela parceria de vida, momentos divertidos e por meu sobrinho lindo. Amo vocês.

A todos os meus familiares que torceram por mim e que auxiliaram em alguma etapa da minha educação. Vocês foram essenciais.

Aos meus amigos queridos, que caminharam comigo e me incentivaram: Yasmin Luna, Yasmine Luna e Juliene Silva, amizades diárias de tantos anos; Ana Beatriz, Paulo Vitor e Raissa Drielle, pessoas maravilhosas que a graduação me concedeu conhecer. E a todos os demais amigos e vizinhos que fazem parte da minha vida. Amo vocês.

À equipe do Laboratório de Microbiologia, Patologia e Biotecnologia (MIPABIO), voluntários e agregados. Além das professoras Andrea Azevedo (UEMA) e Crisálida Vila Nova (UFMA). Obrigada pelo auxílio e companheirismo.

Aos meus orientadores, Profa. Ilka Márcia Serra e Prof. Thiago de Melo, pela confiança e pelo apoio durante mais uma etapa da minha vida acadêmica.

Ao Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da Biodiversidade, aos meus colegas de classe da turma de 2024, a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa, a todos os professores e demais pessoas que cruzaram meu caminho nesses anos de universidade.

À Universidade Estadual do Maranhão (UEMA) pela formação acadêmica.

"Peçam, e lhes será dado; busquem, e encontrarão; batam, e a porta lhes será aberta". (Mateus 7:7)

## RESUMO

A prospecção de moléculas bioativas naturais em macroalgas tem se destacado globalmente, impulsionada pela necessidade de aprimorar processos produtivos em diversos setores, por meio de alternativas não sintéticas, bem como pela crescente demanda por soluções sustentáveis frente a diversas problemáticas. A presença de patógenos fúngicos com potencial risco à saúde humana representa um desafio crescente na produção de organismos aquáticos. Um exemplo é a ostreicultura, setor promissor no Brasil, que já apresenta registros de contaminações microbiológicas. Diante disso, esta pesquisa tem como objetivo bioprospectar macroalgas marinhas presentes na costa maranhense e determinar a atividade biológica das espécies selecionadas sobre o manejo de fungos isolados de ostras cultivadas. Para essa finalidade, foram realizados testes a partir de extratos hidroalcoólicos oriundos de macroalgas coletadas em três regiões da costa maranhense, frente a espécies dos gêneros fúngicos *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium*, seguido de triagem fitoquímica para identificação dos compostos ativos das macroalgas. Paralelamente, realizou-se uma revisão sistemática da literatura acerca do potencial antifúngico de macroalgas marinhas, destacando a ausência desse tipo de estudo no território brasileiro, bem como desenvolveu-se um material didático de caráter educativo sobre o tema. Os resultados apontam uma atividade promissora, visto que aspectos morfológicos e fisiológicos foram reduzidos significativamente pelos extratos, sendo promovidas respostas variadas entre as espécies de macroalgas e fungos. Além disso, grupos químicos já anteriormente associados ao potencial antimicrobiano foram identificados nos extratos. Assim, o presente trabalho não apenas contribui para a prospecção de biomoléculas aplicáveis ao controle microbiológico, mas também atua em uma lacuna relevante para o cenário brasileiro, onde produtos derivados de macroalgas marinhas configuram alternativas promissoras para favorecer a produtividade e a segurança de organismos cultivados.

**Palavras-chave:** atividade antifúngica; bioprospecção; extratos; macroalgas.

## ABSTRACT

The search for natural bioactive molecules in macroalgae has gained global prominence, driven by the need to improve production processes in various sectors through non-synthetic alternatives, as well as the growing demand for sustainable solutions to various problems. The presence of fungal pathogens with potential risks to human health represents a growing challenge in the production of aquatic organisms. One example is oyster farming, a promising sector in Brazil, which already has records of microbiological contamination. Therefore, this research aims to bioprospect marine macroalgae present on the coast of Maranhão and determine the biological activity of selected species on the management of fungi isolated from cultivated oysters. To this end, tests were carried out using hydroalcoholic extracts from macroalgae collected in three regions of the Maranhão coast, against species of the fungal genera *Aspergillus*, *Fusarium*, and *Penicillium*, followed by phytochemical screening for the identification of the active compounds of the macroalgae. In parallel, a systematic literature review was conducted on the antifungal potential of marine macroalgae, highlighting the absence of this type of study in Brazil. Furthermore, educational material on the subject was developed. The results indicate promising activity, as morphological and physiological aspects were significantly reduced by the extracts, promoting varied responses among macroalgae and fungal species. Furthermore, chemical groups previously associated with antimicrobial potential were identified in the extracts. Thus, this work not only contributes to the prospecting of biomolecules applicable to microbiological control but also addresses a relevant gap in the Brazilian context, where products derived from marine macroalgae represent promising alternatives to enhance the productivity and safety of cultivated organisms.

**Keywords:** antifungal activity; bioprospecting; extracts; macroalgae.

## LISTA DE FIGURAS

|   |    |
|---|----|
| <b>Figura 1</b> - Fluxograma de seleção de artigos sobre as propriedades antifúngicas de macroalgas marinhas e suas aplicações.....   | 46 |
| <b>Figura 2</b> - Distribuição temporal e geográfica dos artigos selecionados. (A) Percentual de artigos identificados por ano de publicação; (B) Percentual de estudos por continente.....   | 48 |
| <b>Figura 3</b> – Porcentagem de artigos classificados por gênero das macroalgas testadas na perspectiva antifúngica .....  | 49 |
| <b>Figura 4</b> – Frequência de gêneros fúngicos observados entre os artigos analisados.....  | 50 |
| <b>Figura 5</b> – Espécies fúngicas mais frequentes entre os artigos. (A) Porcentagem por espécies do gênero <i>Candida</i> ; (B) Porcentagem por espécie do gênero <i>Aspergillus</i> .....  | 51 |
| <b>Figura 6</b> – Frequência de compostos bioativos identificados nos estudos.....  | 57 |
| <b>Figura 7</b> – Localização geográfica das áreas de coleta de macroalgas no litoral do Maranhão, costa norte brasileira .....   | 79 |
| <b>Figura 8</b> - Aspecto geral das macroalgas em placa e no ambiente de coleta. (A) <i>Ulva linza</i> ; (B) <i>Cladophoropsis membranacea</i> ; (C) <i>Rhizoclonium riparium</i> ; (D) <i>Bostrychia calliptera</i> ; (E) <i>Sargassum</i> sp.....   | 79 |
| <b>Figura 9</b> – Perfil do crescimento micelial dos fungos submetidos a diferentes concentrações (%) dos extratos das macroalgas testadas, após 7 dias de incubação. A. <i>fumigatus</i> sob os extratos de <i>Sargassum</i> sp. (A). <i>F. dimerum</i> sob os extratos de <i>Sargassum</i> sp. (B). <i>P. citrinum</i> sob o extrato de <i>C. membranacea</i> (C). CN – Controle negativo; AZO – azoxistrobina; A.N – Extrato de <i>Ascophyllum nodosum</i> ..... | 86 |
| <b>Figura 10</b> – Esporulação do fungo <i>A. fumigatus</i> , expressa em $\text{ml}^{-1} \times 10^6$ , após sete dias de incubação em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E), além dos controles com o fungicida azoxistrobina e com o extrato de <i>A. nodosum</i> .....                     | 87 |
| <b>Figura 11</b> - Esporulação do fungo <i>F. dimerum</i> , expressa em $\text{ml}^{-1} \times 10^6$ , após sete dias de incubação em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E), além dos controles com o fungicida azoxistrobina e com o extrato de <i>A. nodosum</i> .....                       | 88 |
| <b>Figura 12</b> - Esporulação do fungo <i>P. citrinum</i> , expressa em $\text{ml}^{-1} \times 10^6$ , após sete dias de incubação em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E), além dos controles com o fungicida azoxistrobina e com o extrato de <i>A. nodosum</i> .....                      | 89 |

|   |    |
|---|----|
| <b>Figura 13</b> – Porcentagem da germinação do fungo <i>A. fumigatus</i> acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média.....   | 90 |
| <b>Figura 14</b> – Porcentagem de fixação do fungo <i>A. fumigatus</i> acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média.....  | 91 |
| <b>Figura 15</b> - Porcentagem da germinação do fungo <i>F. dimerum</i> acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média.....   | 92 |
| <b>Figura 16</b> – Porcentagem de fixação do fungo <i>F. dimerum</i> acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média.....  | 93 |
| <b>Figura 17</b> – Porcentagem da germinação do fungo <i>P. citrinum</i> acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média.....  | 94 |
| <b>Figura 18</b> – Porcentagem de fixação do fungo <i>P. citrinum</i> acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de <i>U. linza</i> (A), <i>C. membranacea</i> (B), <i>R. riparium</i> (C), <i>B. calliptera</i> (D) e <i>Sargassum</i> sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média.....   | 95 |
| <b>Figura 19</b> - Conteúdo total de proteínas (A), atividade da enzima $\beta$ -1,3-glucanase (B), atividade da enzima quitinase (C) do micélio do fungo <i>A. fumigatus</i> após sete dias de cultivo em meio BD acrescido dos extratos das algas marinhas <i>U. linza</i> , <i>C. membranacea</i> , <i>R. riparium</i> , <i>B. calliptera</i> e <i>Sargassum</i> sp., além dos controles com o extrato de <i>A. nodosum</i> e com o fungicida azoxistrobina..... | 96 |
| <b>Figura 20</b> - Conteúdo total de proteínas (A), atividade da enzima $\beta$ -1,3-glucanase (B), atividade da enzima quitinase (C) do micélio do fungo <i>F. dimerum</i> após sete dias de cultivo em meio BD acrescido dos extratos das algas marinhas <i>U. linza</i> , <i>C. membranacea</i> , <i>R. riparium</i> , <i>B. calliptera</i> e <i>Sargassum</i> sp., além dos controles com o extrato de <i>A. nodosum</i> e com o fungicida azoxistrobina.....   | 97 |

|   |     |
|---|-----|
| <b>Figura 21</b> - Conteúdo total de proteínas (A), atividade da enzima $\beta$ -1,3-glucanase (B), atividade da enzima quitinase (C) do micélio do fungo <i>P. citrinum</i> após sete dias de cultivo em meio BD acrescido dos extratos das algas marinhas <i>U. linza</i> , <i>C. membranacea</i> , <i>R. riparium</i> , <i>B. calliptera</i> e <i>Sargassum sp.</i> , além dos controles com o extrato de <i>A. nodosum</i> e com o fungicida azoxistrobina..... | 97  |
| <b>Figura 22</b> - Resultados positivos dos testes fitoquímicos. Identificação de fenóis e taninos (A) e (B); Identificação de flavonoides (C); Confirmação da presença de saponinas (D). S – <i>Sargassum sp.</i> ; C – <i>C. membranacea</i> , R – <i>R. riparium</i> , Ct – controle.....  | 99  |
| <b>Figura 23</b> - Resultados positivos dos testes fitoquímicos. Em (A) Identificação de terpenos e esteroides; (B) Presença de cumarinas. S – <i>Sargassum sp.</i> ; C – <i>C. membranacea</i> , R – <i>R. riparium</i> .....  | 100 |

## LISTA DE TABELAS

|   |    |
|---|----|
| <b>Tabela 1</b> – Visão geral dos métodos de extração, ensaios antifúngicos e principais compostos identificados em extratos de macroalgas marinhas.....  | 52 |
| <b>Tabela 2</b> – Diâmetro médio das colônias do fungo <i>A. fumigatus</i> após seis dias de incubação (mm) em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos, além dos controles negativo e positivos ..... | 84 |
| <b>Tabela 3</b> – Diâmetro médio das colônias do fungo <i>F. dimerum</i> após seis dias de incubação (mm) em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos, além dos controles negativo e positivos .....   | 84 |
| <b>Tabela 4</b> – Diâmetro médio das colônias do fungo <i>P. citinum</i> após seis dias de incubação (mm) em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos, além dos controles negativo e positivos .....   | 85 |
| <b>Tabela 5</b> - Triagem fitoquímica dos extratos hidroalcoólicos das macroalgas <i>C. membranacea</i> (C), <i>R. riparium</i> (R) e <i>Sargassum</i> sp. (S).....   | 98 |

## SUMÁRIO

|  |     |
|--|-----|
| <b>1 INTRODUÇÃO</b> .....  | 16  |
| <b>2 OBJETIVOS</b> .....   | 19  |
| 2.1 Objetivo Geral.....  | 19  |
| 2.2 Objetivos Específicos .....  | 19  |
| <b>3. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA</b> .....  | 19  |
| 3.1 Bioprospecção marinha.....   | 19  |
| 3.2 Macroalgas .....   | 21  |
| 3.3 Potencial biotecnológico com foco antimicrobiano .....   | 24  |
| 3.4 Fungos micotoxigênicos .....   | 27  |
| 3.5 Contaminação fúngica em ostras .....   | 28  |
| 3.6 Ostreicultura e aplicação antifúngica na ostreicultura.....  | 30  |
| <b>REFERÊNCIAS</b> .....   | 32  |
| <b>4 CAPÍTULO 1: MACROALGAS MARINHAS E PROPRIEDADES ANTIFÚNGICAS: UMA REVISÃO SISTEMÁTICA</b> .....                  | 43  |
| 4.1 INTRODUÇÃO .....   | 43  |
| 4.2 MATERIAL E MÉTODOS.....  | 46  |
| 4.3 RESULTADOS .....   | 46  |
| 4.4 DISCUSSÃO .....  | 58  |
| 4.5 CONCLUSÃO.....   | 64  |
| <b>REFERÊNCIAS</b> .....   | 64  |
| <b>5 CAPÍTULO 2: ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE MACROALGAS DA COSTA NORTE BRASILEIRA FRENTE A FUNGOS TOXIGÊNICOS</b> ..... | 75  |
| 5.1 INTRODUÇÃO .....   | 76  |
| 5.2 MATERIAL E MÉTODOS.....  | 78  |
| 5.3. RESULTADOS .....  | 83  |
| 5.4. DISCUSSÃO .....   | 100 |
| 5.5. CONCLUSÃO.....  | 106 |
| <b>REFERÊNCIAS</b> .....   | 107 |
| <b>6 CAPÍTULO 3: PRODUTO EDUCACIONAL – CARTILHA</b> .....  | 114 |
| 6.1 APRESENTAÇÃO .....   | 114 |
| 6.2 OBJETIVOS .....  | 114 |
| 6.3 PÚBLICO-ALVO .....   | 114 |
| 6.4 METODOLOGIA.....   | 115 |
| 6.5 PRODUTO .....  | 115 |

|                                    |            |
|------------------------------------|------------|
| <b>7 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b> | <b>121</b> |
|------------------------------------|------------|

## 1 INTRODUÇÃO

As ostras são organismos fundamentais para manutenção do equilíbrio ecológico nos ecossistemas aquáticos, visto que realizam a filtração de grandes volumes de água, retirando partículas alimentares, microrganismos, poluentes e fitoplâncton desses ambientes (Barr *et al.*, 2023; Fronteira, 2021). Logo, esses organismos exercem a função de bioindicadores da qualidade de sistemas estuarinos, em relação a contaminação e os efeitos de substâncias químicas perigosas (Nobre *et al.*, 2020).

Como fonte alimentar, as ostras são uma importante fonte nutricional e medicinal, principalmente no que tange à composição presente no tecido mole desses organismos, que incluem alto teor de proteína, polissacarídeos, taurina, vitaminas e minerais, como zinco, além de baixo teor de colesterol (Guo *et al.*, 2020; Venugopal e Gopakumar, 2017).

A ostreicultura, é uma atividade que se aproxima ao modelo de desenvolvimento sustentável, enquanto também gera subsistência e renda para as comunidades locais (Macedo *et al.*, 2020), e possui um mercado robusto e promissor localizado no Brasil (Iitembu *et al.*, 2023). Contudo, um dos principais motivos relacionados aos desafios dessa produção é a presença de possíveis perigos a saúde humana, devido a surtos de doenças e parasitas, que vem sendo registrado em diversas pesquisas (Botta *et al.*, 2020; Venugopal e Gopakumar, 2017).

Essas doenças infecciosas em moluscos podem ter origem em diferentes organismos, como vírus, bactérias e protistas, e de forma menos acentuada serem associadas a outras fontes, como fungos (*Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium*), e parasitas helmintos, como trematódeos, cestódeos e nematódeos (Santos *et al.*, 2017; Zanella *et al.*, 2017). Ademais, por serem predominantemente consumidas cruas, a preocupação para com a qualidade higiênica e sanitária desses alimentos deve ser ainda mais reforçada (Ribeiro *et al.*, 2016), assim como devem ser empreendidos esforços para o controle dos agentes contaminantes.

O sucesso ecológico dos fungos filamentosos em colonizar iminente todos os habitats do planeta, se dá principalmente devido a um potencial quase ilimitado de variação metabólica. Os chamados metabólitos secundários produzidos por estes organismos desenvolvem atividades biológicas, incluindo ação tóxica, determinantes de doenças fúngicas de humanos, animais e plantas (Bills e Gloer, 2016).

As micotoxinas são metabólitos secundários heterogêneos elaborados por fungos, que podem representar um risco à saúde de humanos, animais, devido ao consumo de alimentos e rações infectados. *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium* são os principais gêneros de fungos

responsáveis por esses casos de contaminação regular (Bennett e Klich, 2003; Kumari *et al.*, 2021), Tais gêneros podem ser encontrados em uma ampla variedade de habitats, incluindo formas endofíticas, ambientes terrestres, aquáticos, e até mesmo em hospedeiros humanos (Mohamed *et al.*, 2021; Srinivasan *et al.*, 2020).

As interações complexas entre os seres de diferentes níveis tróficos e/ou do mesmo nível trófico são pressupostos essenciais para um ecossistema. Ademais, o estudo dessas interações é importante para o desenvolvimento de estratégias de engenharia ecológica, voltadas para a sustentabilidade e conservação ambiental. A premissa da antibiose, interação entre duas espécies em que uma das duas inibe o desenvolvimento da outra através de compostos que visam várias funções celulares, é uma estratégia importante para enfrentar esses desafios (Moënné-Loccoz *et al.*, 2015).

Diversas pesquisas estão direcionadas a neutralizar a influência de patógenos associados a alimentos e a prolongar a durabilidade de produtos alimentícios processados, os quais desempenham um papel crucial, diretamente ligados a temas como intoxicação alimentar e saúde do consumidor, além de contribuir para a diminuição do desperdício de alimentos e a relação custo-benefício no setor alimentício (Pisoschi *et al.*, 2018).

Em relação aos antimicrobianos naturais que vêm sendo estudados, destacam-se compostos obtidos através de origem vegetal, animal, fontes microbianas, além de algas e cogumelos (Pisoschi *et al.*, 2018). Enquanto as formas de testagens desses produtos envolvem a produção de óleos essenciais, extratos, e aplicação de nanopartículas (Batiha *et al.*, 2021; Pisoschi *et al.*, 2018), ante diferentes fontes contaminantes.

As macroalgas são organismos macroscópicos que habitam ambientes aquáticos marinhos e continentais, e possuem estruturas e tamanhos variados. Elas são classificadas taxonomicamente em três grandes grupos principais, dependendo da coloração do talo: Rhodophyta (algas vermelhas), Chlorophyta (algas verdes) e Ochrophyta – Phaeophyceae (algas marrons) (Nauer e Lopes Filho, 2017). As algas também possuem compostos bioativos, pois são capazes de sintetizar diversos metabólitos com bioatividades benéficas como efeitos antioxidantes, anti-inflamatórios, antienvelhecimento, antibacterianos, antifúngicos e antivirais (Leandro *et al.*, 2019; Mesadri e Fagundes, 2021), por esse motivo, têm sido empregadas na indústria farmacêutica há alguns anos, assim como na agricultura, pois são eficazes no controle de patógenos vegetais (Agatonovic-Kustrin *et al.*, 2020; Prisa *et al.*, 2024).

Uma série de compostos com propriedades antimicrobianas vêm sendo recentemente isolados e caracterizados de macroalgas, incluindo compostos fenólicos, proteínas e peptídeos, ácidos graxos, polissacarídeos, entre outros (Cabral *et al.*, 2021). No contexto da atividade

antifúngica, os estudos têm se concentrado principalmente em ensaios envolvendo fungos fitopatogênicos (Pourakbar *et al.*, 2021) ou patogênicos em humanos (Shobier *et al.*, 2022). Onde parte dessas pesquisas contemplam os gêneros investigados pelo presente estudo.

Com relação ao litoral maranhense, sabe-se que possui mais de 640 km de extensão, sendo o segundo maior litoral do Brasil. No entanto, estudos sobre as algas ainda são limitados e não acompanham a vastidão da costa do estado. A coleção ficológica do Herbário MAR, apresenta 1.439 exsicatas de macroalgas, correspondentes aos anos de 1964 a 2001, incluindo os filos Rhodophyta, Ochrophyta (Phaeophyceae) e Chlorophyta. Sobre às áreas de coleta, incluem-se os municípios de São Luís, na praia de São Marcos; São José de Ribamar, nas praias do Vieira e Itapari do Mar, e no Recife do Timbuba; e Paço do Lumiar, na praia do Araçagi (Buttareli *et al.*, 2021). Desse modo, torna-se relevante investigar as propriedades antifúngicas de macroalgas da costa maranhense, e por conseguinte a biodiversidade dos bioativos encontrados.

Além da aplicação da pesquisa ser inovadora, visto que o potencial antimicrobiano de macroalgas é mais comumente explorado na área de agricultura, o presente estudo também se insere no campo da biotecnologia, uma vez que a aplicação de compostos bioativos pode subsidiar alternativas em temáticas diversas, como segurança alimentar, saúde pública e conservação ambiental.

O presente estudo se alinha essencialmente aos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) de número 3, que trata de Saúde e Bem-estar, e 14, Vida na Água. Quanto ao ODS 3, destaca-se a meta 3.3, que estabelece “até 2030, acabar com as epidemias de AIDS, tuberculose, malária e doenças tropicais negligenciadas, e combater a hepatite, doenças transmitidas pela água, e outras doenças transmissíveis”. Assim, garantir que os alimentos provenientes do mar sejam seguros em relação a patógenos é fundamental para a saúde humana e para a prevenção de várias doenças. Em relação ao ODS 14, a meta 14.2, propõe “gerenciar e proteger de forma sustentável os ecossistemas marinhos e costeiros para evitar impactos adversos significativos, inclusive fortalecendo sua resiliência, e tomar medidas para sua restauração, a fim de alcançar oceanos saudáveis e produtivos”. Dessa forma, buscar soluções para a contaminação fúngica de fontes naturais, procura prevenir impactos negativos substanciais, assim como aspira à manutenção da produtividade dos ecossistemas marinhos.

A atividade antifúngica de extratos de macroalgas pode afetar o desenvolvimento dos gêneros *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium*, sendo tais efeitos decorrentes da ação de metabólitos secundários presentes em sua constituição. Dessa maneira, a presente pesquisa busca ampliar o conhecimento acerca dos compostos bioativos presentes em macroalgas

coletadas do Maranhão, e sua atuação sobre espécies fúngicas oriundas de organismos aquáticos, possibilitando o desenvolvimento de alternativas sustentáveis para a aquicultura.

## **2 OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo Geral**

Bioprospectar macroalgas marinhas presentes na costa maranhense e determinar a atividade biológica das espécies selecionadas sobre o manejo de fungos micotoxigênicos, provenientes de ostras cultivadas no estado.

### **2.2 Objetivos Específicos**

Levantar as principais espécies macroalgais, epicontinentais, presentes na costa maranhense;

Avaliar o potencial biológico das espécies algais selecionadas, aplicado ao manejo de fungos micotoxigênicos provenientes de ostras, especialmente, espécies do gênero *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium*;

Determinar a nível bioquímico os compostos bioativos presentes nas algas marinhas, com potencial de exploração biotecnológica;

Elaborar cartilha informativa com temática voltada à biodiversidade e ao potencial biotecnológico, a partir do estudo realizado.

## **3. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA**

### **3.1 Bioprospecção marinha**

A bioprospecção é a busca sistemática por organismos, estruturas, compostos naturais e genes de diversos habitats com potencial para desenvolvimento de produtos de valor comercial. Por sua vez, esse tipo de ação tem uma abordagem definida por três principais formas: a bioprospecção química, genética ou biônica. Além disso, é importante destacar que essa prática vem contribuindo diretamente em diversos setores como nas indústrias agrícola e médica, e mais atualmente, no desenvolvimento em áreas da nanotecnologia, biorremediação e aquicultura (Dixit *et al.*, 2021; Pushpangadan *et al.*, 2018).

Nessa perspectiva, a construção de um complexo de ferramentas originados dos produtos naturais é fundamental no tratamento de diversas problemáticas, onde o cenário de

pesquisa cumpre um papel importante no gerenciamento de crises futuras. Ainda, sendo os oceanos e mares responsáveis pela ocupação de 75% da Terra, através de sua rica biodiversidade de organismos marinhos, são reconhecidos pela alta produtividade de metabólitos secundários com diversos alvos farmacológicos e úteis para aplicações terapêuticas (El-Seedi *et al.*, 2025; Sigwart *et al.*, 2021).

Sendo o ambiente marinho uma relevante fonte de substâncias bioativas, pesquisas vem sendo realizadas utilizando diversos organismos e objetivos distintos, principalmente devido ao fato de serem mais acessíveis e apresentarem menos efeitos adversos do que substâncias produzidas industrialmente. São conhecidos trabalhos que investiguem o potencial de microrganismos, como bactérias marinhas, fungos marinhos e cianobactérias, além de organismos como micro e macroalgas, grupos de invertebrados marinhos, como esponjas, cnidários, artrópodes, equinodermos e moluscos, e peixes marinhos (Ghosh *et al.*, 2022).

Essas moléculas bioativas pesquisadas através das técnicas biotecnológicas *in vitro* ou *in vivo* são responsáveis por identificar inúmeros efeitos promissores como antitumorais, anti-inflamatórias, imuno regulatórias, antivirais, antibacterianas e antifúngicas, além de importantes inibidores enzimáticos. Dentre as partículas marinhas observadas e isoladas, citam-se principalmente alcaloides, terpenoides, esteroides, fenilpropanoides, peptídeos, aminoácidos, entre outros (Carrol *et al.*, 2020; Liu *et al.*, 2019; Rinehart, 2007; Tischler, 2020).

A biotecnologia marinha, também denominada biotecnologia azul, tem avançado de acordo com as demandas contemporâneas, sobretudo aquelas associadas ao bem-estar humano e ao interesse econômico. Diversos bioprodutos já foram desenvolvidos e apresentam elevada relevância, como os aplicados ao melhoramento de rações animais, à produção de bioenergia, ao processamento de alimentos, incluindo estabilizantes, texturizantes, gomas industriais e emulsificantes (Rotter *et al.*, 2021), ao setor agrícola, por meio dos biofertilizantes (Kumari *et al.*, 2023), e ao campo clínico, no qual compostos de origem marinha vêm sendo utilizados como antineoplásicos, analgésicos para dor neuropática crônica, antagonistas em casos de superdosagem de heparina, como haptenos e carreadores vacinais, além de suplementos de ácidos graxos ômega-3 (Haque *et al.*, 2022).

Apesar do rápido avanço no conhecimento acerca de organismos marinhos e de seus ecossistemas nas últimas décadas, com o registro contínuo de novas espécies e milhares de novas moléculas anualmente, estima-se que a proporção de organismos ainda não explorados permaneça substancial (Bayona *et al.*, 2022), o que revela um vasto potencial investigativo a ser explorado.

### 3.2 Macroalgas

As algas são constituem um grupo de organismos característicos de ambientes aquáticos ou úmidos, dotados de capacidade fotossintética, isto é, utilizam a clorofila para converter energia luminosa em energia química. Esses organismos podem ser agrupados em microalgas e macroalgas marinhas, sendo estas últimas especialmente diversas. As macroalgas apresentam uma longa trajetória evolutiva, surgindo no final do Pré-Cambriano (aproximadamente 900–600 milhões de anos atrás), e podem ocorrer como litófitas, epífitas endofíticas, endozoicas, ou ainda na forma de organismos livres-flutuantes, reproduzindo-se predominantemente por via vegetativa (Dawes, 2016; Pereira, 2021).

Embora não possuam raízes, caules, folhas ou tecido vascular verdadeiros, apresentam células características similares às das plantas terrestres, incluindo plastídios, paredes celulares e vacúolos. Além disso, as macroalgas de maior porte possuem talos diferenciados, que podem incluir órgãos de fixação, regiões análogas a caules e lâminas fotossintéticas responsáveis pela captação de luz (Dawes, 2016).

Do ponto de vista taxonômico o termo “macroalgas” abrange três grandes divisões: Rhodophyta (algas vermelhas), Chlorophyta (algas verdes) e Phaeophyta (algas marrons ou pardas). Devido a elevada produção de biomassa e à diversidade de pigmentos e metabólitos secundários, essas algas vêm recebendo crescente destaque como recursos sustentáveis para a produção de biocombustíveis, insumos bioquímicos e produtos alimentícios. Ademais, sua composição química singular e a ampla variabilidade em sua disponibilidade abrem diversas oportunidades de exploração científica e tecnológica, uma vez que o conteúdo nutricional e metabólico das macroalgas pode substancialmente variar entre espécies, gêneros, divisões, estações do ano e regiões geográficas (Sudhakar, *et al.*, 2018; Wan *et al.*, 2019).

A distribuição espacial das macroalgas ocorre, de modo geral, nos gradientes supralitoral, litoral e sublitoral (Rao *et al.*, 2018). Na costa amazônica brasileira, observa-se uma alta diversidade de macroalgas associadas a ecossistemas manguezal, como é o caso do estado do Maranhão. A adaptabilidade desses organismos a esse ambiente está relacionada, sobretudo, à sua capacidade de colonizar uma ampla variedade de substratos disponíveis no ecossistema, especialmente as raízes e troncos das espécies arbóreas dominantes do manguezal, como *Rhizophora mangle*, *Avicennia germinans* e *Laguncularia racemosa* (Fernandes *et al.*, 2005).

De acordo com Buttareli *et al.* (2021), a coleção ficológica maranhense do Herbário MAR reúne 1.439 exsicatas de macroalgas, coletadas entre anos de 1964 a 2001. Esse acervo

contempla 75 espécies e 33 famílias de Rhodophyta, 34 espécies distribuídas em 21 famílias de Chlorophyta, e 33 espécies e 12 famílias para Ochrophyta (Phaeophyceae).

O filo *Chlorophyta* caracteriza-se pela presença predominante do pigmento verde clorofila, o que explica sua proximidade evolutiva com as plantas terrestres. Esse grupo engloba algas unicelulares e pluricelulares, apresentando ampla diversidade de fenótipos. As formas multicelulares estão distribuídas principalmente nas classes Palmophyllophyceae, Trebouxiophyceae, Ulvophyceae e Chlorophyceae, podendo apresentar organização filamentosa, ramificada ou não. As algas verdes desempenham papel central na produção primária em habitats marinhos, dulcícolas e terrestres, sendo frequentes em biofilmes aquáticos, na formação de florações e em associações simbióticas, como líquens e interações com diversos invertebrados (Domozych e Loricco, 2024; Jana, 2024).

A espécie *Ulva linza* Linnaeus descrita em 1793 ocorre principalmente em áreas tropicais e subtropicais como áreas de costas na Europa, América do Norte, Caribe, América do Sul, África, Oriente Médio, sul, sudeste e leste da Ásia, Oceania, mas também em áreas árticas (Guiry e Guiry, 2018). Assim como descreve Kidgell *et al.* (2021), as espécies desse gênero de algas verdes podem apresentar duas morfologias distintas: forma de lâmina plana ou forma tubular filamentosa. Para *U. linza*, observa-se uma estrutura laminada, semelhante a folhas.

O gênero pantropical *Cladophoropsis* Børgesen (1905) é caracterizado por talos que formam esteiras ou almofadas aderidas ao substrato por células tenaculares ou por rizoides. São reconhecidas seis morfoespécies, as quais podem ser diferenciadas entre si, embora também compartilhem características morfológicas com outros gêneros (Guiry e Guiry, 2025; Leliaert e Coppejans, 2006). Em relação as propriedades químicas e atividades antimicrobianas para esse gênero, já foram conduzidas investigações que identificaram a presença de compostos fenólicos, taninos, flavonoides, esteroides, alcaloides e clorofila a/b, os quais estão associados a potenciais efeitos antioxidantes, antifúngicos e citotóxicos (Goswami *et al.*, 2023; Islam, 2020; Mickymaray e Alturaiki, 2018).

Já gênero *Rhizoclonium* Kützinger (Cladophoraceae, Cladophorales), descrito em 1843, compreende macroalgas filamentosas unisseriadas, não ramificadas, com elevado teor de clorofila, e intimamente relacionadas a outros gêneros como *Cladophora* e *Chaetomorpha*. Trata-se de um grupo amplamente distribuído em ambientes de água doce, salobra e marinha, frequentemente ocorrendo entrelaçado a outras algas ou em pântanos salgados, onde forma densos tapetes (Biswas *et al.*, 2023; Guiry e Guiry, 2025; Zhao *et al.*, 2018). Ressalta-se a espécie *R. riparium*, reconhecida como fontes de moléculas bioativas, com destaque para

propriedades antioxidante, antimutagênica, e estabilizadora de membrana (Biswas *et al.*, 2023; Osuna-Ruíz *et al.*, 2019).

O filo das *Rhodophyta*, ou algas vermelhas, é constituído por organismos eucarióticos, caracterizado pela elevada riqueza de espécies e ampla variação morfológica. Esse filo distingue-se pela presença de pigmentos do tipo ficobilina, organizadas em estruturas denominadas ficobilissomos. Tradicionalmente, as algas vermelhas são agrupadas nas classes Bangiophycidae e Florideophycidae, embora classificações mais recentes, baseadas em análises genômicas, tenham refinado essa organização taxonômica. As espécies de *Rhodophyta* ocorrem predominantemente em ambientes marinhos, mas também podem ser encontradas em sistemas dulcícolas, áreas de manguezais e em regiões sujeitas a aportes periódicos de água doce. Apesar de sua reconhecida relevância ecológica, evolutiva e do expressivo potencial comercial, esse grupo ainda permanece relativamente subexplorado do ponto de vista científico (Borg *et al.*, 2023; Gabrielson *et al.*, 1986; Vis e Necchi, 2022).

A espécie *Bostrychia calliptera* (Montagne) Montagne descrita em 1842, é típica de manguezais em áreas como costa oeste da África, Japão e Sudeste Asiático, Austrália e Nova Zelândia, América do Sul e Central, e regiões de ilhas, como o Caribe. Nos manguezais subtropicais brasileiros são predominantes em cobertura e biomassa, ao lado de outras espécies que compõem o gênero, além dos gêneros *Caloglossa* e *Catenella*, formando um conjunto conhecido por “Bostrychietum” (Guiry e Guiry, 2018; Mendonça e Lana, 2021; Yokoya *et al.*, 2023). Em relação a suas características principais, são tufadas, roxo-escuras, crescem sobre raízes de mangue fixadas ao substrato por meio de hápteros, alternadamente ramificadas e formando eixos pinados claros, compostos por eixo principal e ramos laterais em toda a extensão (Gyi e Soe-Htun, 2012).

As algas pardas pertencem à classe *Phaeophyceae* e englobam organismos marinhos que variam desde formas filamentosas microscópicas até espécies de grande porte e elevada complexidade estrutural. A coloração típica desse grupo decorre principalmente da presença do carotenoide fucoxantina nos cloroplastos, podendo estar associada, em algumas espécies, a taninos feofíceos específicos. Estima-se que a classe compreenda cerca de 1.836 espécies, das quais menos de 1% ocorrem em ambientes de água doce. As algas pardas de maior porte exercem papel central na organização de ecossistemas costeiros em todo o mundo, ao contribuírem para a produtividade primária, a oferta de habitat e o fornecimento de recursos de interesse ecológico e econômico (Bringloe *et al.*, 2020; Verma *et al.*, 2015; Wehr *et al.*, 2015).

*Sargassum* C. Agardh (1820), é um gênero de algas pardas altamente diversificadas, com aproximadamente 615 espécies distribuídas em regiões tropicais e temperadas,

desempenhando papel significativo nesses ecossistemas. A maioria das espécies tem hábito bentônico, entretanto, duas mantêm-se em ambiente pelágico, sendo responsáveis por eventos de encalhe ao longo de costas atlânticas tropicais (Sanjeeva *et al.*, 2018; Stiger-Pouvreau *et al.* 2023). Esse gênero apresenta relevância para os setores alimentício, cosmético e farmacêutico, tendo sido identificados compostos como alcaloides, flavonoides, fenol, taninos e esteroides. Diversos estudos já reconheceram em suas espécies atividades antioxidante, anti-inflamatórias, antimicrobianas e anticoagulantes (Puspita *et al.*, 2020; Sanjeeva *et al.*, 2018; Saraswati *et al.*, 2019).

No que tange à aplicabilidade dos compostos derivados de macroalgas, os principais avanços relatados concentram-se em áreas como a agricultura, farmacologia e nutracêutica. Na agricultura, os extratos algais têm sido amplamente reconhecidos por conferir proteção às plantas frente a diversos estresses bióticos e abióticos, apresentando potencial de aplicação tanto no campo e quanto em outros ambientes (Prisa *et al.*, 2024). No âmbito farmacêutico, aproximadamente 83 espécies já demonstraram eficácia por meio de metabólitos com propriedades terapêuticas relevantes (Negreanu-Pirjol *et al.*, 2022). Além disso, diversas macroalgas exibem atividades antitumorais, antioxidantes, anti-inflamatórias, antidiabéticas, anticoagulantes e antitrombóticas, neuroprotetoras, antiprotozoária, antivirais, antimicrobiana, entre outras. No setor nutracêutico, esses organismos vêm sendo agregados a alimentos e bebidas como formas de incrementar valor nutricional e benefícios a saúde (Cadar *et al.*, 2025; Ismail *et al.*, 2020).

De modo geral, os principais grupos de biomoléculas associados a essas aplicações incluem compostos fenólicos, carotenoides, polissacarídeos, peptídeos, ácidos graxos, além de outros compostos menores, como esteróis (Agarwal; Dangariya; Agarwal, 2021; Guo *et al.*, 2022). Entretanto, o percurso entre o isolamento, a caracterização estrutural e o avanço para ensaios clínicos permanece extenso e desafiador. Segundo Rosa *et al.* (2020), uma das críticas recorrentes diz respeito à falta de clareza na apresentação dos resultados em alguns estudos e, principalmente, a ausência ou limitação de informações acerca da composição química dos extratos, o que compromete o avanço das pesquisas sobre bioativos de macroalgas.

### **3.3 Potencial biotecnológico com foco antimicrobiano**

Atualmente, um dos principais objetivos em escala global está associado à consolidação da chamada economia azul, entendida como a busca por um modelo de desenvolvimento sustentável que integre conhecimento científico, inovação tecnológica e uso responsável dos

recursos marinhos. Essa abordagem visa a elaboração de soluções inovadoras voltadas à conservação dos oceanos e à sustentabilidade de seus ecossistemas. Para que essa meta seja alcançada, é imprescindível a adoção de um pensamento crítico durante o mapeamento, planejamento estratégico, e utilização de métodos de prospecção capazes de incentivar iniciativas voltadas a esse propósito (Pace *et al.*, 2023).

Nesta perspectiva surge a concepção biotecnológica de recursos com potencial antimicrobiano, visto que, assim como discutem Quinto *et al.* (2019), existe um alto impacto de patógenos microbianos na transmissão de doenças por alimentos, configurando um desafio relevante para a saúde pública. Além disso, o uso indiscriminado de antibióticos para esses tratamentos tem contribuído para a surgimento de microrganismos multirresistentes, reforçando o interesse científico por antimicrobianos naturais. Segundo a Organização Mundial da Saúde (2025), a resistência antimicrobiana (RAM) está comprometendo a eficácia de terapias essenciais a manutenção da vida e enfraquecendo os pilares da medicina moderna, fenômeno observado principalmente em bactérias, mas também relevante para organismos como os fungos.

Compostos antimicrobianos naturais provenientes de plantas, animais, bactérias, vírus, algas e fungos têm sido amplamente pesquisados e identificados, sendo reconhecido como alternativas promissoras no controle desses microrganismos e na mitigação do desenvolvimento de resistência associada a medicamentos sintéticos (Quinto *et al.*, 2019).

As macroalgas marinhas, principalmente pertencentes aos filos *Rhodophyta*, *Chlorophyta* e *Phaeophyta* surgem como uma fonte rica em compostos bioativos, visto que são comumente consumidas e conhecidas por sua composição química e nutricional, assim como por suas propriedades biológicas que incluem melhoramento na área agrícola, aditivação na produção animal, aplicação nutracêutica, função na indústria cosmética, atividade antioxidante, anti-inflamatórias, anticoagulação, anticancerígenas, assim como atividade antimicrobiana (Silva *et al.*, 2020; Veluchamy; Palaniswamy, 2020).

Os metabólitos secundários responsáveis por essas atividades bioativas se originam nos mecanismos de defesa das algas, a partir de uma pressão ecológica que pode ocorrer mediante impacto da predação, competição territorial e flutuações de maré. Dessa forma, a atividade antimicrobiana de alguns desses compostos atuam na inibição ou limitação do desenvolvimento de microrganismos concorrentes (Pérez; Falqué; Domínguez, 2016).

Dentre os principais grupos químicos relatados com potencial na descoberta de fármacos estão polissacarídeos, polifenóis, terpenoides, proteínas, peptídeos, florataninos e pigmentos. Tais compostos possuem comprovada eficácia antibacteriana e antifúngica, distribuídas entre

as diversas espécies de macroalgas ao redor do mundo. Como principais mecanismos de ação, está a interação entre esses metabólitos e estruturas como parede celular bacteriana, compostos da membrana e ácidos nucleicos e os polissacarídeos que compõem as células microbianas (Pereira e Valado, 2023; Silva *et al.*, 2020).

No cenário nacional, o Brasil destaca-se pela elevada diversidade de espécies marinhas distribuídas ao longo do litoral, os quais possuem expressivo potencial biotecnológico. Nesse contexto, as algas marinhas ocupam posição de destaque, com registros atuais que indicam aproximadamente 750 espécies, número que permanece em contante atualização. Estudos prévios tem direcionado esforços para a busca por compostos bioativos em macroalgas nativas quanto à sua atividade antioxidante, fotoprotetoras, citotóxicas, antivirais, assim como demais objetivos (Dos Santos *et al.*, 2023; Simioni *et al.*, 2019). Sob a perspectiva da atividade antimicrobiana, observa-se maior recorrência de trabalhos voltados à avaliação do potencial antibacteriano, envolvendo a testagem de espécies em regiões distintas do país, como o Nordeste e o Sul, com intuito de desenvolvimento agrícola e farmacológico (Alves *et al.*, 2016; Coronel *et al.*, 2020).

No que se refere ao potencial antifúngico, a literatura disponível aponta que praticamente todos os estudos publicados têm origem internacional. As investigações concentram-se predominantemente no controle de fitopatógenos, seguidas de pesquisas nos setores médico, farmacêutico e alimentício (Rizwan *et al.*, 2024; Samar *et al.*, 2022; Uribe *et al.*, 2020; Vicente *et al.*, 2021)., logo, uma ampla variedade de grupos químicos têm sido identificados e descritos como promissores para as diferentes áreas de interesse biotecnológico. Visto esse potencial, torna-se evidente a necessidade de ampliar a bioprospecção de macroalgas, visando explorar a atividade de diferentes organismos em variados ambientes e regiões geográficas.

Apesar dos avanços já alcançados, muitos desafios ainda se fazem necessários quanto a aplicação prática dos compostos bioativos derivados de macroalgas marinhas. Aspectos como a padronização dos métodos de extração, a elucidação dos mecanismos de ação desses grupos, além de testes que ultrapassem a perspectiva *in vitro*. Entretanto, à medida que esses entraves sejam solucionados, essas investigações poderão subsidiar estratégias ecológicas fundamentais, que contribuam para o avanço científico e tecnológico das áreas envolvidas (Monroy-García *et al.*, 2025).

### 3.4 Fungos micotoxigênicos

Os fungos, conhecidos pelas formas microscópica ou de bolor, são encontrados na natureza de forma onipresente, causando em muitos casos malefícios a humanos, animais e plantas. Existem duas principais formas de contaminação desses organismos, a forma patogênica, das quais se resultam as micoses, e a forma na qual os fungos produzem micotoxinas, metabólitos que não possuem função relevante no metabolismo dos fungos, mas que podem ser tóxicas para humanos, plantas e animais (Bhunja, 2018), são os chamados fungos micotoxigênicos.

O termo micotoxina, e as micotoxicoses, doenças causadas a partir desses metabólitos, foram cunhados a partir da descoberta de uma das categorias desses agentes, as aflotoxinas, após a ocorrência de uma doença misteriosa em perus na Inglaterra, em 1963. Após esse período, o estudo das micotoxinas ganhou maior importância, onde estas passaram a ser consideradas uma ameaça a saúde pública (Dube, 2013). A partir de demais estudos, compreendeu-se que existem fatores intrínsecos a capacidade dos fungos em sobreviver, colonizar e produzir toxinas, bem como a temperatura, a disponibilidade de água, oscilações dos ciclos úmido/seco e qualidade/quantidade de luz. Fatores esses que contemporaneamente são influenciados pela ação humana, e por consequência as mudanças climáticas (Zingales *et al.*, 2022).

Muitas pesquisas têm investigado espécies de fungos filamentosos com capacidade tóxica, todavia, os principais gêneros associados a esses casos são *Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium* (Bhunja, 2018). Esses fungos são muito diversos e possuem uma multiplicidade de metabólitos fúngicos secundários que configuram significativa problemática para a saúde e o bem-estar de humanos e animais, além disso, é um problema importante para a segurança alimentar (Poroşnicu *et al.*, 2022).

*Aspergillus* sp. apresentam principalmente micotoxinas das classes aflotoxinas (tipos B1, B2, G1, G2) e ocratoxinas (tipo A), sendo as espécies *A. flavus*, *A. parasiticus* e *A. ochraceus*, as mais citadas nesse contexto. Em relação ao gênero *Fusarium*, as espécies *F. verticillioides*, *F. proliferatum*, *F. graminearum* e *F. culmorum* são amplamente pesquisadas em função a incidência de fumonisina (tipo B1), deoxinivalenol (DON), zearalenona (ZEA), além de outras toxinas em menor escala, como toxina T-2 (T2) e a toxina HT-2, a beauvericina e as eniatinas. Já no gênero *Penicillium* foram identificadas principalmente ocratoxina (tipo A) e patulina, bem como citreoviridina, citrinina, ácido penicílico, entre outras, associadas às espécies *P. verrucosum*, *P. nordicum*, *P. expansum*, *P. carneum*, *P. paneum*, *P. clavigerum*, *P.*

*islandicum*, *P. citreonigrum*, *P. citrinum* (Bertero *et al.*, 2018; Perrone e Gallo, 2016; Perrone e Susca, 2016).

As aflotoxinas, especialmente a tipo B (AFB1), apresentam mecanismos de ação bastante complexos, os quais podem resultar no desenvolvimento de diversas doenças agudas ou crônicas em animais e humanos, tais como hepatotoxicidade, carcinogenicidade, mutações e distúrbios reprodutivos (Dai *et al.*, 2022). A ocratoxina A, igualmente relevante nesse aspecto, possui como principais efeitos descritos em humanos, a toxicidade geral, bem como ações nefrotóxicas, teratogênicas e imunotóxicas (Perrone e Susca, 2016; Pitt e Leistner, 2006). Já em relação às fumosinas, consideradas uma das classes mais tóxicas de metabólitos, estão associadas a efeitos de imunotoxicidade, além de toxicidade em órgãos como pulmão, rim, fígado, coração e intestino em diferentes animais, e no trato reprodutor (Chen *et al.*, 2021).

No que tange as formas de contaminação por micotoxinas em humanos, estas ocorrem essencialmente por meio da ingestão de alimentos de origem vegetal e de origem animal (Sweeney e Dobson, 1998). Atualmente, mais de 500 micotoxinas já foram descritas, tendo sido isoladas a partir de tecidos animais, leite, carne, ovos, bem como de produtos como cevada, trigo, milho, amendoim e diversas outras commodities, além de rações contaminadas, o que pode acarretar, inclusive, a contaminação na aquicultura. Todos esses aspectos corroboram a crescente preocupação relacionada à saúde pública e ao setor agrícola (Adeyeye, 2020; Haque *et al.*, 2020).

No final do século XX, iniciou-se, em âmbito internacional, a preocupação com a regulamentação de contaminantes em alimentos, a qual rapidamente se tornou uma questão relevante no Brasil, em função do elevado potencial de exportação de produtos alimentícios (Taniwaki *et al.*, 2019). No Brasil, a resolução vigente é a RDC nº 7/2011 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária, responsável por estabelecer os limites máximos tolerados para micotoxinas em alimentos, com o objetivo de proteger a saúde do consumidor. Dentre as matrizes contempladas, encontram-se amendoim, café, cereais, especiarias, nozes e castanhas, produtos lácteos, entre outros. Dessa forma, observa-se que diversos alimentos não estão incluídos no documento, o que abre espaço para discussões na atualidade.

### **3.5 Contaminação fúngica em ostras**

Moluscos bivalves possuem grande relevância, não apenas como fonte proteica animal, mas também por contribuírem diretamente com serviços ecossistêmicos no ambiente em que são cultivados, através da capacidade de filtração, processo essencial para a purificação da água desses locais (Nascimento *et al.*, 2022). Todavia, existem diversos tipos de partículas

contaminantes de alta relevância que elas absorvem e podem bioacumular, podendo interditar o consumo desses organismos, a exemplo de microplásticos (MPs) (Serrano, 2023), metais tóxicos, como cádmio, cobre e zinco (Wootton *et al.*, 2022), biotoxinas marinhas (BMs), como ácido domoico e o ácido ocadaico e contaminantes emergentes (CECs), como cafeína, diclofenaco, meloxicam e sertralina (Bosch-Orea *et al.*, 2023), além de fitoplâncton causadores de florações nocivas (Zou *et al.*, 2025) e microrganismos patogênicos humanos (Desdouits *et al.*, 2023).

Os organismos marinhos são naturalmente repletos de vida microbiana, tanto no que se refere a parte interna quanto externamente. No caso das ostras, a importância da microbiota está associada diretamente ao bem-estar, ou seja, vida útil, deterioração, mortalidade e doenças. Logo, estudos voltados a caracterização dessa microbiota e de seus mecanismos de ação são essenciais (Chen *et al.*, 2016; Scanes *et al.*, 2021). Além disso, King *et al.* (2019) apontam evidências de que fatores ambientais exercem papel relevante na propagação e na gravidade das doenças em ostras, destacando como principais parâmetros a salinidade, a turbidez o aumento da temperatura e a disponibilidade de nutrientes como amônio, fosfato, nitrato e nitrito, além disso, são considerados o crescimento e a virulência dos patógenos.

Em uma revisão de literatura, Zanella *et al.* (2017) descrevem que os moluscos bivalves marinhos podem ser acometidos por diversas doenças infecciosas. Entre as enfermidades de maior relevância, destacam-se citam-se aquelas causadas por vírus, bactérias e protistas. Em menor proporção, também são relatadas doenças associadas a fungos como *Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium*, além de organismos do filo Porifera e parasitas helmintos, incluindo trematódeos, cestódeos e nematódeos.

Em relação às espécies fúngicas, estudos recentes têm relatado a presença de fungos filamentosos com potencial toxigênico, bem como leveduras, associados a ostras do gênero *Crassostrea* em áreas de cultivo e de extrativismo. Essas pesquisas conduzidas na costa amazônica maranhense, Brasil, evidenciam uma lacuna significativa de conhecimento sobre a diversidade e o papel desses microrganismos nesse contexto. Ao mesmo tempo, tais estudos reforçam a relevância do tema para áreas como a saúde pública, considerando o potencial risco à saúde humana, e para a compreensão ecológica das interações entre microrganismos e os ecossistemas costeiros (Guimarães *et al.*, 2025; Nascimento *et al.*, 2025).

Ademais, surtos de infecções associadas ao consumo de mariscos têm sido relatados há mais de um século, sobretudo relacionados às ostras. Concomitantemente, a produção de moluscos bivalves apresentou um aumento relevante nos últimos anos e, apesar dos benefícios nutricionais que esse produto pode oferecer, existe uma preocupação crescente quanto à

ocorrência de surtos de doenças transmitidas por alimentos. Tal cenário se deve, principalmente, ao fato de que o consumo de bivalves crus é muito comum em diversos países, o que se associa à potencial presença de uma ampla variedade de microrganismos, que podem ser patogênicos tanto para os bivalves quanto representar ameaças à saúde pública (Crovato *et al.*, 2019; Lattos *et al.*, 2021; Potasman *et al.*, 2002).

Acerca dessa perspectiva de contaminação microbiológica, existem técnicas laboratoriais já consolidadas para determinação da presença e da abundância de diversos microrganismos causadores de doenças. Essas abordagens incluem, principalmente, métodos de diagnóstico direto, associados a técnicas moleculares mais específicas e sensíveis, além do uso da microscopia eletrônica (Ribeiro *et al.*, 2016; Zanella *et al.*, 2017).

No que tange o monitoramento de moluscos bivalves (como as ostras, vieiras, mexilhões, sarnambis, berbigões, dentre outros), no Brasil, destaca-se a Portaria SDA/MAPA Nº 884/2023, que institui o Programa Nacional de Moluscos Bivalves Seguros (MoluBis). O referido documento substitui o Programa Nacional de Controle Higiênico-sanitário de Moluscos Bivalves (PNCMB), de 2012, e atualiza as diretrizes estabelecidas pela Instrução Normativa Interministerial MPA/MAPA nº 7/2012, bem como por portarias anteriores.

O programa abrange todas as etapas de coleta e processamento de moluscos, tanto de cultivo quanto de extrativismo, destinados ao consumo humano ou animal, com ênfase nos padrões de segurança. São contempladas avaliações dos riscos de contaminação nos moluscos e na água das áreas de vigilância, incluindo o monitoramento de ficotoxinas, microalgas nocivas metais pesados, hidrocarbonetos policíclicos aromáticos (HPAs) e contaminantes microbiológicos (Brasil, 2023). Todavia, um entrave relevante está associado a contaminação por microrganismos, uma vez que apenas bactérias são incluídas nessas análises, o que evidencia a limitada atenção dispensada a outros organismos, como fungos e leveduras, também potencialmente contaminantes dos moluscos.

### **3.6 Ostreicultura e aplicação antifúngica na ostreicultura**

A aquicultura é uma esfera essencial para a sobrevivência humana, e assim como demais áreas deve estar diretamente associada aos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável da Agenda 2030. Muito se discute, por exemplo, acerca dos sistemas de cultivo integrado que incluam diferentes níveis tróficos de organismos, além de tecnologias verdes que possam ser aplicadas, como a associação entre os frutos do mar e o cultivo de algas, o que pode aproximar os modelos de monocultura a uma prática mais sustentável (Valenti e Ballester, 2024).

No que tange à ostreicultura, sabe-se que é uma atividade em expansão pelo Hemisfério Ocidental nas últimas décadas. Esse tipo de cultivo abrange a perspectiva sustentável ao passo que fornece matrizes de ostras nativas, mantendo o suprimento de larvas, e conseqüentemente realizando a manutenção em recifes de ostras, além de promover maior biodiversidade de espécies associadas. Todavia, é notório que o grande destaque para essa produção está no continente asiático, principalmente China, enquanto os demais países ainda enfrentam desafios financeiros, regulatórios e até mesmo relativos à saúde pública, visto a presença de possíveis parasitas e doenças nas ostras cultivadas (Botta *et al.*, 2020; Chan *et al.*, 2022).

Dentre essas doenças emergentes, relata-se a presença de fungos no ambiente aquático, os quais são comumente descritos como invasores secundários de tecidos, geralmente associados a processos infecciosos pré-existentes, ou devido a condições ambientais adversas, como má qualidade da água ou temperaturas reduzidas (Iqbal *et al.*, 2023). No caso de moluscos bivalves, alguns estudos conduzidos no Brasil já vem investigando a contaminação por espécies fúngicas que podem apresentar potencial patogênico e toxigênico, além de buscarem compreender a influência do ambiente dos cultivos no estabelecimento desses quadros. Tais aspectos configuram um fator essencial para o monitoramento desses produtos e para a garantia da segurança dos consumidores (Oliveira *et al.*, 2024; Silva *et al.*, 2020).

Em relação a contaminação por micotoxinas, são mais conhecidas dentre o campo agrícola, visto os prejuízos econômicos gerados nesse tipo de alimento, entretanto já apresentam relevância na aquicultura. Dessa forma, os efeitos das micotoxinas em organismos marinhos ainda constituem uma lacuna importante de conhecimento (Anatter *et al.*, 2016; Gonçalves *et al.*, 2018), a exemplo dos mecanismos e propriedades antifúngicas para esta área.

Nota-se como que uma das principais tendências globais no uso de antimicrobianos na aquicultura ainda corresponde à aplicação de fármacos industrializados, apesar da grande preocupação relacionada ao desenvolvimento de resistência a esses produtos (Schar *et al.*, 2020). Ademais, entre as alternativas consideradas mais naturais para essa abordagem, já se destacam o uso de microrganismos com atividade antimicrobiana (Hamza e Zinjarde, 2023), a aplicação direcionada de pós-bióticos (Ang *et al.*, 2020), mecanismos físico-químicos e bioquímicos, como o emprego de nanopartículas de prata e peróxido de hidrogênio (Saad *et al.*, 2024), bem como a prospecção de compostos ativos isolados de macroalgas marinhas (Pourakbar *et al.*, 2021), entre outras estratégias.

Conforme destacado por Kumari *et al.* (2023), o extrato derivado da macroalga *Ascophyllum nodosum* exemplifica um estudo no qual biomoléculas marinhas foram utilizadas para o desenvolvimento de um produto fertilizante relevante. Este é amplamente aplicado na

agricultura contemporânea também devido à presença de compostos bioativos que exibem diversas atividades biológicas, incluindo propriedades antibióticas, antimicrobianas, antioxidantes, anticancerígenas, antidiabéticas e antiobesidade. No que se refere à sua atividade antimicrobiana, essa macroalga já teve resultados positivos em relação a eficácia antifúngica, reduzindo a severidade e incidência de bolores em pós-colheita (Naves *et al.*, 2021). Além disso, outras espécies já vem sendo testadas em diferentes países, a exemplo dos gêneros *Sargassum* sp., *Ulva* sp., *Padina* sp., *Hypnea* sp. (Ávila-Romero *et al.*, 2023; Bahammou *et al.*, 2021).

Considerando que essa macroalga tem origem predominantemente europeia, torna-se evidente investigar a relevância de outras macroalgas marinhas sob a perspectiva da atividade antifúngica em diferentes regiões, como o Brasil, país reconhecido por sua elevada biodiversidade. Esses estudos visam ampliar o conhecimento acerca desses compostos bioativos de espécies nativas e podem subsidiar o desenvolvimento de alternativas aos produtos atualmente aplicados, com vistas ao controle de patógenos fúngicos em organismos aquáticos e ao fortalecimento de práticas sustentáveis na aquicultura.

## REFERÊNCIAS

- Adeyeye, S. A. O. Aflatoxigenic fungi and mycotoxins in food: a review. **Critical reviews in food science and nutrition**, v. 60, n. 5, p. 709-721, 2020. DOI: 10.1080/10408398.2018.1548429
- Agatonovic-Kustrin, S.; Ramenskaya, G.; Kustrin, E.; Ortakand, D. B.; Morton, D. W. A new integrated HPTLC-ATR/FTIR approach in marine algae bioprofiling. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, v. 189, p. 113488, 2020.
- Agarwal, Pradeep K.; Dangariya, Mohit; Agarwal, Parinita. Seaweed extracts: Potential biodegradable, environmentally friendly resources for regulating plant defence. **Algal Research**, [S. l.], v. 58, p. 102363, 2021. DOI: 10.1016/j.algal.2021.102363
- Alves, R. C. C.; das Mercês, P. F. F.; de Souza, I. R. A.; Santâ, A. P.; da Silva, A.; de Menezes Lima, V. L.; da Silva, A. G. Antimicrobial activity of seaweeds of Pernambuco, northeastern coast of Brazil. **African Journal of Microbiology Research**, v. 10, n. 10, p. 312-318, 2016. DOI: 10.5897/AJMR2015.7616
- Anater, A.; Manyes, L.; Meca, G.; Ferrer, E.; Luciano, F. B.; Pimpão, C. T.; Font, G. Mycotoxins and their consequences in aquaculture: A review. **Aquaculture**, v. 451, p. 1-10, 2016. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2015.08.022
- Ang, C. Y.; Sano, M.; Dan, S.; Leelakriangsak, M.; Lal, T. M. Postbiotics applications as infectious disease control agent in aquaculture. **Biocontrol science**, v. 25, n. 1, p. 1-7, 2020. DOI: 4265/bio.25.1
- Avila-Romero, M.; García-Bores, A. M.; Garduño-Solorzano, G.; Avila-Acevedo, J. G.; Serrano-Parrales, R.; Orozco-Martínez, J.; Hernandez-Delgado, T. Antimicrobial activity of

some macroalgae of the Veracruzano Reef System (SAV), Mexico. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 30, n. 1, p. 103496, 2023.

Bahammou, N.; Raja, R.; Carvalho, I. S.; Cherifi, K.; Bouamama, H.; Cherifi, O. Assessment of the antifungal and antioxidant activities of the seaweeds collected from the coast of Atlantic Ocean, Morocco. **Moroccan Journal of Chemistry**, v. 9, n. 4, p. J. Chem. 9 N° 4 (2021) 639-648, 2021.

Barr, M. J.; Munroe, D.; Rose, J. M.; Calvo, L. Seasonal Feeding Behavior of Aquaculture Eastern Oysters (*Crassostrea virginica*) in the Mid-Atlantic. **Estuaries and Coasts**, v.47, n.476, p.1-16, 2023.

Batiha, G. E. S.; Hussein, D. E.; Algammal, A. M., George, T. T., Jeandet, P., Al-Snafi, A. E.; Cruz-Martins, N. Application of natural antimicrobials in food preservation: Recent views. **Food Control**, v. 126, p. 108066, 2021.

Bayona, L. M.; Voogd, N. J.; Choi, Y. H.; DE VOOGD, Nicole J.; CHOI, Young Hae. Metabolomics on the study of marine organisms. **Metabolomics**, v. 18, n. 3, p. 17, 2022. DOI: 10.1007/s11306-022-01874-y

Bennett JW, Klich M (2003) Mycotoxins. *Clin Microbiol Rev* 16(3):497–516.

Bertero, A.; Moretti, A.; Spicer, L. J.; Caloni, F. Fusarium molds and mycotoxins: Potential species-specific effects. **Toxins**, v. 10, n. 6, p. 244, 2018. DOI: 10.3390/toxins10060244

Bhunia, A. K. Molds and mycotoxins. In: **Foodborne Microbial Pathogens: Mechanisms and Pathogenesis**. New York, NY: Springer New York, 2018. p. 167-174. DOI: 10.1007/978-1-4939-7349-1\_8

Bills, G. F.; Gloer, J.B. Biologically active secondary metabolites from the fungi. **Microbiology spectrum**, v. 4, n. 6, p. 10.1128/microbiolspec. funk-0009-2016, 2016.

Biswas, M. H.; Bahar, N. B.; Sharmin, N.; Raihan, S. Z.; Halder, S.; Islam, M. S.; Muhit, M. A. Biological investigations of three marine algae *Enteromorpha intestinalis*, *Rhizoclonium riparium* and *Ceratophyllum demersum* collected from the Bay of Bengal. **Dhaka University Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 22, n. 1, p. 81-87, 2023.

Borg, M.; Krueger-Hadfield, S. A.; Destombe, C.; Collén, J.; Lipinska, A.; Coelho, S. M. Red macroalgae in the genomic era. **New Phytologist**, v. 240, n. 2, p. 471-488, 2023. DOI: 10.1111/nph.19211

Bosch-Orea, C.; Kleemann, C. R.; Deolindo, C. T. P.; Molognoni, L.; Dallegrove, A.; Daguer, H.; Hoff, R. B. Integrated analysis of marine biotoxins and contaminants of emerging concern in bivalve mollusks from Santa Catarina, Brazil. **Science of The Total Environment**, v. 905, p. 167254, 2023. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2023.167254

Botta, R.; Asche, F.; Borsum, J. S.; Camp, E. V. A review of global oyster aquaculture production and consumption. **Marine Policy**, v. 117, p. 103952, 2020. DOI: 10.1016/j.marpol.2020.103952

Brasil. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). **RDC n. 7, de 18 de fevereiro de 2011**. Brasília, DF, 2011.

Brasil. Ministério do Meio Ambiente. Ministério da Pesca e Aquicultura. Instrução normativa nº 884, de 08 de setembro de 2012. **Aprova o Programa Nacional de Moluscos Bivalves Seguros MoluBiS, que estabelece o controle higiênico-sanitário dos moluscos bivalves destinados ao consumo humano ou animal, o seu monitoramento e sua fiscalização.** Brasília, DF. <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/noticias/programa-nacional-de-moluscosbivalves-seguros-e-implementado>. Acesso em 15/12/2024.

Brasil. Ministério do Meio Ambiente. Ministério da Pesca e Aquicultura. Instrução normativa nº 7, de 08 de maio de 2012. **Institui o Programa Nacional de Controle Higiênico-Sanitário de Moluscos Bivalves (PNCMB), estabelece os procedimentos para a sua execução e dá outras providências.** Brasília, DF. <http://www.ibama.gov.br/component/legislacao/?view=legislacao&legislacao=127136>. Acesso em 15/10/2024.

Bringloe, T. T.; Starko, S.; Wade, R. M.; Vieira, C.; Kawai, H.; De Clerck, O.; Verbruggen, H. Phylogeny and evolution of the brown algae. **Critical Reviews in Plant Sciences**, v. 39, n. 4, p. 281-321, 2020. DOI: 10.1080/07352689.2020.1787679

Butarelli, A. C. A.; Arouche, M.M. B.; Almeida, E. B. COLEÇÃO FICOLÓGICA E A IMPORTÂNCIA DO REGISTRO HISTÓRICO DE MACROALGAS PARA A BIODIVERSIDADE MARANHENSE = PHICOLOGICAL COLLECTION AND THE IMPORTANCE OF HISTORICAL RECORD OF BENTHIC MARINE ALGAE FOR THE BIODIVERSITY OF MARANHAO STATE. **Boletim do Laboratório de Hidrobiologia**, v. 31, n. 1, 2021. DOI: 10.18764/1981-6421e2021.3

Cabral, E. M.; Oliveira, M.; Mondala, J. R.; Curtin, J.; Tiwari, B. K.; Garcia-Vaquero, M. Antimicrobials from seaweeds for food applications. **Marine Drugs**, v. 19, n. 4, p. 211, 2021.

Cadar, E.; Popescu, A.; Dragan, A. M. L.; Pesterau, A. M.; Pascale, C.; Anuta, V.; Ionescu, A. M. Bioactive compounds of marine algae and their potential health and nutraceutical applications: a review. **Marine Drugs**, v. 23, n. 4, p. 152, 2025. DOI: 10.3390/md23040152

Carroll, A. R.; Copp, B. R.; Davis, R. A.; Keyzers, R. A.; Prinsep, M. R. Marine natural products. **Natural Product Reports**, [S. l.], v. 37, n. 2, p. 175–223, 2020. DOI: 10.1039/c9np00069k.

Chan, S. S.; Wong, H. T.; Thomas, M.; Alleway, H. K.; Hancock, B.; Russell, B. D. Increased biodiversity associated with abandoned benthic oyster farms highlight ecosystem benefits of both oyster reefs and traditional aquaculture. **Frontiers in Marine Science**, v. 9, p. 862548, 2022. DOI: 10.3389/fmars.2022.862548

Chen, H.; Liu, Z.; Shi, Y.; Ding, H. H. Microbiological analysis and microbiota in oyster: a review. **Invertebrate Survival Journal**, v. 13, n. 1, p. 374-388, 2016. DOI: 10.25431/1824-307X/isj.v13i1.374-388

Chen, J.; Wen, J.; Tang, Y.; Shi, J.; Mu, G.; Yan, R.; Long, M. Research progress on fumonisin B1 contamination and toxicity: A review. **Molecules**, v. 26, n. 17, p. 5238, 2021. DOI: 10.3390/molecules26175238

Coronel, L. G.; Corrêa, R. G.; Derner, R. B.; Hayashi, L.; Maraschin, M.; Bolívar-Ramírez, N. C.; Vieira, F. D. N. Antimicrobial activity of seaweeds extracts against pathogenic bacteria in

aquaculture. **Brazilian Applied Science Review**, v. 4, n. 3, p. 1192-1205, 2020. DOI: 10.34115/basrv4n3-036

Crovato, S.; Mascarello, G.; Marcolin, S.; Pinto, A.; Ravarotto, L. From purchase to consumption of bivalve molluscs: A qualitative study on consumers' practices and risk perceptions. **Food Control**, v. 96, p. 410-420, 2019. DOI: 10.1016/j.foodcont.2018.09.040  
 Dai, C.; Tian, E.; Hao, Z.; Tang, S.; Wang, Z.; Sharma, G.; Shen, J. Aflatoxin B1 toxicity and protective effects of curcumin: Molecular mechanisms and clinical implications. **Antioxidants**, v. 11, n. 10, p. 2031, 2022. DOI: 10.3390/antiox11102031

Dawes, C. Macroalgae systematics. In: **Seaweed in health and disease prevention**. Academic Press, 2016. p.107-148. DOI: 10.1016/b978-0-12-802772-1.00004-x

Desdouits, M.; Reynaud, Y.; Philippe, C.; Guyader, F. S. L. A comprehensive review for the surveillance of human pathogenic microorganisms in shellfish. **Microorganisms**, v. 11, n. 9, p. 2218, 2023. DOI: 10.3390/microorganisms11092218

Dixit, S.; Shukla, A.; Singh, V.; Upadhyay, S. K. Bioprospecting of natural compounds for industrial and medical applications: current scenario and bottleneck. **Bioprospecting of plant biodiversity for industrial molecules**, p. 53-71, 2021. DOI: 10.1002/9781119718017.ch3

Domozych, David S.; Loricco, Josephine G. The extracellular matrix of green algae. **Plant Physiology**, v. 194, n. 1, p. 15-32, 2024. DOI: 10.1093/plphys/kiad384

Dos Santos, G. S.; de Souza, T. L.; Teixeira, T. R.; Brandão, J. P. C.; Santana, K. A.; Barreto, L. H. S.; de Freitas Santos Júnior, A. Seaweeds and corals from the Brazilian coast: Review on biotechnological potential and environmental aspects. **Molecules**, v. 28, n. 11, p. 4285, 2023.

Dube, H. C. History of micology. In: **An introduction to fungi**. Scientific Publishers, 2013. p. 11.

El-Seedi, H. R.; Refaey, M. S.; Elias, N.; El-Mallah, M. F.; Albaqami, F. M.; Dergaa, I.; Khalifa, S. A. Marine natural products as a source of novel anticancer drugs: an updated review (2019–2023). **Natural Products and Bioprospecting**, v. 15, n. 1, p. 13, 2025. DOI: 10.1007/s13659-024-00493-5

El Sheikha, A. F. Molecular Detection of Mycotoxigenic Fungi in Foods: The Case for Using PCR-DGGE. **Food Biotechnology** v. 33, n. 1, p. 54-108, 2019.

Fernandes, M. E.; Silva, E. F.; Lima, J. F.; Varela, E. S.; Hercos, A. P.; Fernandes, C. M.; Saraiva, R. M. Distribuição espacial das macroalgas associadas às florestas de mangue na península de Ajuruteua, Bragança-Pará, **Boletim do Laboratório de Hidrobiologia**, v. 18, n. 1, 2005. DOI: 10.18764/

Fronteira, E. F. A. **Atitudes e Determinantes de Compra, Consumo e Percepção do Risco Face aos Bivalves**. Dissertação (Mestrado em Gestão da Qualidade e Segurança Alimentar) - Instituto Politecnico de Leiria, Portugal, 2021

Gabrielson, P. W.; Garbary, D.; Hommersand, M. H. Systematics of red algae (Rhodophyta). **Critical reviews in plant sciences**, v. 3, n. 4, p. 325-366, 1986. DOI: 10.1080/07352688609382215

Ghosh, S.; Sarkar, T.; Pati, S.; Kari, Z. A.; Edinur, H. A.; Chakraborty, R. Novel bioactive compounds from marine sources as a tool for functional food development. **Frontiers in Marine Science**, v. 9, p. 832957, 2022. DOI:10.3389/fmars.2022.832957

Gonçalves, R. A.; Schatzmayr, D.; Albalat, A.; Mackenzie, S. Mycotoxins in aquaculture: Feed and food. **Reviews in Aquaculture**, v. 12, n. 1, p. 145-175, 2018. DOI: 10.1111/raq.12310

Goswami Nirali, Y.; Kumar Nirmal, J. I.; Kumar Rita, N. Distribution and Biochemical Composition of Seaweeds in relation to Hydro-chemical Characters of Marine Water. **Research Journal of Chemistry and Environment**, v. 27, n. 3, 2023.

Guimarães, N. M.; Nascimento, I. T. V. S.; Martins, R. S.; Santos, G. G.; Melo, T. A.; Serra, I. M. R. S. First report on yeasts *Meyerozyma guilliermondii* and *Trichosporon asahii* associated with *Crassostrea* sp. oysters in an intertidal region and in an oyster farm on the Amazonian coast of Maranhão State, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 85, p. e288797, 2025. DOI: 10.1590/1519-6984.288797

**Guiry, M.D.; Guiry, G.M.** *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway, 2025. Disponível em: [https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species\\_id=12905](https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=12905). Acesso em: 8 ago. 2025.

**Guiry, M.D.; Guiry, G.M.** *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway, 2025. Disponível em: [https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus\\_id=32845](https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=32845). Acesso em: 8 ago. 2025.

**Guiry, M.D.; Guiry, G.M.** *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway, 2025. Disponível em: [https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species\\_id=3315](https://www.algaebase.org/search/species/detail/?species_id=3315). Acesso em: 8 ago. 2025.

**Guiry, M.D.; Guiry, G.M.** *AlgaeBase*. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Disponível em: [https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus\\_id=33603](https://www.algaebase.org/search/genus/detail/?genus_id=33603). Acesso em: 8 ago. 2025.

Guo, J.; Qi, M.; Chen, H.; Zhou, C.; Ruan, R.; Yan, X.; Cheng, P. Macroalgae-derived multifunctional bioactive substances: the potential applications for food and pharmaceuticals. **Foods**, v. 11, n. 21, p. 3455, 2022. DOI: 10.3390/foods11213455

Guo Z., F.; Chen, H.; Tu, M.; Tao, S.; Wang, Z.; Du, M. Heat treatments of peptides from oyster (*Crassostrea gigas*) and the impact on their digestibility and angiotensin I converting enzyme inhibitory activity. **Food science and biotechnology**, v. 29, p. 961-967, 2020.

Gyi, K. K.; Soe-Htun, U. The genus *Bostrychia* Montagne (Ceramiales, Rhodophyta) in Setse and Kyaikkhami coastal areas. **Mawlamyine University Research Journal**, v. 4, n. 1, p. 166-184, 2012.

Hamza, F.; Zinjarde, S. Use of marine microorganisms in designing anti-infective strategies for sustainable aquaculture production. **Journal of Applied Microbiology**, v. 134, n. 7, p. lxad128, 2023. DOI: 10.1093/jambio/lxad128

Haque, M. A.; Wang, Y.; Shen, Z.; Li, X.; Salemi, M. K.; He, C. Mycotoxin contamination and control strategy in human, domestic animal and poultry: A review. **Microbial pathogenesis**, v. 142, p. 104095, 2020. DOI: 10.1016/j.micpath.2020.104095

Haque, N.; Parveen, S.; Tang, T.; Wei, J.; Huang, Z. Marine natural products in clinical use. **Marine Drugs**, v. 20, n. 8, p. 528, 2022. DOI: 10.3390/md20080528

Iitembu, J. A.; Fitzgerald, D.; Altintzoglou, T.; Boudry, P.; Britz, P.; Byron, C. J.; Strand, Å. Comparative Description and Analysis of Oyster Aquaculture in Selected Atlantic Regions: Production, Market Dynamics, and Consumption Patterns. **Fishes**, v. 8, n. 12, p. 584, 2023.

Iqbal, G.; Mushtaq, S.; Sushil Singh, L.; Kumar Ganpatbhai, A. V. Fungal diseases in aquaculture: A review. **The Pharma Innovation**, v. 12, n. 7, p. 1959-1962, 2023.

Islam, T. Bioactive compounds screening and in vitro appraisal of potential antioxidant and cytotoxicity of *Cladophoropsis* sp. isolated from the Bay of Bengal. **EC Pharmacology and Toxicology**, v. 8, n. 10, p. 19-31, 2020.

Ismail, M. M.; Alotaibi, B. S.; El-Sheekh, M. M. Therapeutic uses of red macroalgae. **Molecules**, v. 25, n. 19, p. 4411, 2020. DOI: 10.3390/molecules25194411

Jana, B. B. Chlorophyta. In: **Aquatic Sciences in the Tropics: Plankton, Animal Community and Productivity**. CRC Press, 2024. p. 51.

King, W. L., Jenkins, C., Seymour, J. R., Labbate, M. Oyster disease in a changing environment: Decrypting the link between pathogen, microbiome and environment. **Marine Environmental Research**. 2018. DOI: 10.1016/j.marenvres.2018.11.007

Kumari, A.; Joshua, R.; Kumar, R.; Ahlawat, P.; Sindhu, SC. Micotoxinas fúngicas: ocorrência e detecção. Em: Yadav, AN (eds) Tendências recentes em pesquisa micológica. *Biologia fúngica*. **Springer, Cham**, p. 427-459, 2021. DOI: 10.3390/agriculture13061179

Lattos, A.; Chaligiannis, I.; Papadopoulos, D.; Giantsis, I. A.; Petridou, E. I.; Vafeas, G.; Michaelidis, B. How safe to eat are raw bivalves? Host pathogenic and public health concern microbes within mussels, oysters, and clams in Greek markets. **Foods**, v. 10, n. 11, p. 2793, 2021. DOI: 10.3390/foods10112793

Leandro, A.; Pereira, L.; Gonçalves, A. M. Diverse applications of marine macroalgae. **Marine drugs**, v. 18, n. 1, p. 17, 2019.

Leliaert, F.; Coppejans, E. A revision of *Cladophoropsis* Børgesen (Siphonocladales, Chlorophyta). **Phycologia**, v. 45, n. 6, p. 657-679, 2006.

Liu, L.; Zheng, Y. Y.; Shao, C. L.; Wang, C. Y. Metabolites from marine invertebrates and their symbiotic microorganisms: Molecular diversity discovery, mining, and application. **Marine Life Science & Technology**, v. 1, n. 1, p. 60-94, 2019. DOI: 10.1007/s42995-019-00021-2

Mendonça, I. R. W.; Lana, P. C. Richness and biomass distribution of the mangrove macroalgal association in a subtropical estuary. **Ocean and Coastal Research**, v. 69, p. e21032, 2021.

Mesadri, J; Wagner, R; Fagundes, M. B. Potencial das microalgas na indústria farmacêutica. **Microalgas: potenciais aplicações e desafios**, p. 45-62, 2021.

Mickymaray, S.; Alturaiki, W. Antifungal efficacy of marine macroalgae against fungal isolates from bronchial asthmatic cases. **Molecules**, v. 23, n. 11, p. 3032, 2018.

Moëgne-Loccoz, Y.; Mavingui, P.; Combes, C.; Normand, P.; Steinberg, C. Microorganisms and biotic interactions. **Environmental Microbiology: fundamentals and applications: Microbial ecology**, p. 395-444, 2015.

Mohamed, A. H.; Balbool, B. A.; Abdel-Azeem, A. M. Aspergillus from different habitats and their industrial applications. In: **Industrially Important Fungi for Sustainable Development: Volume 1: Biodiversity and Ecological Perspectives**. Cham: Springer International Publishing, 2021. p.85-106.

Monroy-García, I. N.; Torres-Romero, S.; Castro-Ochoa, L. D.; Mendoza-Acosta, A.; Viveros-Valdez, E.; Ayala-Zavala, F. Bioactive compounds from marine macroalgae: a natural defense against oxidative stress-related diseases. **Stresses**, v. 5, n. 1, p. 22, 2025. DOI: 10.3390/stresses5010022

Nascimento, I. T. V. S.; Guimarães, N. M.; Martins, R. S.; Melo, T. A.; Fraga, E. C.; Serra, I. M. R. S; Barros, M. C. Toxigenic fungus isolated from oysters (*Crassostrea* spp.) farmed in the macrotidal region of the Amazonian coast. **Brazilian Journal of Biology**, v. 85, p. e297605, 2025. DOI: 10.1590/1519-6984.297605

Nascimento, V. S.; Lapa, K. R.; de Miranda Gomes, C. H. A. Filtration and biodeposition rates of *Crassostrea* oysters for southern Brazilian waters. **Regional Studies in Marine Science**, v. 56, p. 102677, 2022. DOI: 10.1016/j.rsma.2022.102677

Nauer, F.; Lopes Filho, E. A. P. Biodiversidade e Ecologia de Macroalgas Marinhas Brasileiras. **BOTÂNICA NO INVERNO. Organizadores Laboratório de Algas Marinhas**, p. 15, 2017.

Naves, M. E. F.; Mafra, N. M.; Rezende, D. C. Extrato de alga no manejo do bolor verde em pós-colheita de citros. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 9, p. e32710917939-e32710917939, 2021. DOI: 10.33448/rsd-v10i9.17939

Negreanu-Pirjol, B. S.; Negreanu-Pirjol, T.; Popoviciu, D. R.; Anton, R. E.; Prelipcean, A. M. Marine bioactive compounds derived from macroalgae as new potential players in drug delivery systems: a review. **Pharmaceutics**, v. 14, n. 9, p. 1781, 2022. DOI: 10.3390/pharmaceutics14091781

Nobre, C. R.; Moreno, B. B.; Alves, A. V.; Lima Rosa, J.; Rosa Franco, H.; Abessa, D. M. D. S.; Pereira, C. D. S. Effects of microplastics associated with triclosan on the oyster *Crassostrea brasiliensis*: an integrated biomarker approach. **Archives of environmental contamination and toxicology**, v. 79, p. 101-110, 2020.

Oliveira, A. G. L. D.; Fernandes, R. B.; Santos, F. D. S.; Silva, I. D. S. D.; Gatti, M. J. D. A.; Moraes, A. M. L. D.; Santos, C. P. Filamentous fungi associated with the brown mussel, *Perna perna* (Bivalvia: Mytilidae), off the coast of Rio de Janeiro, Brazil. **Marine Biology Research**, v. 20, n. 5-6, p. 123-137, 2024. DOI: h10.1080/17451000.2024.2323727

Osuna-Ruíz, I.; Salazar-Leyva, J. A.; López-Saiz, C. M.; Burgos-Hernández, A.; Hernández-Garibay, E.; Lizardi-Mendoza, J.; Hurtado-Oliva, M. A. Enhancing antioxidant and antimutagenic activity of the green seaweed *Rhizoclonium riparium* by bioassay-guided solvent partitioning. **Journal of Applied Phycology**, v. 31, n. 6, p. 3871-3881, 2019.

- Pace, Lisa A.; Saritas, Ozcan; Deidun, Alan. Exploring future research and innovation directions for a sustainable blue economy. **Marine Policy**, v. 148, p. 105433, 2023. DOI: 10.1016/j.marpol.2022.105433
- Pereira, L. Macroalgae. **Encyclopedia**, v. 1, n. 1, p. 177-188, 2021. DOI: 10.3390/encyclopedia1010017
- Pereira, L.; Valado, A. Harnessing the power of seaweed: Unveiling the potential of marine algae in drug discovery. **Exploration of Drug Science**, v. 1, n. 6, p. 475-496, 2023. DOI: /10.37349/eds.2023.00032
- Pérez, M. J.; Falqué, E.; Domínguez, H. Antimicrobial Action of Compounds from Marine Seaweed. **Marine Drugs**, [S. l.], v. 14, n. 3, p. 52, 2016. DOI: 10.3390/md14030052.
- Perrone, G.; Gallo, A. Aspergillus species and their associated mycotoxins. **Mycotoxigenic fungi: Methods and protocols**, p. 33-49, 2016. DOI: 10.1007/978-1-4939-6707-0\_3
- Perrone, G.; Susca, A. Penicillium species and their associated mycotoxins. **Mycotoxigenic Fungi: Methods and Protocols**, p. 107-119, 2016. DOI: 10.1007/978-1-4939-6707-0\_3
- Pisoschi, A. M.; Pop, A.; Georgescu, C.; Turcuş, V.; Olah, N. K.; Mathe, E. An overview of natural antimicrobials role in food. **European Journal of Medicinal Chemistry**, v. 143, p. 922-935, 2018
- Pitt, J. I.; Leistner, L. Toxigenic Penicillium species. In: **Mycotoxins and animal foods**, p. 81-99, 1991.
- Pourakbar, L.; Moghaddam, S. S.; Enshasy, H. A. E.; Sayyed, R. Z. Antifungal activity of the extract of a macroalgae, Gracilariopsis persica, against four plant pathogenic fungi. **Plants**, v. 10, n. 9, p. 1781, 2021
- Poroşnicu, I.; Neculai-Văleanu A. S.; Ariton, A. M.; Bădilaş, N. I.; Mădescu, B. M.; Davidescu, M. A Importance of Aspergillus, Penicillium, Fusarium Genera and Contamination Control Strategies. **SCIENTIFIC PAPERS ANIMAL SCIENCE AND BIOTECHNOLOGIES**, v. 55, n. 1, p. 160-160, 2022.
- Potasman, I.; Paz, A.; Odeh, M. Infectious outbreaks associated with bivalve shellfish consumption: a worldwide perspective. **Clinical infectious diseases**, v. 35, n. 8, p. 921-928, 2002. DOI: 10.1086/342330
- Prisa, D.; Fresco, R.; Jamal, A.; Saeed, M. F.; Spagnuolo, D. Exploring the potential of macroalgae for sustainable crop production in agriculture. **Life**, v. 14, n. 10, p. 1263, 2024. DOI: 10.3390/life14101263
- Pushpangadan, P.; George, V.; Ijnu, T. P.; Chithra, M. A. **Biodiversity, bioprospecting, traditional knowledge. Sustainable development and value added products: a review. Journal of Traditional Medicine & Clinical Naturopathy**, v. 7, n. 01, p. 1-7, 2018. DOI: 10.4172/2573-4555.1000256
- Quinto, E. J.; Caro, I.; Villalobos-Delgado, L. H.; Mateo, J.; De-Mateo-Silleras, B.; Redondo-Del-Río, M. P. Food safety through natural antimicrobials. **Antibiotics**, v. 8, n. 4, p. 208, 2019. DOI: 10.3390/antibiotics8040208

- Rao, P. S.; Periyasamy, C.; Kumar, K. S.; Rao, A. S.; Anantharaman, P. Seaweeds: distribution, production and uses. **Bioprospecting of algae. society for plant research**, p. 59-78, 2018.
- Ribeiro, E. B.; Bastos, L. S.; Galeno, L. S.; Mendes, R. S.; Garino, F.; Carvalho-Neta, R. N. F.; Costa, F. N. Integrated assessment of biomarker responses and microbiological analysis of oysters from São Luís Island, Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, 113(1-2), 182–186, 2016. DOI: [10.1016/j.marpolbul.2016.09.013](https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2016.09.013)
- Rinehart, K. L. Secondary metabolites from marine organisms. In: **Ciba Foundation Symposium 171-Secondary Metabolites: their Function and Evolution: Secondary Metabolites: Their Function and Evolution: Ciba Foundation Symposium 171**. Chichester, UK: John Wiley & Sons, Ltd., 2007. p. 236-254.
- Rizwan, S.; Saleem, M.; Hassan, H. U.; Raza, M. A.; Kanwal, R.; Kabir, M.; Arai, T. (. Biomedical properties, characterization of seaweeds species and antimicrobial activity. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e280796, 2024. DOI: [10.1590/1519-6984.280796](https://doi.org/10.1590/1519-6984.280796)
- Rosa, G. P.; Tavares, W. R.; Sousa, P. M.; Pagès, A. K.; Seca, A. M.; Pinto, D. C. Seaweed secondary metabolites with beneficial health effects: An overview of successes in in vivo studies and clinical trials. **Marine drugs**, v. 18, n. 1, p. 8, 2019. DOI: [10.3390/md18010008](https://doi.org/10.3390/md18010008)
- Rotter, A.; Barbier, M.; Bertoni, F.; Bones, A. M.; Cancela, M. L.; Carlsson, J.; Vasquez, M. I. The essentials of marine biotechnology. **Frontiers In marine science**, v. 8, p. 629629, 2021. DOI: [10.3389/fmars.2021.629629](https://doi.org/10.3389/fmars.2021.629629)
- Saad, M. F.; Elsayed, M. M.; Khder, M.; Abdelaziz, A. S.; El-Demerdash, A. S. Biocontrol of multidrug resistant pathogens isolated from fish farms using silver nanoparticles combined with hydrogen peroxide insight to its modulatory effect. **Scientific Reports**, v. 14, n. 1, p. 7971, 2024. DOI: [10.1038/s41598-024-58349-4](https://doi.org/10.1038/s41598-024-58349-4)
- Santos, A.; Hauser-Davis, R. A.; Santos, M. J. S.; De Simone, S. G. Potentially toxic filamentous fungi associated to the economically important *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) scallop farmed in southeastern Rio de Janeiro, Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, v. 115, n. 1-2, p. 75-79, 2017.
- Scanes, E.; Parker, L. M.; Seymour, J. R.; Siboni, N.; King, W. L.; Danckert, N. P.; Ross, P. M. Climate change alters the haemolymph microbiome of oysters. **Marine Pollution Bulletin**, v. 164, p. 111991, 2021. DOI: [10.1016/j.marpolbul.2021.111991](https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.111991)
- Schar, D.; Klein, E. Y.; Laxminarayan, R.; Gilbert, M.; Van Boeckel, T. P. Global trends in antimicrobial use in aquaculture. **Scientific reports**, v. 10, n. 1, p. 21878, 2020. DOI: [10.1038/s41598-020-78849-3](https://doi.org/10.1038/s41598-020-78849-3)
- Sigwart, J. D.; Blasiak, R.; Jaspars, M.; Jouffray, J. B.; Tasdemir, D. Unlocking the potential of marine biodiscovery. **Natural Product Reports**, v. 38, n. 7, p. 1235-1242, 2021. DOI: [10.1039/D0NP00067A](https://doi.org/10.1039/D0NP00067A)
- Shobier, A. H.; Ismail, M. M.; Hassan, S. W. Variation in anti-inflammatory, anti-arthritic, and antimicrobial activities of different extracts of common Egyptian seaweeds with an emphasis

on their phytochemical and heavy metal contents. **Biological Trace Element Research**, v. 201, n. 4, p. 2071-2087, 2023.

Silva, A.; Silva, S. A.; Carpena, M.; Garcia-Oliveira, P.; Gullón, P.; Barroso, M. F.; Simal-Gandara, J. Macroalgae as a source of valuable antimicrobial compounds: Extraction and applications. **Antibiotics**, v. 9, n. 10, p. 642, 2020. DOI: 10.3390/antibiotics9100642

Silva, O. L. L.; Veríssimo, S. M. M.; da Rosa, A. M. B. P.; Iguchi, Y. B.; de Lima, E. D. S. C.; de Moraes, C. M.; da Rocha, R. M. Effect of environmental factors on microbiological quality of oyster farming in Amazon estuaries. **Aquaculture Reports**, v. 18, p. 100437, 2020. DOI: 10.1016/j.aqrep.2020.100437

Simioni, Carmen; Hayashi, Leila; Oliveira, Mariana C. Seaweed resources of Brazil: what has changed in 20 years?. **Botanica Marina**, v. 62, n. 5, p. 433-441, 2019. DOI: 10.1515/bot-2019-0021

Sudhakar, K.; Mamat, R.; Samykano, M.; Azmi, W. H.; Ishak, W. F. W.; Yusaf, T. An overview of marine macroalgae as bioresource. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 91, p. 165-179, 2018.

Srinivasan, R., Prabhu, G., Prasad, M., Mishra, M., Chaudhary, M., Srivastava, R. Penicillium. In: **Beneficial microbes in agro-ecology**. Academic Press. p. 651-667, 2020.

Taniwaki, M. H.; Pitt, J. I.; Copetti, M. V.; Teixeira, A. A.; Iamanaka, B. T. Understanding mycotoxin contamination across the food chain in Brazil: Challenges and opportunities. **Toxins**, v. 11, n. 7, p. 411, 2019. DOI: 10.3390/toxins11070411

Tischler, Dirk. A perspective on enzyme inhibitors from marine organisms. **Marine drugs**, v. 18, n. 9, p. 431, 2020. DOI: 10.3390/md18090431

Valenti, W. C.; Ballester, E. L. Integrated Aquaculture and Monoculture of Low-Trophic Species. **Fishes**, v. 9, n. 11, p. 450, 2024. DOI: 10.3390/fishes9110450

Veluchamy, Chandra; Palaniswamy, Radha. A review on marine algae and its applications. **Asian J. Pharm. Clin. Res**, v. 13, n. 3, p. 21-27, 2020. DOI: 10.22159/ajpcr.2020.v13i3.36130

Venugopal, V.; Gopakumar, K. Shellfish: nutritive value, health benefits, and consumer safety. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 16, n. 6, p. 1219-1242, 2017.

Verma, P., Arun, A.; Sahoo, D. Brown Algae. In: **Cellular Origin, Life in Extreme Habitats and Astrobiology**. Springer Netherlands 2015, p. 177–204. DOI: 10.1007/978-94-017-7321-8\_6

VIS, M. L.; Necchi Jr, O. Biogeography. In: **Freshwater red algae: phylogeny, taxonomy and biogeography**. Springer Nature, 2022. p. 11.

Wan, A. H.; Davies, S. J.; Soler-Vila, A.; Fitzgerald, R.; Johnson, M. P. Macroalgae as a sustainable aquafeed ingredient. **Reviews in Aquaculture**, v. 11, n. 3, p. 458-492, 2019. DOI: 10.1111/raq.12241

Wang, W. X.; Meng, J.; Weng, N. Trace metals in oysters: molecular and cellular mechanisms and ecotoxicological impacts. **Environmental Science: Processes & Impacts**, v. 20, n. 6, p. 892-912, 2018. DOI: 10.1039/c8em00069g

Wehr, John D. Brown algae. In: **Freshwater Algae of North America**. Academic Press, 2015. p. 851-871. DOI: 10.1016/B978-0-12-385876-4.00019-0

Wootton, N.; Sarakinis, K.; Varea, R.; Reis-Santos, P.; Gillanders, B. M. Microplastic in oysters: A review of global trends and comparison to southern Australia. **Chemosphere**, v. 307, p. 136065, 2022. DOI: 10.1016/j.chemosphere.2022.136065

**WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO)**. Global antibiotic resistance surveillance report 2025. Geneva: World Health Organization, 2025.

Yokoya, N. S.; Pellizzari, F. M.; de Felício, R.; Armstrong, L.; Debonisi, H. M.; Guimarães, S. M. P.; Fujii, M. T. Mangrove macroalgal communities. In: **Brazilian Mangroves and Salt Marshes**. Cham: Springer International Publishing, 2023. p. 131-154.

Zannella, C.; Mosca, F.; Mariani, F.; Franci, G.; Folliero, V.; Galdiero, M.; Tiscar, PG; Galdiero, M. Doenças microbianas de moluscos bivalves: infecções, imunologia e defesa antimicrobiana. **Mar. Drugs**, v. 15, n. 182, 2017. DOI: [10.3390/md15060182](https://doi.org/10.3390/md15060182)

Zhao, Z. J.; Zhu, H.; Liu, G. X.; Hu, Z. Y. Phylogenetic analysis of *Rhizoclonium* (Cladophoraceae, Cladophorales), and the description of *Rhizoclonium subtile* sp. nov. from China. **Phytotaxa**, v. 383, n. 2, p. 147–164, 2018.

Zingales, V.; Taroncher, M.; Martino, P. A.; Ruiz, M. J.; Caloni, F. Climate change and effects on molds and mycotoxins. **Toxins**, v. 14, n. 7, p. 445, 2022. DOI: 10.3390/toxins14070445

Zou, J.; Xiao, Y.; Su, J.; Liu, Y.; Wu, P.; Wang, T.; Liu, Y. Spatial-temporal distribution of phytoplankton HAB species and contamination status of oyster toxins under intensive oyster farming in Jiangmen coasts, the South China Sea. **Ecotoxicology and Environmental Safety**, v. 291, p. 117834, 2025. DOI: 10.1016/j.ecoenv.2025.117834

## 4 CAPÍTULO 1: MACROALGAS MARINHAS E PROPRIEDADES ANTIFÚNGICAS: UMA REVISÃO SISTEMÁTICA

### RESUMO

Estudos voltados à biotecnologia marinha, especialmente por meio bioprospecção de macromoléculas configuram uma tendência relevante de inovação científica e tecnológica. Entre os organismos mais investigados nesse contexto, destacam-se as macroalgas, reconhecidas por seu potencial antioxidante, anti-inflamatório, anticancerígeno, e antimicrobiano. A partir delas, têm sido descritos compostos como ácidos graxos, florotaninos, fenóis, polissacarídeos, peptídeos, carboidratos, proteínas, entre outros, dotados de ampla aplicabilidade e distintos mecanismos de ação, frequentemente relacionados a inibição ou à restrição do crescimento de microrganismos competidores. No cenário atual, infecções fúngicas e contaminações associadas à fungos patogênicos ou produtores de micotoxinas impulsionam a demanda por fungicidas eficazes, com impacto nos setores agrícola, alimentício, farmacêutico e de saúde pública. Diante disso, diversos estudos em escala global têm explorado macroalgas representativas de diferentes regiões, utilizando vários métodos de extração, isolamento e testagem, resultando na identificação de efeitos antifúngicos e de biomoléculas ativas. Assim, a presente revisão reúne e sistematiza essas evidências, enfatizando o papel dos extratos de macroalgas na busca alternativas sustentáveis, capazes de promover segurança alimentar, subsidiar o desenvolvimento de novos fármacos e oferecer soluções inovadoras à indústria.

### ABSTRACT

Studies focused on marine biotechnology, particularly through macromolecule bioprospecting, represent a significant trend in scientific and technological innovation. Among the most investigated organisms in this context, macroalgae stand out, recognized for their antioxidant, anti-inflammatory, anticancer, and antimicrobial potential. From these organisms, compounds such as fatty acids, phlorotannin, phenols, polysaccharides, peptides, carbohydrates, proteins, and others have been described, endowed with broad applicability and distinct mechanisms of action, often related to inhibiting or restricting the growth of competing microorganisms. In the current scenario, fungal infections and contamination associated with pathogenic or mycotoxin-producing fungi drive the demand for effective fungicides, impacting the agricultural, food, pharmaceutical, and public health sectors. Therefore, several global studies have explored macroalgae representative of different regions, using various extraction, isolation, and testing methods, resulting in the identification of antifungal effects and active biomolecules. Thus, this review brings together and systematizes this evidence, emphasizing the role of macroalgae extracts in the search for sustainable alternatives capable of promoting food security, supporting the development of new pharmaceuticals, and offering innovative solutions to the industry.

### 4.1 INTRODUÇÃO

O potencial marinho natural vem sendo cada vez mais discutido e avaliado ao longo dos anos devido a diversa gama de compostos bioativos já relatados em diferentes organismos (Carroll *et al.*, 2021; Hentati *et al.*, 2020), como microrganismos (Ghoran *et al.*, 2023; Zha; Ji; Zhou, 2024), moluscos (Xiang *et al.*, 2022), esponjas (Ciftci *et al.*, 2020), algas (Medeiros *et al.*, 2022; Nurkolis *et al.*, 2023), associações de duas ou mais espécies (Xiong *et al.*, 2023), além de lebres marinhas, conchas, ascídias, moluscos, vermes aquáticos, mesófitos, corais

moles e peixes, entre outros (Lu *et al.*, 2021). Por isso, estudos que envolvam a biotecnologia marinha através da bioprospecção são considerados uma relevante tendência de inovação (Calle, 2017).

Em relação as atividades produzidas pelo rico potencial do ambiente marinho, são de extrema relevância as perspectivas imuno regulatórias, anti-inflamatórias, anticancerígenas, antivirais, antibacterianas e antifúngicas (Carroll *et al.*, 2020). Os metabólitos secundários responsáveis por essas atividades bioativas têm sua origem em mecanismos de defesa desenvolvidos frente a pressão ecológica tal como competição territorial, impacto da predação e flutuações de maré. Nesse contexto, a atividade antimicrobiana de alguns desses compostos agem na inibição ou limitação do desenvolvimento de microrganismos concorrentes (Pérez; Falqué; Domínguez, 2016).

As macroalgas marinhas, pertencentes aos grupos Phaeophyta, Rhodophyta e Chlorophyta, destacam-se pela versatilidade e pelas diversas aplicações de suas propriedades, especialmente nas áreas de agricultura, produtos farmacêuticos, cosmeceuticos, nutracêuticos, entre outras. Essa ampla aplicabilidade se deve, em grande parte, aos compostos bioativos produzidos por esses organismos, como polissacarídeos, peptídeos, florotaninos, fenóis, carboidratos, proteínas, ácidos graxos, e outros compostos menores, como esteróis. Tais compostos são responsáveis por propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias, antienvelhecimento, anticancerígenas e antimicrobianas (Agarwal; Dangariya; Agarwal, 2021; Cabral *et al.*, 2021; Leandro; Pereira; Gonçalves, 2020; Negara *et al.*, 2021).

A literatura atual indica o alto potencial de produtos marinhos como agentes terapêuticos no tratamento de infecções fúngicas, sendo os metabólitos secundários isolados de algas alguns dos mais pesquisados nesse contexto (El-Hossary *et al.*, 2017). Diante disso, diversos trabalhos vêm sendo publicados nessa conjuntura, diferenciando-se principalmente pelos locais de coleta, pelas espécies de macroalgas testadas, e pelas abordagens empregadas na construção dos produtos, que podem envolver extratos brutos ou nanopartículas obtidas a partir das algas. Além disso, os solventes utilizados na extração dos compostos ativos variam de acordo com suas polaridades, o que influencia diretamente nos resultados. Os métodos aplicados também se distinguem entre *in vitro* e *in vivo*. Por fim, observa-se uma diversidade de compostos obtidos por meio das diferentes metodologias adotadas nesses estudos (Mohy El-Din; Mohyeldin, 2018; O' Keeffe *et al.*, 2019; Rengasamy *et al.*, 2020).

No que tange às aplicações dos produtos naturais testados, o melhoramento agrícola desponta como um dos principais campos a buscar alternativas antifúngicas, devido aos prejuízos econômicos causados por espécies fúngicas neste campo, como *Alternaria sp.*,

*Aspergillus sp.*, *Colletotrichum sp.*, *Fusarium sp.*, *Penicillium sp.*, *Rhizoctonia sp.*, dentre outros (Vicente *et al.*, 2021). Para mais, os fungos de relevância para a saúde humana também tem sido alvo de estudos voltados à investigação do potencial biotecnológico desses compostos, destacando-se os gêneros *Microsporium*, *Trichophyton*, *Epidermophyton*, *Candida*, entre outros (Carvalho *et al.*, 2019; El Zawawy *et al.*, 2020). Outros estudos envolvem ainda doenças de origem alimentar, associadas a produtos como laticínios, produtos de panificação, bebidas, carnes e pescados (Cabral *et al.*, 2021), bem como pesquisas direcionadas a patógenos que acometem organismos aquáticos (Vatsos; Rebours, 2015).

Estima-se que os fungos representem parte representativa das espécies eucarióticas, se relacionem com quase todas as formas de vida existentes no planeta e exerçam grande importância para os ecossistemas globais (Niskanen *et al.*, 2023). Todavia, essa ampla presença implica em um maior potencial para o surgimento de infecções fúngicas, que podem afetar a agricultura, o meio ambiente, bem como a saúde animal e humana, gerando impactos sociais e econômicos significativos. A candidíase e aspergilose são exemplos de doenças que representam sérias ameaças à saúde pública, somando-se a outras enfermidades emergentes que vêm se tornando preocupações contemporâneas. Nesse contexto, o desenvolvimento de novos medicamentos antifúngicos mostra-se urgente, tanto para a melhoria da saúde humana quanto para manutenção das cadeias produtivas que impulsionam a economia (Almeida; Rodrigues; Coelho, 2019; Lass-Flörl; Steixner, 2023).

A infecção fúngica, ou a contaminação decorrente da presença de fungos patogênicos e/ou produtores de micotoxinas, tem impulsionado a busca por fungicidas eficazes para o controle desses agentes. No entanto, o uso contínuo desses compostos químicos está associado à emergência de cepas resistentes e a impactos ambientais negativos. Diante disso, a biopreservação surge como uma estratégia promissora, ao integrar a busca por alternativas sustentáveis que garantam a segurança alimentar e contribuam para o desenvolvimento de novos fármacos. Nesse cenário, o potencial das macroalgas desponta como uma abordagem inovadora para o manejo dessas infecções, oferecendo compostos bioativos com propriedades antifúngicas relevantes (Agarwal; Dangariya; Agarwal, 2021; Sánchez-Torres, 2025). A presente revisão tem como objetivo discutir as propriedades antifúngicas de macroalgas a nível global, com ênfase nas metodologias empregadas e nos principais resultados reportados na literatura.

## 4.2 MATERIAL E MÉTODOS

O levantamento bibliográfico realizado teve como principais fontes de dados o portal de periódicos da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), além do Google Scholar, PubMed, Science Direct, e Web of Science. Nesses momentos foram utilizados os descritores: “macroalgae” or “seaweed” or “algae” AND “antifungal activity” or “antimicrobial” AND “active compounds” AND “extracts”. Os estudos selecionados correspondem ao período de dez anos, entre fevereiro 2015 e fevereiro de 2025, e tiveram como critérios de inclusão o idioma inglês, assim como metodologias que incluíssem o processo de coletas das macroalgas, a produção dos extratos e a aplicação em cepas fúngicas *in vitro*. Em relação aos critérios de exclusão, foram considerados inadequados os artigos de revisão ou capítulos de livros, aplicação de extratos em outros microrganismos, e estudos com análise exclusivamente *in vivo*.

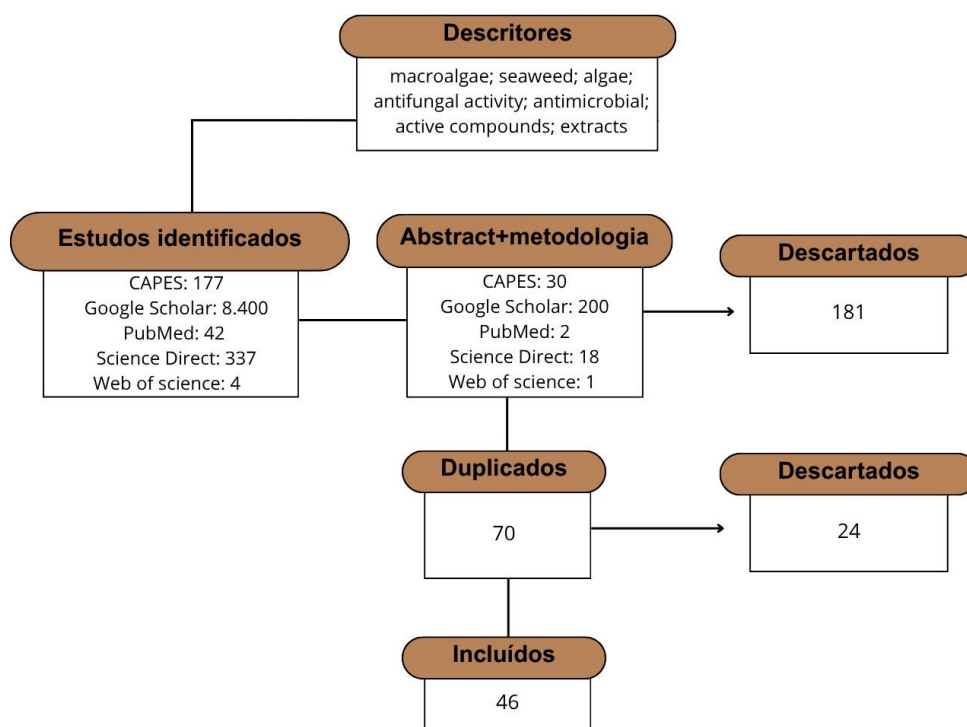
Em seguida, os trabalhos foram compilados e organizados no programa Excel, permitindo a categorização por gêneros e espécies de macroalgas e fungos estudados, além dos tipos de preparos dos extratos, metodologia de testagem dos microrganismos, os efeitos observados e compostos obtidos, além de informações acerca das publicações, como autores, periódicos e ano de publicação. Esses dados foram dispostos em tabelas e gráficos, com o objetivo de facilitar a análise comparativa.

De forma geral, foi conduzida a análise e combinação das investigações compiladas, caracterizando o presente trabalho como uma revisão sistemática (Crowther *et al.*, 2010).

## 4.3 RESULTADOS

Após a busca pelos artigos, foram identificados 8.960 registros distribuídos entre as bases de dados: CAPES (177), Google Scholar (8.400), PubMed (42), Science Direct (337) e Web of Science (4). Após a triagem inicial por títulos e resumos, conforme os critérios de inclusão e exclusão estabelecidos, 251 artigos foram lidos, e 70 foram selecionados. Desses, 24 foram descartados por duplicidade, resultando em um total de 46 artigos incluídos na revisão (Figura 1).

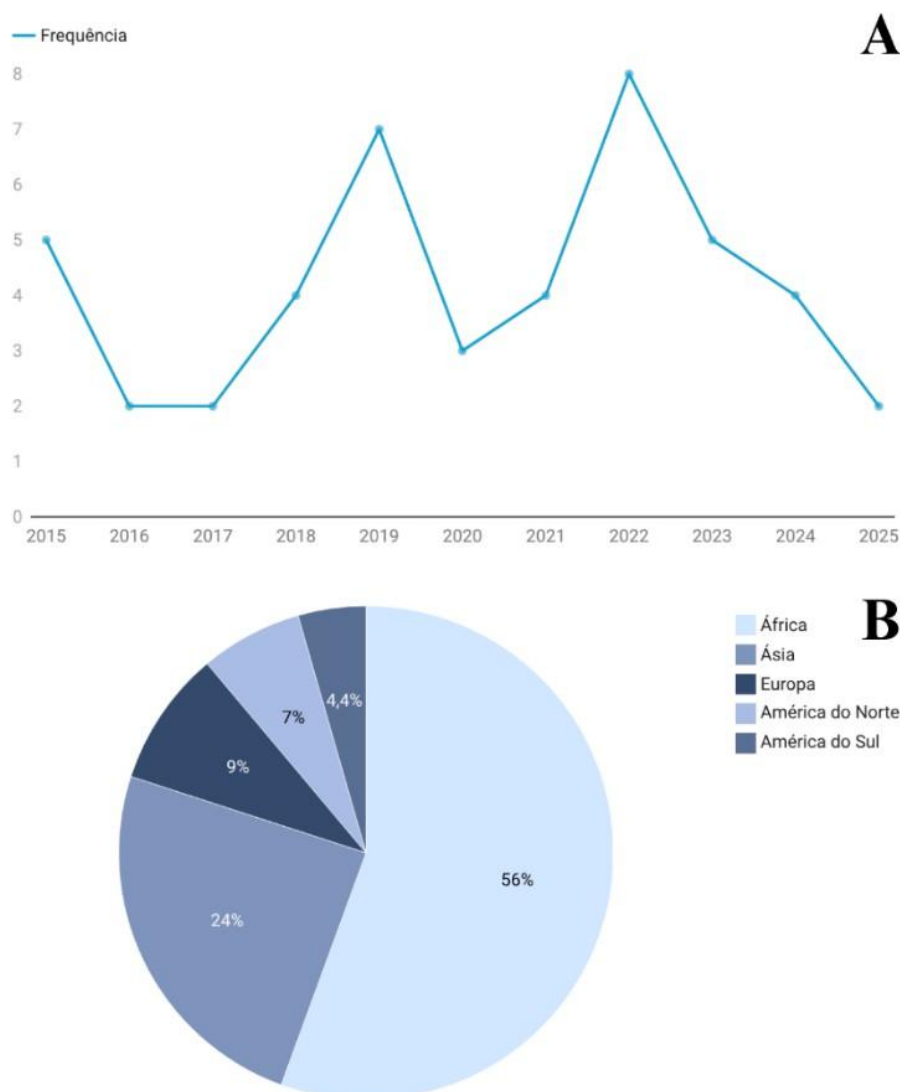
**Figura 1** - Fluxograma de seleção de artigos sobre as propriedades antifúngicas de macroalgas marinhas e suas aplicações



Ao longo do período de dez anos analisado, observou-se um aumento significativo nas publicações entre os anos de 2021 e 2024, que correspondem a cerca de 46,6% do total de artigos incluídos na análise (Figura 2).

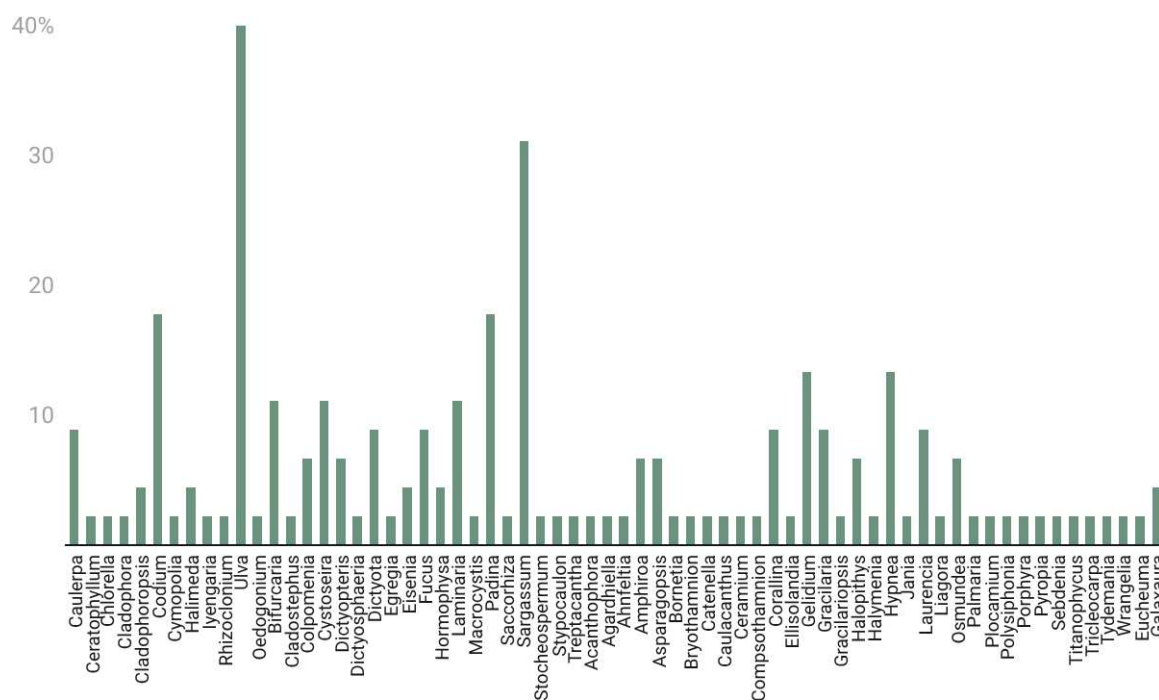
Para mais, de acordo com a (Figura 2), o continente com maior número de estudos desenvolvidos na área foi a África (55,6%), seguido pela Ásia (24,44%), Europa (8,89%), América do Norte (6,67%), e América do Sul (4,44%), respectivamente. Quanto aos países, o Egito se destaca com o maior volume de publicações (26,66%), seguido pela Índia (13,33%).

**Figura 2-** Distribuição temporal e geográfica dos artigos selecionados. (A) Percentual de artigos identificados por ano de publicação; (B) Percentual de estudos por continente

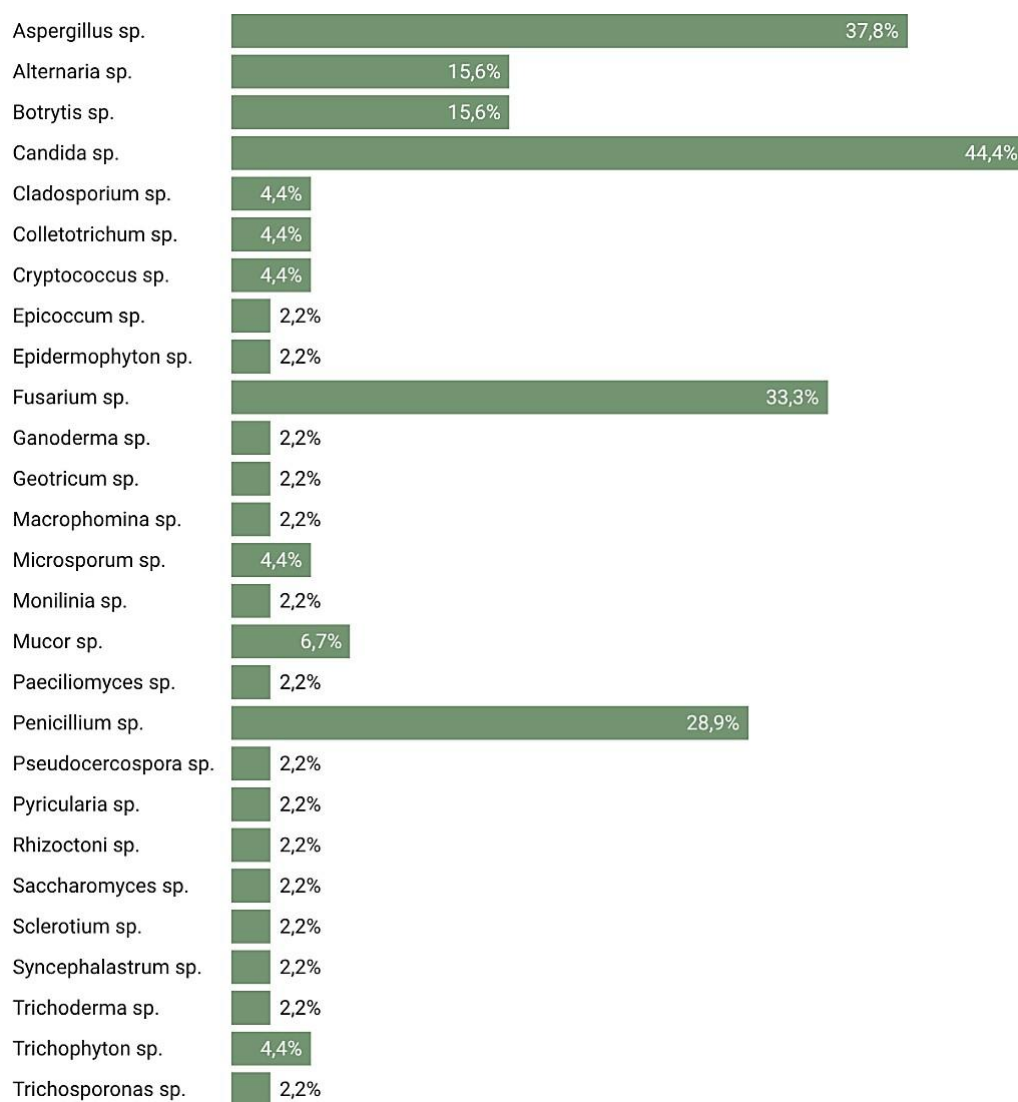


Foram identificadas 127 espécies de macroalgas, distribuídas entre os três filos: Rhodophyta (41,73%), Phaeophyta (32,28%) e Chlorophyta (25,98%). Conforme observado na Figura 3, ao todo foram contabilizados 66 gêneros, com destaque para a *Ulva* sp. (40%), entre as algas verdes, e *Sargassum* sp. (31,1%), entre as algas pardas, como os mais recorrentes. As espécies *Ulva lactuca* e *Sargassum vulgare* foram as mais representativas em seus respectivos grupos, tanto em termos de diversidade quanto de frequência. Entre as algas vermelhas, os gêneros *Gelidium* sp. e *Hypnea* sp., apresentam maior frequência, ambas com 13,3% dos registros nos estudos analisados.

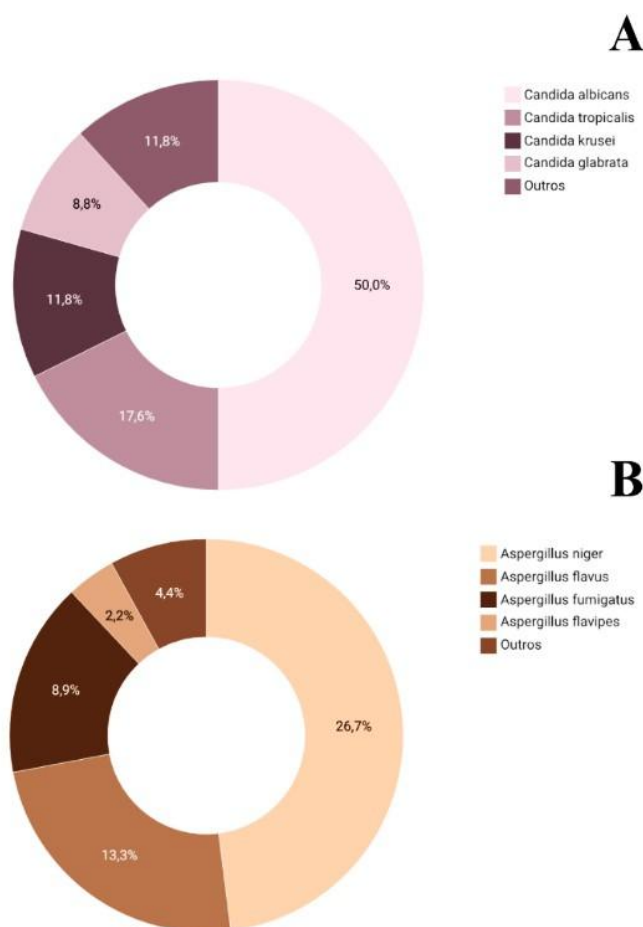
**Figura 3** – Porcentagem de artigos classificados por gênero das macroalgas testadas na perspectiva antifúngica



Em relação as espécies fúngicas empregadas em testes com extratos das macroalgas, foram identificadas 57 espécies, pertencentes a 27 gêneros distintos (Figura 4). Os gêneros *Candida* sp., *Penicillium* sp. e *Aspergillus* sp. foram os mais representativos, em termos de diversidade de espécies, correspondendo, em conjunto, a 20 das espécies relatadas (35,08%). Em relação a recorrência dos gêneros fúngicos nos estudos analisados, *Candida* sp. (44,4%), *Aspergillus* sp. (37,8%), *Fusarium* sp. (33,3%) e *Penicillium* sp. (28,9%), foram os mais frequentemente investigados. Dentre as espécies mais recorrentes, destacam-se *Candida albicans* (50%) e *Aspergillus niger* (26,7%), assim como mostra a Figura 5. Também se sobressaem os gêneros *Alternaria* sp., (15,5%), *Botrytis* sp. (15,5%) e *Mucor* sp. (6,6%), especialmente com as espécies, *Alternaria alternata* e *Botrytis cinerea*, além de *Mucor spp.* (Figura 4).

**Figura 4**– Frequência de gêneros fúngicos observados entre os artigos analisados

**Figura 5**– Espécies fúngicas mais frequentes entre os artigos. (A) Porcentagem por espécies do gênero *Candida*; (B) Porcentagem por espécie do gênero *Aspergillus*



Em relação às principais aplicações biotecnológicas ou industriais exploradas nos estudos com macroalgas marinhas, observa-se um enfoque predominante nos segmentos médico, farmacêutico, agrícola e alimentício. Dentre esses, destaca-se uma maior incidência de pesquisas voltadas à melhoria da qualidade agrícola de culturas. Além disso, diversos estudos contemplaram mais de um setor de aplicação, com ênfase em fungos associados a formação de biofilmes, ou responsáveis por doenças respiratórias, infecções cutâneas, diabetes, entre outras enfermidades, bem como fitopatógenos que afetam raízes, folhas, frutos etc. Para mais, a busca por novos compostos terapêuticos, que possam contribuir com o desenvolvimento de uma bioeconomia sustentável, também foi um objetivo recorrente entre os estudos avaliados.

No que se refere a produção dos extratos utilizados nos estudos, observou-se a utilização de distintas metodologias de preparo, assim como a utilização de variados solventes e dosagens. Entre as técnicas de extração adotadas destacaram-se a maceração em solvente, extração de Soxhlet, sonificação, centrifugação e percolação. Quanto aos solventes empregados, tanto nos

processos de maceração quanto de partição, os mais recorrentes foram: água, etanol, metanol, acetato de etila, hexano, acetona, diclorometano, clorofórmio, entre outros (Tabela 1); em valores que variaram entre 15,6 µL/mL e 1000 µL/mL.

Em geral, os testes conduzidos com macroalgas demonstraram atividades antimicrobianas significativas, variando de efeitos moderados (12 mm/ 30 mm/ 50 mm/ 60 mm de inibição) até totalmente inibitórios sobre o crescimento dos fungos avaliados. Apenas um número reduzido de trabalhos (4,4%) não relatou respostas satisfatórias. As análises concentraram-se, principalmente, na avaliação de alterações morfológicas e na ação desses produtos sobre parâmetros como efeito fungistático, formação de zonas de inibição, concentração inibitória mínima (CIM), concentração fungicida mínima (CFM) e inibição da germinação de esporos. Para esses fins, utilizaram-se diferentes metodologias, incluindo os ensaios de difusão de disco, difusão em ágar por poços, método de alimento envenenado, além de testes de diluição ou microdiluição em caldo, assim como descrito na Tabela 1.

**Tabela 1**– Visão geral dos solventes de extração, ensaios antifúngicos e principais compostos identificados em extratos de macroalgas marinhas.

| <b>Solvente(s) de extração</b>                             | <b>Ensaio de atividade antimicrobiana</b>  | <b>Compostos identificados</b>   | <b>Ref.</b>                    | <b>Periódico</b>                               |
|--|--|--|--------------------------------|--|
| Água   | Teste de inibição da germinação de esporos, Porcentagem de inibição de unidades formadoras de colônias (UFC) | Polissacarídeos (principalmente ulvana)  | Al-Alam et al., 2022           | Arabian Journal of Medicinal & Aromatic Plants |
| Material lipoidal, etanol, clorofórmio, n -butanol, aquoso | Técnica de difusão de poços, Concentração Inibitória Mínima (CIM)  | Esteróis, flavonoides, carboidratos ou glicosídeos, proteínas e/ou aminoácidos, taninos e cumarina | Al-Enazi et al., 2017          | Saudi Pharmaceutical Journal                   |
| Acetato de etila, hexano, etanol, água                     | Ensaio de microdiluição em caldo/ Concentração fungicida mínima (CIM)  | Terpenoides, esteroide e pigmento carotenoide  | Al-Katib et al, 2025           | Algal Research                                 |
| Água, etanol   | Técnica de comida envenenada   | -  | Ambika, S., & Sujatha, K. 2015 | Scientific Research and Essays                 |

|  |   |  |                                   |   |
|--|---|--|-----------------------------------|---|
| Diclorometano, acetato de etila, acetona, metanol          | Técnica de difusão em disco, Concentração Inibitória Mínima (CIM)                                 | Terpenoides e ácidos graxos  | Arumugam e Rajaram, 2019          | Biocatalysis and Agricultural Biotechnology                 |
| Metanol  | Técnica de difusão em disco, Concentração Inibitória Mínima (CIM)                                 | -  | Avila-Romero <i>et al.</i> , 2023 | Saudi Journal of Biological Sciences                        |
| Metanol, clorofórmio                                       | Técnica de comida envenenada  | Terpenoides e ácidos graxos  | Aziz <i>et al.</i> , 2019         | Asia Pacific Journal of Molecular Biology and Biotechnology |
| Metanol  | Técnica de difusão em disco   | Alcaloides, polifenóis e taninos                                     | Bahammou <i>et al.</i> , 2021     | Moroccan Journal of Chemistry                               |
| Hexano, acetato de etila, clorofórmio, metanol             | Técnica de difusão em ágar por poços  | Esteroides, ácidos graxos e ésteres de ácidos graxo, hidrocarbonetos | Barot; Kumar; Kumar, 2016         | Journal of Coastal Life Medicine                            |
| Metanol  | Técnica de difusão em disco   | Flavonoides  | Biswas <i>et al.</i> , 2023       | Dhaka University Journal of Pharmaceutical Sciences         |
| Hexano, metanol  | Ensaio de microdiluição em caldo, Concentração Inibitória Mínima (CIM), Concentração letal mínima | -  | Carvalho <i>et al.</i> , 2019     | Journal of Oceanology and Limnology                         |
| Metanol, etanol, clorofórmio                               | Técnica de difusão de disco   | -  | Chowdhury <i>et al.</i> , 2015    | International Journal of Pharmacology                       |
| Etanol   | Técnica de difusão em disco, Concentração Inibitória Mínima (CIM)                                 | -  | Čmíková <i>et al.</i> , 2022      | Plants  |
| n-hexano, ou água destilada fervente, metanol aquoso a 80% | Técnica de comida envenenada, Supressão da germinação de conídios                                 | Ácidos graxos, polissacarídeos, polifenóis e florotaninos            | De Corato <i>et al.</i> , 2017    | Postharvest Biology and Technology                          |
| Etanol, diclorometano                                      | Método de difusão em disco  | -  | El Wahidi <i>et al.</i> , 2015    | Annales Pharmaceutiques Françaises                          |

|  |   |   |                                      |   |
|--|---|---|--------------------------------------|---|
| Acetona, etanol, metanol   | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração inibitória mínima (CIM), Concentração fungicida mínima (CFM) | Ésteres, terpenoides  | El Zawawy <i>et al.</i> , 2020       | Scientific reports                            |
| Metanol/Hexano   | Técnica de comida envenenada  | Compostos fenólicos e compostos flavonoides                                 | El-Bilawy <i>et al.</i> , 2022       | Sustainability                                |
| Metanol/Hexano   | Técnica de comida envenenada  | Compostos fenólicos (ácido elágico, ácido gálico) e flavonoides (catequina) | El-Bilawy <i>et al.</i> , 2022       | Sustainability                                |
| Acetona, acetato de etila, metanol   | Técnica de comida envenenada  | Terpenoides, flavonoides, polifenóis e quinonas, em. do extrato metanólico. | El-Shahir <i>et al.</i> , 2024       | Plants  |
| Acetona, etanol, metanol   | Técnica de difusão em disco, Concentração Inibitória Mínima (CIM)   | Terpenoides, ácidos graxos e lactonas / compostos oxigenados voláteis       | El-Sheekh <i>et al.</i> , 2022       | Egyptian Journal of Botany                    |
| Água   | Técnica de difusão em disco   | Conteúdo fenólico total e Conteúdo flavonoide total                         | Fayzi <i>et al.</i> , 2022           | Asian Journal of Plant Sciences               |
| Etanol-água, h metanol-água e fracionado com hexano, diclorometano, acetato de etila a | Método de diluição  | Polissacarídeo sulfatado (carragenina).                                     | Gómez-Hernández <i>et al.</i> , 2021 | Journal of Applied Phycology                  |
| Etanol   | Técnica de difusão em disco   | Conteúdo fenólico total   | González-Castro <i>et al.</i> , 2025 | Hidrobiológica                                |
| Acetona, clorofórmio, metanol, etanol, hexano, diclorometano                           | Técnica de difusão de poços   | Fenóis, flavonoides e taninos   | Goswami <i>et al.</i> , 2024         | Research Journal of Chemistry and Environment |
| Metanol, etanol, diclorometano, acetato de etila                                       | Técnica de diluição em microplacas  | -   | Hamed <i>et al.</i> , 2024           | Benha Journal of Applied Sciences             |
| Etanol, acetona, clorofórmio, acetato de etila, ciclohexano                            | Técnica de difusão em disco   | -   | Khallil e Daghman, 2015              | Journal of Microbiology and Modern Techniques |

|  |  |   |                                   |  |
|--|--|---|-----------------------------------|--|
| Tolueno, diclorometano, metanol, etanol, aquoso, metanol/diclorometano, etanol/clorofórmio | Técnica de comida envenenada   | -   | Khelil-Radji <i>et al.</i> , 2023 | Applied Ecology and Environmental Research                           |
| Água/etanol/acetona/éter dietílico   | Técnica de difusão em disco  | Proteínas   | Krishnamoorthi e Sivakumar, 2019  | Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research                |
| Hexano, clorofórmio, acetona, metanol  | Técnica de difusão de poços  | Esteroides, fenóis e contaminantes ambientais ou de laboratório               | Lotfi <i>et al.</i> , 2021        | Alfarama Journal of Basic & Applied Sciences                         |
| Metanol, diclorometano/metanol, diclorometano  | Técnica de comida envenenada   | -   | Mabrouki <i>et al.</i> , 2020     | International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research |
| Diclorometano  | Técnica de difusão em disco, Técnica de difusão de poços, Concentração Inibitória Mínima (CIM)   | -   | Messahli <i>et al.</i> , 2022     | Acta Ecológica Sinica  |
| Etanol, éter de petróleo   | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração Inibitória Mínima (CIM), Concentração fungicida mínima (CFM)                            | -   | Mickymaray e Alturaiki, 2018      | Molecules  |
| Metanol, acetato de etila, clorofórmio, éter de petróleo                                   | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração Inibitória Mínima (CIM)   | Ácidos graxos mono e poli-insaturados e alguns óleos essenciais.              | Mohamed e Saber, 2019             | Egyptian Journal of Botany   |
| Metanol, etanol, acetona, clorofórmio, éter dimetílico                                     | Técnica de difusão em ágar por poços   | Indóis, terpenos, acetogeninas, fenóis e hidrocarbonetos halogenados voláteis | Mohy e Mohyeldin, 2018            | Journal of Ocean University of China                                 |
| Metanol  | Ensaio de microdiluição em caldo/<br>Concentração Inibitória Mínima (CIM)  | Esteroides, terpenoides e taninos   | Mubarak <i>et al.</i> , 2018      | F1000Research  |
| Metanol, etanol, clorofórmio   | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração Inibitória Mínima (CIM), Concentração fungicida mínima (CFM), Inibição do percentual do | -   | Musbah <i>et al.</i> , 2019       | Journal of Scientific Research in Science                            |

|   | diâmetro do crescimento   |   |                                 |  |
|---|---|---|---------------------------------|--|
| Etanol, metanol, acetona                                      | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração Inibitória Mínima (CIM), Concentração fungicida mínima (CFM) | Carboidratos, polissacarídeos, proteínas, alcaloides e esteróis                       | Nagalingam <i>et al.</i> , 2019 | International Journal of Research in Pharmaceutical Sciences |
| Metanol   | Técnica de comida envenenada, Efeitos fungistáticos ou fungicidas   | Flavonoide, ácido graxo, esteroides, hidrocarbonetos                                  | Pourakbar <i>et al.</i> , 2021  | Plants   |
| Etanol e metanol  | Técnica de difusão em disco   | Flavonoides, taninos e proteínas  | Rizwan <i>et al.</i> , 2024     | Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research        |
| <i>n</i> -hexano, clorofórmio e metanol.                      | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração inibitória mínima (CIM)                                      | Alcaloides, terpenoides, saponinas, taninos, esteroides e fenóis.                     | Samar <i>et al.</i> , 2022      | Brazilian Journal of Biology                                 |
| Diclorometano/metanol   | Ensaio de microdiluição em caldo/ Concentração Inibitória Mínima (CIM), Concentração fungicida mínima (CFM)     | Ácidos graxos e seus derivados (ésteres metílicos), Hidrocarbonetos, cetona alifática | Sampaio, 2022                   | Frontiers in Plant Science                                   |
| Acetato de etila, metanol                                     | Técnica de difusão em ágar por poços, Concentração inibitória mínima (CIM)                                      | Ácidos graxos, terpenoides, hidrocarbonetos   | Shobier e Barakat, 2016         | South African Journal of Botany                              |
| -hexano/ diclorometano/ etanol, etanol                        | Técnica de difusão em ágar por poços  | Terpenos, taninos, esteroides, flavonoides e cumarinas                                | Shobier; Ismail; Hassan, 2023   | Egyptian Journal of Aquatic Research                         |
| Metanol, diclorometano, <i>n</i> -hexano                      | Técnica de comida envenenada, Ensaio de microdiluição em caldo  | Ácidos graxos e terpenoides lipofílicos, carboidrato furanose                         | Silva <i>et al.</i> , 2018      | Biological Trace Element Research                            |
| <i>n</i> -hexano, acetato de etila, etanol 99,5%, etanol:água | Técnica de comida envenenada, Teste de inibição da germinação de esporos, Concentração inibitória mínima (CIM)  | Ácidos graxos e lipídios, Proteínas, polissacarídeos e compostos halogenados          | Toledo <i>et al.</i> , 2023     | Food & Function  |

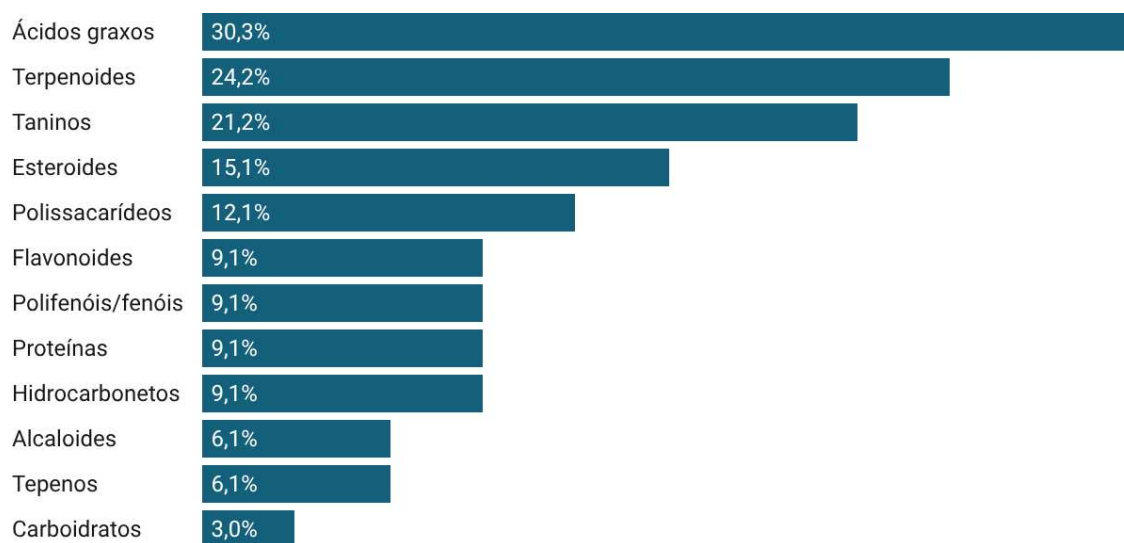
Metanol

Técnica de difusão  
de poçosÁcidos graxos e  
aminoácidosUribe *et al.*,  
2020

Journal of Fungi

Dos estudos analisados, 73,3% também investigaram a composição química dos extratos, destacando os principais compostos bioativos presentes. Para essa finalidade, foram empregadas diversas metodologias analíticas como a cromatografia gasosa acoplada a espectrometria de massa (GC-MS), cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC), cromatografia líquida-espectrometria de massas de ionização por eletrospray de alta resolução (LC-HR-ESI-MS) e Análise Espectral UV-Vis. A triagem fitoquímica incluiu testes qualitativos e quantitativos para identificação de diversos compostos. Além disso, foram utilizados ensaios antioxidantes (como DPPH), espectroscopia de infravermelho com transformada de Fourier (FTIR-ATR), eletroforese em gel de poliacrilamida (SDS-PAGE) quantificação de proteínas, dicroísmo circular (DC) e quantificação de pigmentos fotossintéticos. Os resultados evidenciaram, predominantemente, a presença de diferentes classes de compostos bioativos, tais como ácidos graxos (30,3%), terpenoides (24,2%), taninos (21,2%), esteroides (15,1%), polissacarídeos (12,1%), flavonoides (9,1%), polifenóis/fenóis (9,1%), proteínas (9,1%), hidrocarbonetos (9,1%), alcaloides (6,1%), terpenos (6,1%), carboidratos (3,0%), dentre outros (Figura 6).

**Figura 6**– Frequência de compostos bioativos identificados nos estudos.



#### 4.4 DISCUSSÃO

Nas últimas décadas, a bioprospecção de macroalgas marinhas tem ganhado destaque como uma estratégia promissora na busca por moléculas bioativas com aplicações farmacológicas, nutracêuticas e cosméticas. Os oceanos abrigam uma vasta variedade de organismos que oferecem uma diversidade biológica e química com capacidades metabólicas inigualáveis aos sistemas terrestres, o que os torna um alvo atrativo para a bioprospecção como um recurso praticamente inexplorado para aplicações biotecnológicas (Vera *et al.*, 2018).

Em trabalho publicado por Ghaliaoui *et al.* (2024) detalhou biocompostos extraídos de macroalgas contendo minerais, aminoácidos, proteínas, ácidos graxos, lipídios, polissacarídeos, fibras dietéticas, vitaminas e diversos metabólitos secundários, como fenóis, alcaloides, terpenos e pigmentos. Muitos desses constituintes, possuem atividades antioxidantes, anti-inflamatórias, anticancerígenas, antimicrobianas, antifúngicas, antivirais, antiobesidade, antidiabéticas e anti-hipertensivas, visando seu uso biotecnológico e terapêutico.

Em consonância, a análise temporal dos estudos analisados indica um aumento significativo nas publicações científicas entre os anos de 2021 e 2024, período que concentrou 46,6% do total de artigos analisados. Esse crescimento pode estar associado à maior valorização da biotecnologia marinha como alternativa sustentável e ao aumento da demanda global por produtos naturais com menor impacto ambiental. Enquanto a predominância dos continentes africano (54%) e asiático (24%) na produção científica relacionada à bioprospecção de macroalgas pode ser explicada por diversos fatores.

Pradhan *et al.* (2021) afirmam que as algas marinhas são amplamente utilizadas na dieta e na medicina tradicional em países asiáticos devido à presença de minerais, fibras alimentares, lipídios, ácidos graxos ômega-3, proteínas, polissacarídeos, aminoácidos essenciais e vitaminas.

Os continentes asiático e africano apresentam elevado potencial para exploração e cultivo de algas marinhas, incluindo espécies ainda pouco exploradas cientificamente, devido a ampla biodiversidade de suas zonas costeiras (Akbar e Hasan, 2024; Msuya *et al.*, 2022). Além disso, o investimento em pesquisa aplicada à biotecnologia azul tem se intensificado em países em desenvolvimento, sobretudo em regiões costeiras onde há forte dependência econômica dos recursos marinhos (Bax *et al.*, 2022; Selig *et al.*, 2019).

No Egito, por exemplo, foram identificados 12 artigos acerca desses estudos de bioprospecção, o que representa 26 % do total. Esse fato é coerente com a localização estratégica do país entre o Mar Mediterrâneo e o Mar Vermelho, e a atuação de instituições

egípcias na prospecção de compostos antimicrobianos de macroalgas, segundo El-Sheekh *et al.* (2022).

Outros países com destaque incluem Índia (6), Marrocos (3), e México (3). Esses dados reforçam que a bioprospecção marinha tem deixado de ser um campo restrito aos centros de pesquisa da Europa e América do Norte, ampliando sua abrangência geográfica e estratégica. A participação ativa de países africanos e asiáticos sinaliza um importante avanço na descentralização da ciência, aliando conhecimento tradicional à pesquisa de ponta em prol do desenvolvimento sustentável.

Em contrapartida, no contexto sul-americano, apesar de sua elevada biodiversidade, a região ainda não se destaca entre os principais polos de aplicações biotecnológicas baseadas em recursos marinhos. Esse cenário decorre da limitada exploração científica, da insuficiência de infraestrutura para pesquisas dessa natureza, e da ausência de protocolos consolidados para o estudo desses metabólitos. No Brasil, a megadiversidade apresenta grande potencial para impulsionar a bioeconomia por meio de aplicações biotecnológicas. Assim, no que se refere ao aproveitamento de algas marinhas, torna-se fundamental intensificar a integração entre diferentes áreas do conhecimento, com uma abordagem multidisciplinar que permita avançar na geração e aplicação desse tipo de informação (Santos *et al.*, 2023; Quintana-Manotas *et al.*, 2023).

No que tange as macroalgas identificadas como mais frequentes nos estudos, destacam-se os gêneros *Sargassum* e *Ulva*. O gênero *Sargassum*, pertencente à Família Sargassaceae da Classe Phaeophyceae, é composto por algas marrons e tem distribuição cosmopolita cujo origem foi estimada em cerca de 6,5 milhões de anos atrás (Yip *et al.*, 2020). É considerado um dos gêneros mais diversos de macroalgas marinhas, com 358 espécies atualmente aceitas (Guiry e Guiry, 2022). As espécies bentônicas de *Sargassum* estão amplamente distribuídas das regiões tropicais às temperadas das zonas costeiras dos oceanos Atlântico, Pacífico e Índico (Yip *et al.*, 2020).

Espécies variadas de *Sargassum* sp. são amplamente utilizadas na alimentação humana, destacando-se como fontes nutritivas ricas em vitaminas, carotenoides, proteínas e minerais. A partir dessas algas, foram identificados diversos compostos bioativos, incluindo terpenoides, esteróis, polissacarídeos sulfatados, polifenóis, ácidos sargaquinóicos, sargacromel e feofitina. Tais substâncias e seus extratos demonstram uma ampla gama de propriedades biológicas, como efeitos analgésicos, anti-inflamatórios, antioxidantes, neuroprotetores, antimicrobianos, antitumorais, fibrinolíticos, imunomoduladores, anticoagulantes, hepatoprotetores e antivirais (Rushdi *et al.*, 2020).

Já o gênero *Ulva* (Ulvophyceae, Chlorophyta) representa um dos grupos de macroalgas verdes mais amplamente distribuídos e diversos em espécies. Seus representantes são encontrados em uma variedade de ambientes aquáticos abrangendo desde regiões tropicais até áreas polares (Mantri *et al.*, 2020).

Espécies de *Ulva* contém componentes comercialmente valiosos, como compostos bioativos, alimentos ou biocombustíveis (Dominguez e Loret, 2019). Apesar de tantos benefícios, a proliferação do gênero e de espécies como *Ulva reticulata* são problemas em áreas costeiras e afetam outros ecossistemas, como aqueles que envolvem ervas marinhas. Sendo assim, em Gelang Patah na Malásia, buscou-se uma alternativa sustentável quanto ao uso da alga. A atenção tem sido dada ao uso potencial de *U. reticulata* como fornecedor de nutrientes para espécies de cultivo, como tomates, como uma possível solução para o acúmulo dessa espécie de alga marinha inutilizável (Abu *et al.*, 2022).

Em relação aos microrganismos observados, *Candida* sp., *Penicillium* sp. e *Aspergillus* sp. foram as espécies testadas que corresponderam a 35,08% dos estudos analisados. Destaca-se que *Penicillium* sp. e *Aspergillus* sp. representam dois dos principais fungos micotoxigênicos envolvidos na cadeia alimentar humana, enquanto as espécies de *Candida* sp. estão entre os patógenos fúngicos humanos mais comuns, sendo responsáveis por infecções superficiais e sistêmicas (Sweeney e Dobson, 1988; Turner e Butler, 2013).

As espécies do gênero *Candida*, incluindo *C. albicans*, *C. glabrata* e *C. tropicalis*, destacam-se como importantes patógenos oportunistas capazes de causar infecções recorrentes em humanos, sobretudo em mucosas e pele. O estudo de El-Sheekh *et al.* (2022) demonstrou que extratos de macroalgas marrons provenientes do Mar Vermelho *Sargassum cinereum*, *Padina boergesenii* e *Cystoseira myrica* apresentaram expressiva atividade antifúngica contra essas espécies de *Candida*, variando conforme o solvente utilizado na extração.

No estudo realizado por Alves *et al.* (2022) também se demonstrou atividade antifúngica de macroalgas contra espécies do gênero *Candida*, incluindo *C. albicans*, *C. glabrata*, *C. tropicalis* e *C. parapsilosis*. Destacando que as macroalgas marinhas representam uma fonte promissora de compostos bioativos com potencial antifúngico. Diversos extratos brutos de algas, como *Ulva lactuca*, *Padina gymnospora*, *Sargassum vulgare*, *Hypnea musciformis* e *Digenea simplex*, apresentaram atividades inibitórias significativas, com concentrações inibitórias mínimas variando de 0,03 a 16 µg/mL.

De forma similar, em estudo por Terra *et al.* (2014), extratos de macroalgas marrons, vermelhas e verdes exibiram forte atividade antifúngica frente a espécies de *Candida*, com halos de inibição variando entre 14 mm e 44 mm, dependendo do solvente de extração. Essa ação é

atribuída à presença de compostos fenólicos, terpenoides, ácidos graxos e metabólitos halogenados, capazes de alterar a permeabilidade da membrana celular e comprometer a integridade da parede fúngica. Logo, esses achados reforçam o potencial das macroalgas como alternativa natural e sustentável para o desenvolvimento de novos agentes antifúngicos frente à crescente resistência das espécies de *Candida* aos fármacos convencionais.

*Aspergillus* é um gênero de fungos filamentosos, hialinos, saprofíticos e ubíquos pertencentes ao filo Ascomycota. Dentre as principais micotoxinas produzidas pelo gênero destacam-se as aflatoxinas (AFTs), ocratoxina A (OTA), patulina (PAT), citrinina (CIT), aflatrem (AT), ácidos secalônicos (SA), ácido ciclopiazônico (CPA), terreína (TR), esterigmatocistina (ST) e gliotoxina (GT). Estas podem prejudicar diretamente a saúde humana e animal, através da indução de processos imunossupressores, carcinogênicos, nefrotóxicos, cardiotoxicos e principalmente hepatotóxicos, além de atingirem produtos alimentares como grãos de café e cacau, nozes, frutas secas, uvas, milho, arroz e pequenos grãos (Navale *et al.*, 2021; Serrano-Coll e Cardona-Castro, 2015; Taniwaki *et al.*, 2018).

O crescimento expressivo da utilização de agentes antifúngicos, tanto na terapêutica de doenças humanas quanto na produção agrícola, tem contribuído para o surgimento da resistência a fármacos de relevância, como os triazóis e as equinocandinas, especialmente em espécies dos gêneros *Aspergillus* e *Candida*. Essa resistência aos agentes antifúngicos pode ter origem em diversos mecanismos, incluindo a redução da concentração intracelular do fármaco, alterações genéticas no alvo enzimático, modificações na composição da membrana celular e ativação ineficiente do composto (Gonçalves *et al.*, 2016; Vaden Bossche, 1997). Dessa forma, estudos *in vitro* voltados ao desenvolvimento de novos agentes antifúngicos são essenciais para o avanço nesse campo, especialmente no que se refere a espécies como *Aspergillus fumigatus*, responsável por uma enfermidade de grande relevância clínica, a aspergilose (Mohamed e Saber, 2019; Ahamefule *et al.*, 2020).

*Penicillium* spp. são fungos filamentosos, geralmente monomórficos, pertencentes a um gênero amplamente conhecido e frequentemente encontrado. Classificados na família Aspergillaceae, esse gênero é composto por dois subgêneros e inclui 26 seções afiliadas, totalizando mais de 400 espécies descritas até o momento (Ali Shah *et al.*, 2022). Além disso, diversas espécies de *Penicillium* atuam como organismos sapróbios, desempenhando papel na decomposição da matéria orgânica e sendo responsáveis pela produção de uma ampla variedade de micotoxinas (Visagie *et al.*, 2014).

Várias espécies fúngicas representam sérios danos para a agricultura, podendo causar doenças devastadoras que comprometem lavouras inteiras e reduzem significativamente a

produtividade. O grande desafio da produção de alimentos é usar práticas sustentáveis que aumentem o rendimento e a qualidade das colheitas com o mínimo impacto ao meio ambiente. Valverde et al. (2022) demonstraram atividade antifúngica de extratos comerciais de algas marinhas contra *Penicillium digitatum*, com variações conforme a espécie e a concentração empregada. Produtos com rotulagens semelhantes apresentaram respostas distintas, indicando a complexidade do controle biológico desse patógeno e a necessidade de padronização e validação científica dos bioestimulantes naturais.

A escolha dos métodos para a extração e isolamento de produtos naturais eficazes é essencial, visto as diferentes técnicas disponíveis e suas finalidades. É necessário que o objetivo final seja bem avaliado, assim como as etapas de escolha do(s) solvente(s), da temperatura e do intervalo de tempo da extração. No que se refere às técnicas utilizadas para extração de compostos bioativos a partir de algas marinhas, destacam-se diferentes abordagens, assim como a extração sólido-líquido (maceração), bem consolidada nesse tipo de procedimento, além da extração de Soxhlet e percolação (Quitério *et al.*, 2022; Zhang e Ye, 2018).

Além disso, já são desenvolvidas pesquisas voltadas para a extração verde, que englobam técnicas como a extração assistida por ultrassom, micro-ondas, fluido supercrítico (SFE), solvente pressurizado (PSE) e extrusão reativa, visando à obtenção de compostos bioativos de algas marinhas por métodos mais ecológicos (Dulanlebit e Hernani, 2023). Dentre os trabalhos analisados, a maceração ainda foi o método mais utilizado, seguido da extração de Soxhlet, e em alguns casos, mais de uma técnica foi utilizada na extração de compostos, com objetivo de potencializar os processos.

Os solventes utilizados nestes experimentos podem ser empregados na extração e no fracionamento, e possuem vantagens e desvantagens, principalmente no que tange à sua polaridade. Fatores como seletividade, segurança, custo, reatividade, recuperação, viscosidade e temperatura de ebulição são fundamentais para aplicação em estudos laboratoriais (Abubakar e Haque, 2020).

Kumar *et al* (2020) demonstraram, em experimento com extratos de algas marinhas, testando dez solventes de forma isolada ou combinada, que solventes convencionais, como etanol e água, apresentaram boa eficácia, assim como o dióxido de carbono supercrítico modificado com etanol, uma alternativa mais recente para a extração de antioxidantes. Esse fato corrobora a importância da testagem de diferentes solventes nos estudos, visando repostas mais abrangentes. Dos estudos considerados nesta revisão, destacam-se metanol, etanol e água como os solventes mais observados, entretanto, vários testaram mais de um solvente.

Outra etapa fundamental na investigação de biocompostos de algas marinhas é a definição das técnicas empregadas na purificação, identificação e validação dos compostos bioativos (Cermeño *et al.*, 2020). As análises dos estudos considerados demonstraram uma grande diversidade em relação a esses métodos. Dessa forma, os resultados obtidos através desses métodos possibilitam uma ampla caracterização de grupos como fenólicos (Cotas *et al.*, 2020; Dinh *et al.*, 2017), antioxidantes e pigmentos (Hidayati *et al.*, 2020), proteínas (Kadam *et al.*, 2017), dentre outros grupos importantes.

Assim como os estudos analisados, nos quais prevaleceram a identificação dos grupos de metabólitos secundários como ácidos graxos, terpenoides, fenólicos, flavonoides e esteroides, vários estudos a partir de macroalgas já indicam essas classes químicas como potenciais na perspectiva antifúngica. Guimarães e Venâncio (2022), ressaltam o significativo potencial dos ácidos graxos como agentes antifúngicos e inibidores da produção de micotoxinas, atuando principalmente na desestabilização da membrana celular, na inibição de enzimas alvo e na interferência em vias metabólicas. Konuk e Ergüden (2019), destacam a elevada capacidade dos terpenoides em induzir danos a membrana plasmática e consequentemente gerar inibição no crescimento de fungos, através da penetração na bicamada lipídica, que resulta em vazamento de íons, alteração no pH e condutividade da membrana. Já a revisão conduzida por Davidova *et al.* (2024), exhibe sobre o amplo espectro da atividade antifúngica de polifenóis, que para além de interferir na integridade da membrana e permeabilidade da parede celular fúngica, exercem efeitos oxidativos que podem comprometer atividades metabólicas essenciais nos microrganismos

Os recursos obtidos a partir de macroalgas marinhas representam um importante potencial terapêutico e industrial que perpassam diferentes campos. Na indústria alimentícia esses produtos vem sendo pesquisados principalmente na perspectiva de agentes naturais de conservação e ingredientes funcionais, inibindo patógenos contaminantes ou com efeitos deteriorantes, e aumentando o tempo de prateleira de produtos cárneos, processados ou até mesmo líquidos (Cabral *et al.*, 2021). Em relação ao potencial farmacológico, a riqueza de moléculas bioativas demonstram alta eficácia contra bactérias e fungos, tanto em tratamentos convencionais quanto em formulações contra infecções resistentes (Kolanjinathan *et al.*, 2014; Suriya *et al.*, 2025). No setor agrícola, que é fonte natural de fitopatógenos fúngicos, o potencial dos compostos pode agir não só através da atividade antifúngica, mas também atuando na bioestimulação e indução de resistência por parte das plantas (Vicente *et al.*, 2021).

As macroalgas marinhas concentram uma ampla diversidade de compostos bioativos com efeitos antifúngicos, identificados por meio de diferentes estratégias de extração, ensaios

*in vitro*, processos de purificação e posterior identificação das moléculas ativas. Tais evidências reforçam o papel das macroalgas como fontes alternativas e sustentáveis de biomoléculas naturais, com potenciais aplicações no controle microbiológico em setores como agricultura, saúde humana, indústria alimentícia e farmacêutica. Além disso, a intensificação das investigações de espécies em nível global, envolvendo distintas espécies fúngicas e variadas aplicações tem contribuído para a consolidação desse campo de conhecimento. Todavia, persistem lacunas significativas em regiões de elevada biodiversidade, como a América do Sul, onde o número de compostos relatados ainda não corresponde ao potencial biotecnológico existente. Soma-se isso a ausência de maior padronização metodológica e o reduzido avanço de pesquisas até as etapas de identificação e caracterização das moléculas bioativas.

#### 4.5 CONCLUSÃO

O aumento das pesquisas sobre as propriedades antimicrobianas de macroalgas marinhas, especialmente em relação ao potencial antifúngico, evidencia sua relevância como fontes naturais de compostos bioativos. Os continentes africano e asiático se destacam nesse cenário, enquanto a América do Sul foi a área que apresentou lacunas mais significativas de investigação. Os estudos concentram-se principalmente nos segmentos médico, farmacêutico, agrícola e alimentício, com destaque para o controle de fitopatógenos. A diversidade de solventes e metodologias empregadas, aliada à identificação de grupos químicos como ácidos graxos, terpenoides, taninos, esteroides, polissacarídeos, flavonoides e polifenóis, reforça a amplitude das propriedades dessas algas. Assim, a bioprospecção de macroalgas marinhas se consolida como alternativa sustentável aos compostos sintéticos, com potencial para aplicação em múltiplos setores e contribuição relevante à conservação e ao uso racional da biodiversidade marinha.

#### REFERÊNCIAS

- Abu, N. J.; Bujang, J. S.; Zakaria, M. H.; Zulkifly, S. Use of *Ulva reticulata* as a growth supplement for tomato (*Solanum lycopersicum*). **PloS one**, v. 17, n. 6, p. e0270604, 2022. DOI: 10.1371/journal.pone.0270604
- Abubakar, A.R.; Haque, M. Preparation of medicinal plants: Basic extraction and fractionation procedures for experimental purposes. **Journal of Pharmacy and Bioallied Sciences**, v. 12, n. 1, p. 1-10, 2020.
- Agarwal, P. K.; Dangariya, M.; Agarwal, P. Seaweed extracts: Potential biodegradable, environmentally friendly resources for regulating plant defence. **Algal Research**, [S. l.], v. 58, p. 102363, 2021. DOI: 10.1016/j.algal.2021.102363.

Ahamefule, C. S.; Ezeuduji, B. C.; Ogbonna, J. C.; Moneke, A. N.; Ike, A. C.; Wang, B.; Jin, C.; Fang, W. Marine bioactive compounds against *Aspergillus fumigatus*: challenges and future prospects. **Antibiotics**, v. 9, n. 11, p. 813, 2020. DOI: 10.3390/antibiotics9110813

Akbar, S. A.; Hasan, M. Evaluation of bioactive composition and phytochemical profile of macroalgae *Gracilaria edulis* and *Acanthophora spicifera* from the Banda Aceh Coast, Indonesia. **Science & Technology Asia**, p. 194-207, 2024.

Al-Alam, J.; Salim, D.; Fajloun, Z.; Millet, M.; Chbani, A. The Potential Use of Aqueous Extract of *Ulva lactuca* seaweed for the Control of the Post-Harvest Citrus Green Mold, in vivo and in vitro conditions. *Arabian Journal of Medicinal & Aromatic Plants*, v. 8, n. 1, p. 155-170, 2022.

Al-Enazi, N. M.; Awaad, A. S.; Alqasoumi, S. I.; Alwethairi, M. Biological activities of the red algae *Galaxaura rugosa* and *Liagora hawaiiiana* butters. **Saudi Pharmaceutical Journal**, v. 26, n. 1, p. 25-32, 2018. DOI: 10.1016/j.jsps.2017.11.003

Ali Shah, Z.; Khan, K.; Iqbal, Z.; Masood, T., Hemeg, H. A., Rauf, A. Metabolic and pharmacological profiling of *Penicillium claviforme* by a combination of experimental and bioinformatic approaches. **Annals of Medicine**, v. 54, n. 1, p. 2102-2114, 2022. DOI: 10.1080/07853890.2022.2102205

Al-Katib, M. A.; Saber, A. A.; Aly, O. M.; Abdelraheem, W. M.; Attia, E. Z.; Rahman, I.A. A.; Pereira, L. Cosmopolitan but still untapped: Antimicrobial, antibiofilm and in silico molecular docking study on *Caulerpa racemosa*, *Dictyopteris polypodioides* and *Padina pavonica*. **Algal Research**, v. 85, p. 103837, 2025. DOI: 10.1016/j.algal.2024.103837

Almeida, F.; Rodrigues, M. L.; Coelho, C. The Still Underestimated Problem of Fungal Diseases Worldwide. **Frontiers in Microbiology**, [S. l.], v. 10, 2019. DOI: 10.3389/fmicb.2019.00214.

Ambika, S.; Sujatha, K. Antifungal activity of aqueous and ethanol extracts of seaweeds against sugarcane red rot pathogen (*Colletotrichum falcatum*). **Scientific Research and Essays**, v. 10, n. 6, p. 232-235, 2015. DOI: 10.5897/SRE2015.6198

Arumugam, G.; Rajendran, R. Anti-candidal activity and synergetic interaction of antifungal drugs with differential extract of brown algae *Stocheospermum marginatum*. **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, v. 19, p. 101145, 2019. DOI: 10.1016/j.bcab.2019.101145

Avila-Romero, M.; García-Bores, A. M.; Garduño-Solorzano, G.; Avila-Acevedo, J. G.; Serrano-Parrales, R.; Orozco-Martínez, J.; Hernandez-Delgado, T. Antimicrobial activity of some macroalgae of the Veracruzano Reef System (SAV), Mexico. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 30, n. 1, p. 103496, 2023. DOI: 10.1016/j.sjbs.2022.103496

Aziz, S. D. A.; Jafarah, N. F.; Sabri, S.; Wahab, M. A. A.; Yusof, Z. B. Antifungal activities against oil palm pathogen *Ganoderma boninense* from seaweed sources. **Asia-Pacific J. Mol. Biol. Biotechnol**, v. 27, p. 75-83, 2019.

Bahammou, N.; Raja, R.; S. Carvalho, I.; Cherifi, K.; Bouamama, H.; Cherifi, O. Assessment of the Antifungal and Antioxidant Activities of the Seaweeds Collected from the Coast of Atlantic Ocean, Morocco. **Moroccan Journal of Chemistry**, v. 9, n. 4, p. Mor. J. Chem. 9 N°4 (2021) 639–648, 2021. DOI: 10.48317/IMIST.PRSM/morjchem-v9i3.25910

Barot, M.; Kumar, N. J. I.; Kumar, R. N. Bioactive compounds and antifungal activity of three different seaweed species *Ulva lactuca*, *Sargassum tenerrimum* and *Laurencia obtusa* collected from Okha coast, Western India. **J. Coast. Life Med**, v. 4, n. 4, p. 284-289, 2016. DOI: 10.12980/jclm.4.2016J5-185

BAX, N.; Novaglio, C.; Maxwell, K. H.; Meyers, K.; McCann, J.; Jennings, S.; Carter, C. G. Ocean resource use: building the coastal blue economy. **Reviews in fish biology and fisheries**, v. 32, n. 1, p. 189-207, 2022. DOI: 10.1007/s11160-021-09636-0

Biswas, M. H.; Bahar, N. B.; Sharmin, N.; Raihan, S. Z.; Halder, S.; Islam, M. S.; Muhit, M. A. Biological investigations of three marine algae *Enteromorpha intestinalis*, *Rhizoclonium riparium* and *Ceratophyllum demersum* collected from the Bay of Bengal. **Dhaka University Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 22, n. 1, p. 81-87, 2023. DOI: 10.3329/dujps.v22i1.67098

Cabral, E. M.; Oliveira, M.; Mondala, J.R. M.; Curtin, J.; Tiwari, B. K.; Garcia-Vaquero, M. Antimicrobials from Seaweeds for Food Applications. **Marine Drugs**, [S. l.], v. 19, n. 4, p. 211, 2021. DOI: 10.3390/md19040211.

Calle, F. Marine microbiome as source of natural products. **Microbial Biotechnology**, [S. l.], v. 10, n. 6, p. 1293–1296, 2017. DOI: 10.1111/1751-7915.12882.

Carroll, A. R.; Copp, B. R.; Davis, R. A.; Keyzers, R. A.; Prinsep, Michèle R. Marine natural products. **Natural Product Reports**, v. 37, n. 2, p. 175–223, 2020. DOI: 10.1039/c9np00069k.

Carroll, A. R.; Copp, B. R.; Davis, R. A.; Keyzers, R. A.; Prinsep, M. R. Marine natural products. **Natural Product Reports**, [S. l.], v. 38, n. 2, p. 362–413, 2021. DOI: 10.1039/D0NP00089B.

Carvalho, G. L.; Silva, R.; Gonçalves, J. M.; Batista, T. M.; Pereira, L. Extracts of the seaweed *Bifurcaria bifurcata* display antifungal activity against human dermatophyte fungi. **Journal of Oceanology and Limnology**, v. 37, n. 3, p. 848-854, 2019. DOI: 10.1007/s00343-019-8118-9

Carvalho, G. L.; Silva, R.; Gonçalves, J. M.; Batista, T. M.; Pereira, L. Extracts of the seaweed *Bifurcaria bifurcata* display antifungal activity against human dermatophyte fungi. **Journal of Oceanology and Limnology**, [S. l.], v. 37, n. 3, p. 848–854, 2019. DOI: 10.1007/s00343-019-8118-9.

Cermeño, M.; Kleekayai, T.; Amigo-Benavent, M.; Harnedy-Rothwell, P.; Fitzgerald, R. J. Current knowledge on the extraction, purification, identification, and validation of bioactive peptides from seaweed. **Electrophoresis**, v. 41, n. 20, p. 1694-1717, 2020. DOI: 10.1002/elps.202000153

Chowdhury, M. M. H.; Kubra, K.; Hossain, M. B.; Mustafa, M. G.; Jainab, T.; Karim, M. R.; Mehedy, M. E. Screening of antibacterial and antifungal activity of freshwater and marine algae as a prominent natural antibiotic available in Bangladesh. **International Journal of Pharmacology**, v. 11, n. 7, p. 828-833, 2015. DOI: 10.3923/ijp.2015.828.833

- Čmíková, N.; Galovičová, L.; Miškeje, M.; Borotová, P.; Kluz, M.; Kačániová, M. Determination of antioxidant, antimicrobial activity, heavy metals and elements content of seaweed extracts. **Plants**, v. 11, n. 11, p. 1493, 2022. DOI: 10.3390/plants11111493
- Ciftci, H. I.; Can, M.; Ellakwa, D. E.; Suner, S. C.; Ibrahim, M. A.; Oral, A.; Radwan, M. O. Anticancer activity of Turkish marine extracts: a purple sponge extract induces apoptosis with multitarget kinase inhibition activity. **Investigational New Drugs**, [S. l.], v. 38, n. 5, p. 1326–1333, 2020. DOI: 10.1007/s10637-020-00911-8.
- Cotas, J.; Leandro, A.; Monteiro, P.; Pacheco, D.; Figueirinha, A.; Gonçalves, A. M.; Silva, G. J.; Pereira, L. Seaweed phenolics: From extraction to applications. **Marine drugs**, v. 18, n. 8, p. 384, 2020. DOI: 10.3390/md18080384
- Crowther, Mark; Lim, Wendy; Crowther, Mark A. Systematic review and meta-analysis methodology. **Blood, The Journal of the American Society of Hematology**, v. 116, n. 17, p. 3140-3146, 2010.
- Davidova, S.; Galabov, A. S.; Satchanska, G. Antibacterial, antifungal, antiviral activity, and mechanisms of action of plant polyphenols. **Microorganisms**, v. 12, n. 12, p. 2502, 2024. DOI: 10.3390/microorganisms12122502
- De Corato, U.; Salimbeni, R.; De Pretis, A.; Avella, N.; Patruno, G. Antifungal activity of crude extracts from brown and red seaweeds by a supercritical carbon dioxide technique against fruit postharvest fungal diseases. **Postharvest Biology and Technology**, v. 131, p. 16-30, 2017. DOI: 10.1016/j.postharvbio.2017.04.011
- De Vera, C. R.; Díaz Crespín, G.; Hernández Daranas, A.; Montalvão Looga, S.; Lillsunde, K. E.; Tammela, P.; Souto, M. L. Marine microalgae: promising source for new bioactive compounds. **Marine drugs**, v. 16, n. 9, p. 317, 2018. DOI: 10.3390/md16090317
- Dinh, T. V.; Saravana, P. S.; Woo, H. C.; Chun, B. S. Ionic liquid-assisted subcritical water enhances the extraction of phenolics from brown seaweed and its antioxidant activity. **Separation and Purification Technology**, v. 196, p. 287-299, 2018.
- Dominguez, H.; Loret, E. P. *Ulva lactuca*, a source of troubles and potential riches. **Marine drugs**, v. 17, n. 6, p. 357, 2019. DOI: 10.3390/md17060357
- Dos Santos, G. S.; Souza, T. L.; Teixeira, T. R.; Brandão, J. P. C.; Santana, K. A.; Barreto, L. H. S.; Cunha, S. S.; Dos Santos, D. C. M. B.; Caffrey, C. R.; Pereira N. S.; Santos Jr, A. F. Seaweeds and corals from the Brazilian coast: Review on biotechnological potential and environmental aspects. **Molecules**, v. 28, n. 11, p. 4285, 2023. DOI: 10.3390/molecules28114285
- Dulanlebit, Y. H.; Hernani, H. Overview of extraction methods for extracting seaweed and its applications. **Jurnal Penelitian Pendidikan IPA**, v. 9, n. 2, p. 817-824, 2023.
- El Wahidi, M.; El Amraoui, B.; El Amraoui, M.; Bamhaoud, T. Screening of antimicrobial activity of macroalgae extracts from the Moroccan Atlantic coast. In: **Annales Pharmaceutiques Françaises**. Elsevier Masson, 2015. p. 190-196. DOI: 10.1016/j.pharma.2014.12.005

El Zawawy, N. A.; El-Shenody, R. A.; Ali, S. S.; El-Shetehy, M. A novel study on the inhibitory effect of marine macroalgal extracts on hyphal growth and biofilm formation of candidemia isolates. **Scientific reports**, v. 10, n. 1, p. 9339, 2020. DOI: 10.1038/s41598-020-66000-1

El Zawawy, N. A.; El-Shenody, R. A.; Ali, S. S.; El-Shetehy, Mohamed. A novel study on the inhibitory effect of marine macroalgal extracts on hyphal growth and biofilm formation of candidemia isolates. **Scientific Reports**, [S. l.], v. 10, n. 1, p. 9339, 2020. DOI: 10.1038/s41598-020-66000-1.

El-Bilawy, E. H.; Al-Mansori, A. N. A.; Alotibi, F. O.; Al-Askar, A. A.; Arishi, A. A.; Teiba, I. I.; Abdelkhalek, A. Antiviral and antifungal of *Ulva fasciata* extract: HPLC analysis of polyphenolic compounds. **Sustainability**, v. 14, n. 19, p. 12799, 2022. DOI: 10.3390/su141912799

El-Bilawy, E. H.; Al-Mansori, A. N. A.; Alotibi, F. O.; Al-Askar, A. A.; Arishi, A. A.; Teiba, I. I.; Abdelkhalek, A. Antifungal, antiviral, and HPLC analysis of phenolic and flavonoid compounds of *Amphiroa anceps* extract. **Sustainability**, v. 14, n. 19, p. 12253, 2022. DOI: 10.3390/su141912253

El-Hossary, E. M.; Cheng, C.; Hamed, M. M.; El-Sayed H., Ashraf N.; Ohlsen, K.; Hentschel, Ute; Abdelmohsen, U. R. Antifungal potential of marine natural products. **European Journal of Medicinal Chemistry**, [S. l.], v. 126, p. 631–651, 2017. DOI: 10.1016/j.ejmech.2016.11.022.

El-Shahir, A. A.; Alzamel, N. M.; Abuzaid, A. O.; Loutfy, N.; Alwaleed, E. A. Antifungal Properties of *Sargassum cinereum* and *Padina boergesenii* Extracts Against Fungi Associated with Strawberry Fruits Concerning Mycotoxin Production. **Plants**, v. 13, n. 22, p. 3115, 2024. DOI: 10.3390/plants13223115

El-Sheekh, M. M.; Galal, H. R.; Mousa, A. S.; Farghl, A. Screening of antifungal activity of bioactive chemical constituents in some brown marine macroalgae from the Red Sea, Egypt. **Egyptian Journal of Botany**, v. 62, n. 3, p. 865-878, 2022. DOI: 10.21608/2Fejbo.2022.141379.2008

Fayzi, L.; Askarne, L.; Boufous, E. H.; Cherifi, O.; Cherifi, K. Antioxidant and antifungal activity of some Moroccan seaweeds against three postharvest fungal pathogens. **Asian Journal of Plant Sciences**, v. 21, n. 2, p. 328-338, 2022. DOI: 10.3923/ajps.2022.328.338

Ghaliaoui, N.; Hazzit, M.; Mokrane, H. Seaweeds as a potential source of bioactive compounds. **Research in Biotechnology and Environmental Science**, v. 3, n. 1, p. 1-8, 2024.

Ghoran, S.; Taktaz, F.; Sousa, E.; Fernandes, C.; Kijjoa, A. Peptides from Marine-Derived Fungi: Chemistry and Biological Activities. **Marine Drugs**, [S. l.], v. 21, n. 10, p. 510, 2023. DOI: 10.3390/md21100510.

Gómez-Hernández, M.; Rodríguez-García, C. M.; Peraza-Echeverría; L., Peraza-Sánchez, S. R.; Torres-Tapia, L. W.; Pérez-Brito, D.; Cauich-Rodríguez, J. V. In vitro antifungal activity screening of beach-cast seaweeds collected in Yucatan, Mexico. **Journal of Applied Phycology**, v. 33, n. 2, p. 1229-1237, 2021. DOI: 10.1007/s10811-021-02384-5

- Goncalves, S. S.; Souza, A. C. R.; Chowdhary, A.; Meis, J. F.; Colombo, A. L. Epidemiology and molecular mechanisms of antifungal resistance in *Candida* and *Aspergillus*. **Mycoses**, v. 59, n. 4, p. 198-219, 2016.
- González-Castro, A. L.; Contreras, M. R.; Bastidas, M. R.; Ramírez, R. N. Á.; Dávalos, C. R.; Amezquita, P. M. A. Evaluation of some seaweed extracts from Baja Peninsula, Mexico, against plant pathogens. **Hidrobiológica**, v. 35, n. 1, 2025.
- Goswami Nirali, Y.; Kumar Nirmal, J. I.; Kumar Rita, N. Distribution and Biochemical Composition of Seaweeds in relation to Hydro-chemical Characters of Marine Water. **Research Journal of Chemistry and Environment**, v. 27, n. 3, 2023. DOI: 10.25303/2703rjce009019
- Guimarães, A.; Venâncio, A. The potential of fatty acids and their derivatives as antifungal agents: A review. **Toxins**, v. 14, n. 3, p. 188, 2022. DOI: 10.3390/toxins14030188
- Hamed, A. A.; Elawady, M. E.; Hassan, M. G.; Gomah, M. Antibacterial and antifungal activity of some seaweeds species from Egypt. **Benha Journal of Applied Sciences**, v. 9, n. 7, p. 21-26, 2024.
- Hentati, F.; Tounsi, L.; Djomdi, D.; Pierre, G.; Delattre, C.; Ursu, A.V.; Fendri, I.; Abdelkafi, S.; Michaud, P. Bioactive Polysaccharides from Seaweeds. **Molecules**, [S. l.], v. 25, n. 14, p. 3152, 2020. DOI: 10.3390/molecules25143152.
- Hidayati, J. R.; Yudiati, E.; Pringgenies, D.; Oktaviyanti, D. T.; Kusuma, A. P. Comparative study on antioxidant activities, total phenolic compound and pigment contents of tropical *Spirulina platensis*, *Gracilaria arcuata* and *Ulva lactuca* extracted in different solvents polarity. In: **E3S Web of Conferences**. EDP Sciences, 2020. p. 03012.
- Kadam, S. U.; Álvarez, C.; Tiwari, B. K.; O'Donnell, C. P. Extraction and characterization of protein from Irish brown seaweed *Ascophyllum nodosum*. **Food Research International**, v. 99, p. 1021–1027, 2017.
- Khallil, A. M.; Daghman, I. M. Antifungal potential in crude extracts of five selected brown seaweeds collected from the western Libya coast. **J. Micro. Creat.**, v. 1, n. 1, p. 103, 2015. DOI: 10.15744/2575-5498.1.103.
- Khelil-Radji, F.; Chemlal-Kherraz, D.; Meliani, A. Comparative study on the antimicrobial activity of organic extracts of two seaweeds: *Stypocaulon scoparium* and *Halopitys incurvus*. **Applied Ecology & Environmental Research**, v. 21, n. 6, 2023. DOI: 10.15666/aeer/2106\_57295736.
- Kolanjinathan, K.; Ganesh, P.; Saranraj, P. Pharmacological importance of seaweeds: a review. **World Journal of Fish and Marine Sciences**, v. 6, n. 1, p. 1–15, 2014.
- Konuk, H. B.; Ergüden, B. Phenolic–OH group is crucial for the antifungal activity of terpenoids via disruption of cell membrane integrity. **Folia Microbiologica**, v. 65, n. 4, p. 775–783, 2020.
- Krishnamoorthi, R.; Sivakumar, S. R. Antifungal activity of seaweed *Ulva lactuca* L. extracted crude protein against pathogenic fungi. **Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research**, v. 12, n. 3, p. 393–396, 2019. DOI: 10.22159/ajpcr.2019.v12i3.30750.

Kumar, L. R.; Paul, T.; Anas, K. K.; Tejpal, C. S.; Chatterjee, N. S.; Anupama, T. K.; Geethalakshmi, R.; Anandan, R.; Jayarani, M. S. Screening of effective solvents for obtaining antioxidant-rich seaweed extracts using principal component analysis. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 44, n. 9, p. e14716, 2020.

Lass-Flörl, C.; Steixner, S. The changing epidemiology of fungal infections. **Molecular Aspects of Medicine**, v. 94, p. 101215, 2023. DOI: 10.1016/j.mam.2023.101215.

Leandro, A.; Pereira, L.; Gonçalves, A. M. M. Diverse applications of marine macroalgae. **Marine Drugs**, v. 18, n. 1, p. 17, 2020. DOI: 10.3390/md18010017.

Lotfi, A.; Kottb, M.; Elsayed, A.; Shafik, H. Antifungal activity of some Mediterranean seaweed against *Macrophomina phaseolina* and *Fusarium oxysporum* in vitro. **Alfarama Journal of Basic & Applied Sciences**, v. 2, n. 1, p. 81–96, 2021. DOI: 10.21608/ajbas.2020.41969.1031.

Lu, W. Y.; Li, H. J.; Li, Q. Y.; Wu, Y. C. Application of marine natural products in drug research. **Bioorganic & Medicinal Chemistry**, v. 35, p. 116058, 2021. DOI: 10.1016/j.bmc.2021.116058.

Mabrouki, S.; Lakhdar, F.; Bouhraoua, J.; Belarbi, E.; Khelifi, S.; Benba, J.; Etahiri, S. In vitro antifungal activity of seaweed extracts against *Sclerotium rolfsii*: a causal agent of root rot disease on sugar beet (*Beta vulgaris* L.). **International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research**, v. 63, n. 2, p. 90–97, 2020.

Mantri, V. A. *et al.* Concise review of green algal genus *Ulva* Linnaeus. **Journal of Applied Phycology**, v. 32, n. 5, p. 2725–2741, 2020.

Guiry, M. D.; Guiry, G. M. Algaebase. Publicação eletrônica mundial. National University of Ireland, Galway, 2024. Disponível em: [www.algaebase.org](http://www.algaebase.org). Acesso em: 6 jul. 2025.

Medeiros, V. P. B.; Costa, W. K. A.; Silva, R. T.; Pimentel, T. C.; Magnani, M. Microalgae as source of functional ingredients in new-generation foods: challenges, technological effects, biological activity, and regulatory issues. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, 2022.

Messahli, I.; Gouzi, H.; Sifi, I.; Chaibi, R.; Rezzoug, A.; Rouari, L. Anticandidal activity of dichloromethane extract obtained from the red algae *Asparagopsis armata* of the Algerian coast. **Acta Ecologica Sinica**, v. 42, n. 5, p. 461–466, 2022. DOI: 10.1016/j.chnaes.2021.08.005.

Mickymaray, S.; Alturaiki, W. Antifungal efficacy of marine macroalgae against fungal isolates from bronchial asthmatic cases. **Molecules**, v. 23, n. 11, p. 3032, 2018. DOI: 10.3390/molecules23113032.

Mohamed, S. S.; Saber, A. A. Antifungal potential of the bioactive constituents in extracts of the mostly untapped brown seaweed *Hormophysa cuneiformis* from the Egyptian coastal waters. **Egyptian Journal of Botany**, v. 59, n. 3, p. 695–708, 2019. DOI: 10.21608/ejbo.2019.5516.1225.

Mohy El-Din, S. M.; Mohyeldin, M. M. Component analysis and antifungal activity of the compounds extracted from four brown seaweeds with different solvents at different seasons.

**Journal of Ocean University of China**, v. 17, n. 5, p. 1178–1188, 2018. DOI: 10.1007/s11802-018-3538-2.

Mubarak, Z.; Humaira, A.; Gani, B. A.; Muchlisin, Z. A. Preliminary study on the inhibitory effect of seaweed *Gracilaria verrucosa* extract on biofilm formation of *Candida albicans* cultured from the saliva of a smoker. **F1000Research**, v. 7, p. 684, 2018. DOI: 10.12688/f1000research.14879.3.

Musbah, H. A.; Abouelkhair, W. S.; Yousef, S. A. E.; Moustafa, E. E.; Hasan, A. M. H. Screening of antifungal activities of five algal crude extracts. **Journal of Scientific Research in Science**, v. 36, n. 1, p. 318–338, 2019.

Nagalingam, M.; Rajeshkumar, S.; Panneerselvam, A.; Lakshmi, T. Antibacterial and antifungal potential of acetone, ethanol and methanolic extract of marine red algae *Gelidium amansii*. **International Journal of Research in Pharmaceutical Sciences**, v. 10, n. 2, p. 1013–1018, 2019. DOI: 10.26452/ijrps.v10i2.374.

Negara, B. F. S. P.; Sohn, J. H.; Kim, J. S.; Choi, J. S. Antifungal and larvicidal activities of phlorotannins from brown seaweeds. **Marine Drugs**, v. 19, n. 4, p. 223, 2021. DOI: 10.3390/md19040223.

Niskanen, T.; Lücking, R.; Dahlberg, A.; Gaya, E.; Suz, L. M.; Mikryukov, V.; Antonelli, A. Pushing the frontiers of biodiversity research: unveiling the global diversity, distribution, and conservation of fungi. **Annual Review of Environment and Resources**, v. 48, p. 149–176, 2023. DOI: 10.1146/annurev-environ-112621-090937.

Nurkolis, F.; Kurniawan, R.; Kurniatanty, I.; Park, M. N.; Moon, M.; Fatimah, S.; Kim, B. New insight on in vitro biological activities of sulfated polysaccharides from ulvophyte green algae. **Molecules**, v. 28, n. 11, p. 4531, 2023. DOI: 10.3390/molecules28114531.

O’Keeffe, E.; Hughes, H.; McLoughlin, P.; Tan, S. P.; McCarthy, N. Methods of analysis for the in vitro and in vivo determination of the fungicidal activity of seaweeds: a mini review. **Journal of Applied Phycology**, v. 31, n. 6, p. 3759–3776, 2019. DOI: 10.1007/s10811-019-01832-7.

Pérez, M. J.; Falqué, E.; Domínguez, H. Antimicrobial action of compounds from marine seaweed. **Marine Drugs**, v. 14, n. 3, p. 52, 2016. DOI: 10.3390/md14030052.

Pourakbar, L.; Moghaddam, S. S.; Enshasy, H. A. E.; Sayyed, R. Z. Antifungal activity of the extract of a macroalgae, *Gracilariopsis persica*, against four plant pathogenic fungi. **Plants**, v. 10, n. 9, p. 1781, 2021. DOI: 10.3390/plants10091781.

Pradhan, B.; Nayak, R.; Patra, S.; Jit, B. P.; Ragusa, A.; Jena, M. Bioactive metabolites from marine algae as potent pharmacophores against oxidative stress-associated human diseases: a comprehensive review. **Molecules**, v. 26, n. 1, p. 37, 2020.

Quintana-Manotas, H. L.; Hernández-Contreras, D. A.; Gavio, B. Updated list and new records of macroalgae from the Gulf of Morrosquillo, Colombian Caribbean. **Acta Botánica Mexicana**, n. 131, 2024.

- Quitério, E.; Grosso, C.; Ferraz, R.; Delerue-Matos, C.; Soares, C. A critical comparison of the advanced extraction techniques applied to obtain health-promoting compounds from seaweeds. **Marine Drugs**, v. 20, n. 11, p. 677, 2022. DOI: 10.3390/md20110677
- Rengasamy, K. R.; Mahomoodally, M. F.; Aumeeruddy, M. Z.; Zengin, G.; Xiao, J.; Kim, D. H. Bioactive compounds in seaweeds: an overview of their biological properties and safety. **Food and Chemical Toxicology**, v. 135, p. 111013, 2020. DOI: 10.1016/j.fct.2019.111013.
- Rizwan, S.; Saleem, M.; Hassan, H. U.; Raza, M. A.; Kanwal, R.; Kabir, M.; Arai, T. Biomedical properties, characterization of seaweeds species and antimicrobial activity. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e280796, 2024. DOI: 10.1590/1519-6984.280796.
- Rushdi, M. I. et al. Pharmacological and natural products diversity of the brown algae genus *Sargassum*. **RSC Advances**, v. 10, n. 42, p. 24951–24972, 2020.
- Samar, J.; Butt, G. Y.; Shah, A. A.; Shah, A. N.; Ali, S.; Jan, B. L.; Hussaan, M. Phytochemical and biological activities from different extracts of *Padina antillarum* (Kützinger) Piccone. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, p. 929368, 2022. DOI: 10.3389/fpls.2022.929368.
- Sampaio, T. M. M.; Santos, A. T. L.; Freitas, M. A.; Almeida-Bezerra, J. W.; Fonseca, V. J. A.; Coutinho, H. D. M.; Andrade-Pinheiro, J. C. Antifungal activity of *Gracilaria cervicornis* (Turner) J. Agardh against *Candida* spp. **South African Journal of Botany**, v. 150, p. 146–152, 2022. DOI: 10.1016/j.sajb.2022.06.057.
- Sánchez-Torres, P. Emerging alternatives to control fungal contamination. **Current Opinion in Food Science**, v. 61, p. 101255, 2025. DOI: 10.1016/j.cofs.2024.101255.
- Selig, E. R. et al. Mapping global human dependence on marine ecosystems. **Conservation Letters**, v. 12, n. 2, p. e12617, 2019.
- Shobier, A. H.; Ghani, S. A. A.; Barakat, K. M. GC/MS spectroscopic approach and antifungal potential of bioactive extracts produced by marine macroalgae. **Egyptian Journal of Aquatic Research**, v. 42, n. 3, p. 289–299, 2016. DOI: 10.1016/j.ejar.2016.07.003.
- Shobier, A. H.; Ismail, M. M.; Hassan, S. W. Variation in anti-inflammatory, anti-arthritic, and antimicrobial activities of different extracts of common Egyptian seaweeds with an emphasis on their phytochemical and heavy metal contents. **Biological Trace Element Research**, v. 201, n. 4, p. 2071–2087, 2023. DOI: 10.1007/s12011-022-03297-1.
- Silva, P.; Fernandes, C.; Barros, L.; Ferreira, I. C.; Pereira, L.; Gonçalves, T. The antifungal activity of extracts of *Osmundea pinnatifida*, an edible seaweed, indicates its usage as a safe environmental fungicide or as a food additive preventing post-harvest fungal food contamination. **Food & Function**, v. 9, n. 12, p. 6187–6195, 2018. DOI: 10.1039/C8FO01797B.
- Suriya, P. G.; Nagarajan, R.; Raj, G. A. A review on antibacterial and antifungal activity of seaweed extract against drug-resistant pathogens. **Pharmaceutical Sciences**, v. 5, p. 72–87, 2025.

- Sweeney, M. J.; Dobson, A. D. W. Mycotoxin production by *Aspergillus*, *Fusarium* and *Penicillium* species. **International Journal of Food Microbiology**, v. 43, n. 3, p. 141–158, 1998.
- Terra, L.; Abreu, P. A.; Teixeira, V. L.; Paixão, I. C.; Pereira, R.; Leal, B.; Castro, H. C. Mycoses and antifungals: reviewing the basis of a current problem that still is a biotechnological target for marine products. **Frontiers in Marine Science**, v. 1, p. 12, 2014.
- Toledo, E.; Félix, C.; Vicente, T. F.; Augusto, A.; Félix, R.; Toledo, B.; Lemos, M. F. Seaweed extracts to control postharvest phytopathogenic fungi in Rocha pear. **Journal of Fungi**, v. 9, n. 2, p. 269, 2023. DOI: 10.3390/jof9020269.
- Turner, S. A.; Butler, G. The *Candida* pathogenic species complex. **Cold Spring Harbor Perspectives in Medicine**, v. 4, n. 9, p. a019778, 2014.
- Uribe, E.; Vega-Gálvez, A.; García, V.; Pastén, A.; Rodríguez, K.; López, J.; Scala, K. D. Evaluation of physicochemical composition and bioactivity of a red seaweed (*Pyropia orbicularis*) as affected by different drying technologies. **Drying Technology**, v. 38, n. 9, p. 1218–1230, 2020. DOI: 10.1080/07373937.2019.1628771.
- Valverde, S.; Williams, P. L.; Mayans, B.; Lucena, J. J.; Hernández-Apaolaza, L. Comparative study of the chemical composition and antifungal activity of commercial brown seaweed extracts. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, p. 1017925, 2022. DOI: 10.3389/fpls.2022.1017925
- Vanden Bossche, H. Mechanisms of antifungal resistance. **Revista Iberoamericana de Micología**, v. 14, p. 44–49, 1997.
- Vatsos, I. N.; Rebours, C. Seaweed extracts as antimicrobial agents in aquaculture. **Journal of Applied Phycology**, [S. l.], v. 27, n. 5, p. 2017–2035, 2015. DOI: 10.1007/s10811-014-0506-0.
- Vicente, T. F. L.; Lemos, M. F. L.; Félix, R.; Valentão, P.; Félix, C. Marine Macroalgae, a Source of Natural Inhibitors of Fungal Phytopathogens. **Journal of Fungi**, [S. l.], v. 7, n. 12, p. 1006, 2021. DOI: 10.3390/jof7121006.
- Visagie, C. M.; Houbraeken, J.; Frisvad, J. C.; Hong, S. B.; Klaassen, C. H. W.; Perrone, G.; Samson, R. A. Identification and nomenclature of the genus *Penicillium*. **Studies in mycology**, v. 78, n. 1, p. 343-371, 2014. DOI: 10.1016/j.simyco.2014.09.001
- Xiang, X.; Jiang, Q.; Yang, H.; Zhou, X.; Chen, Y.; Chen, H.; Liu, S.; Chen, L. A review on shellfish polysaccharides: Extraction, characterization and amelioration of metabolic syndrome. **Frontiers in Nutrition**, [S. l.], v. 9, p. 974860, 2022. DOI: 10.3389/fnut.2022.974860.
- Xiong, Z.; Wang, Rong; X.; Tengfei; Zhang, S.; Ma, S.; Guo, Z. Natural Products and Biological Activity from Actinomycetes Associated with Marine Algae. **Molecules**, [S. l.], v. 28, n. 13, p. 5138, 2023. DOI: 10.3390/molecules28135138.
- Yip, Z.T.; Quek, R. Z.; Huang, D. Historical biogeography of the widespread macroalga *Sargassum* (Fucales, Phaeophyceae). **Journal of phycology**, v. 56, n. 2, p. 300-309, 2020.

Zha, X.; Ji, R.; Zhou, S. Marine Bacteria: A Source of Novel Bioactive Natural Products. **Current Medicinal Chemistry**, [S. l.], v. 31, n. 41, p. 6842–6854, 2024. DOI: 10.2174/0929867331666230821102521.

Zhang, Q.; Lin, L.; Ye, W. Techniques for extraction and isolation of natural products: A comprehensive review. **Chinese medicine**, v. 13, n. 1, p. 20, 2018.

## 5 CAPÍTULO 2: ATIVIDADE ANTIFÚNGICA DE MACROALGAS DA COSTA NORTE BRASILEIRA FRENTE A FUNGOS TOXIGÊNICOS

### RESUMO

O potencial biotecnológico de organismos aquáticos tem despertado interesse crescente nos setores industrial, farmacêutico e da saúde. As macroalgas marinhas são reconhecidas como fontes de metabólitos secundários, porém ainda são pouco investigadas quanto à sua atividade antimicrobiana em diversas regiões de ocorrência. Nesse contexto, este estudo avaliou a atividade antifúngica de macroalgas brasileiras frente a fungos de relevância agrícola e clínica, considerando seu potencial patogênico e toxigênico. Para essa finalidade, foram preparados extratos hidroalcoólicos, a partir das macroalgas *Bostrychia calliptera*, *Cladophoropsis membranacea*, *Rhizoclonium riparium*, *Sargassum* sp. e *Ulva linza*, coletadas entre outubro e dezembro de 2024, na costa do estado do Maranhão, Brasil. Os extratos foram testados frente às espécies fúngicas *Aspergillus fumigatus*, *Fusarium dimerum* e *Penicillium citrinum*, visando à avaliação de parâmetros morfológicos e fisiológicos, além de posterior triagem fitoquímica para identificação dos compostos responsáveis por tais atividades. Os testes realizados destacam os melhores resultados para os extratos de *C. membranacea*, *R. riparium*, *Sargassum* sp. e *B. calliptera*. Em relação ao crescimento dos fungos, *A. fumigatus* obteve zonas de inibição máximas em até 13,8 mm, *F. dimerum* sp. em até 40,5 mm e *P. citrinum*, 20,8 mm. Para os aspectos de esporulação, germinação e fixação dos conídios, alguns extratos indicaram inibição, e outros crescimento das taxas. Os extratos também reduziram significativamente o conteúdo total de proteínas e a atividade das enzimas  $\beta$ -1,3-glucanase e quitinase. Em síntese, foram observadas variações conforme a interação entre fungos, macroalgas e concentrações utilizadas. Enquanto a caracterização fitoquímica evidenciou classes de metabólitos reconhecidas por sua atividade antimicrobiana. Os resultados indicam significância estatística para alguns tratamentos em comparação aos controles, evidenciando a efetividade dos produtos sobre fungos toxigênicos. Essas descobertas demonstram o potencial promissor das espécies maranhenses e podem auxiliar estudos futuros que visem aprofundar o conhecimento sobre a composição das macroalgas brasileiras e a aplicação de suas funções biológicas e terapêuticas.

### ABSTRACT

The biotechnological potential of aquatic organisms has sparked increasing interest in the industrial, pharmaceutical, and health sectors. Marine macroalgae are recognized as sources of secondary metabolites, but their biological activity in various regions of occurrence is still poorly investigated. In this context, this study evaluated the antifungal activity of Brazilian macroalgae against fungi of agricultural and clinical relevance, considering their pathogenic and toxigenic potential. For this purpose, hydroalcoholic extracts were prepared from the macroalgae *Bostrychia calliptera*, *Cladophoropsis membranacea*, *Rhizoclonium riparium*, *Sargassum* sp., and *Ulva linza*, collected between October and December 2024 on the coast of the state of Maranhão, Brazil. The extracts were tested against the fungal species *Aspergillus fumigatus*, *Fusarium dimerum*, and *Penicillium citrinum*, followed by the evaluation of morphological and physiological parameters, as well as subsequent phytochemical screening to identify the compounds responsible for these activities. The tests performed highlight the best results for extracts of *C. membranacea*, *R. riparium*, *Sargassum* sp., and *B. calliptera*. Regarding fungal growth, *A. fumigatus* showed maximum inhibition zones up to 13.8 mm, *F. dimerum* sp. up to 40.5 mm, and *P. citrinum* up to 20.8 mm. For sporulation, germination, and conidia attachment, some extracts indicated inhibition, while others showed increased growth rates. The extracts also significantly reduced the total protein content and the activity of  $\beta$ -1,3-glucanase and chitinase enzymes. In summary, variations were observed according to the

interaction between fungi, macroalgae, and the concentrations used. Phytochemical characterization revealed classes of metabolites recognized for their antimicrobial activity. The results show statistical significance for some treatments compared to the controls, demonstrating the effectiveness of the products against toxigenic fungi. These findings demonstrate the promising potential of species from Maranhão and may aid future studies aimed at deepening knowledge about the composition of Brazilian macroalgae and the application of their biological and therapeutic functions.

## 5.1 INTRODUÇÃO

Os fungos são um importante grupo biológico com distribuição ubíqua e de papéis ecológicos relevantes (Warnasuriya *et al.*, 2023). Em contrapartida, muitas espécies fúngicas também representam uma ameaça crescente para setores da saúde global, como por exemplo as infecções por micoses, que em alguns casos podem ser potencialmente fatais (Vinh, 2025), além de alergias fúngicas, infecções em plantas cultivadas, ou através da produção de toxinas prejudiciais (Xu, 2022), que podem afetar setores alimentícios como a aquicultura (Alizadeh *et al.*, 2021).

As micotoxinas são metabólitos secundários sintetizados por espécies fúngicas, através de reações bioquímicas naturais, que são capazes de causar efeitos tóxicos na saúde de humanos, animais e plantas. Esses metabólitos apresentam alta diversidade, variando em estrutura, tipo de ação e grau de toxicidade, além de serem influenciados por diversos fatores mais gerais como temperatura, atmosfera, natureza do substrato ou mais específicos para espécie, no caso dos animais comprometidos. Alguns dos principais gêneros de fungos dos quais as micotoxinas vêm sendo isoladas e pesquisadas são *Alternaria*, *Botrytis*, *Colletotrichum*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium* entre outros. Enquanto para os grupos de micotoxinas destacam-se as aflotoxinas, ocratoxinas, patulina, fumosinas e zearalenona (Elkenany e Awad, 2021; Habschied *et al.*, 2021; Xu *et al.*, 2021)

Esses compostos tóxicos têm duas principais vias de contaminação, a inalação de esporos ou o consumo de alimentos contaminados. A ingestão dessas substâncias em alimentos ou rações podem afetar diferentes sistemas orgânicos, e dependendo das características da exposição, quantidade e duração da exposição podem ser geradas doenças agudas ou crônicas. Essas doenças são denominadas micotoxicoses, e podem provocar desde sintomas leves até casos graves (Barajas-Ramirez *et al.*, 2021; Kraft *et al.*, 2021; Nawaf, 2023).

Apesar da disponibilidade de diversos fungicidas utilizados no tratamento de infecções fúngicas, a resistência microbiana constitui um desafio crescente, pois compromete o manejo dessas doenças ao restringir as opções terapêuticas. Essa resistência pode ser intrínseca, isto é, própria da espécie fúngica, ou adquirida ao longo do tempo (Ben-Ami e Kontoyiannis, 2021;

Perea e Patterson, 2002). Um exemplo amplamente estudado é *Aspergillus fumigatus*, espécie de grande relevância clínica devido à sua associação com a aspergilose e o aumento de casos de resistência a fungicidas medicamentosos (Scott *et al.*, 2023).

Contemporaneamente, alternativas com maior preocupação ambiental vem sendo adotadas como substitutas aos fungicidas convencionais, incluindo suplementos biológicos à base de microrganismos antagonistas, enzimas específicas e extratos de origem vegetal (Stoev, 2024). Estudos voltados aos fungos fornecem informações relevantes sobre seus mecanismos de ação e contribuem, sobretudo, para o desenvolvimento de estratégias de monitoramento de doenças e para a aplicação de compostos naturais com atividade biológica (Salvatore e Andolfi, 2021).

O ecossistema oceânico oferece um diversificado estoque de compostos químicos com extenso potencial clínico. Já foram descritos diversos efeitos a partir de combinações de compostos ou extratos bioativos de origem marinha, com estruturas químicas específicas e complexas, incluindo atividades antioxidantes, antimicrobianos, antiobesidade, anti-inflamatórias e quimiopreventivas, que tiveram como origem organismos pertencentes a esse ambiente, como bactérias e fungos, peixes, algas e da maioria dos invertebrados marinhos, como esponjas, corais, moluscos, crustáceos (Ebrahimi *et al.*, 2023; Karthikeyan *et al.*, 2022; Selvaraj, 2025).

Uma importante fonte desses metabólitos secundários são as algas marinhas, apesar de ainda serem consideradas subexploradas. Dentre as principais classes de compostos descritas estão polissacarídeos, compostos proteicos, esteróis, pigmentos e polifenóis dentre outros (Cadar *et al.*, 2025; Negreanu-Pirjol *et al.*, 2022).

A utilização dos compostos naturais isolados dos grupos de macroalgas é recebida de forma muito positiva devido a perspectiva sustentável e renovável dos processos. Espécies dos grupos de algas verdes, vermelhas e pardas possuem alto valor alimentar, sendo reconhecidas como um alimento nutracêutico, além de muito exploradas pela indústria em produtos cosmecêuticos em produtos faciais, produtos para cabelo e higiene bucal (Ashokkumar *et al.*, 2022; Tavares *et al.*, 2023), ou como gelificantes e espessantes (Lourenço-Lopes *et al.*, 2020). Dentre diversas outras aplicações, destaca-se o potencial antimicrobiano contra bactérias e fungos patogênicos (Afzal *et al.*, 2023)

Pesquisas recentes demonstram o potencial antifúngico de macroalgas quanto à sua composição biológica e às respostas observadas frente a diferentes fungos. González-Castro *et al.* (2025) avaliaram cerca de 16 espécies de variadas macroalgas provenientes da costa mexicana, enquanto Mabrouki *et al.* (2020) investigaram um número parecido de algas verdes,

vermelhas e pardas coletadas no litoral marroquino. Em ambos os trabalhos foram identificadas combinações eficientes entre as espécies e técnicas empregadas, obtendo expressiva inibição de fungos fitopatogênicos de elevada relevância.

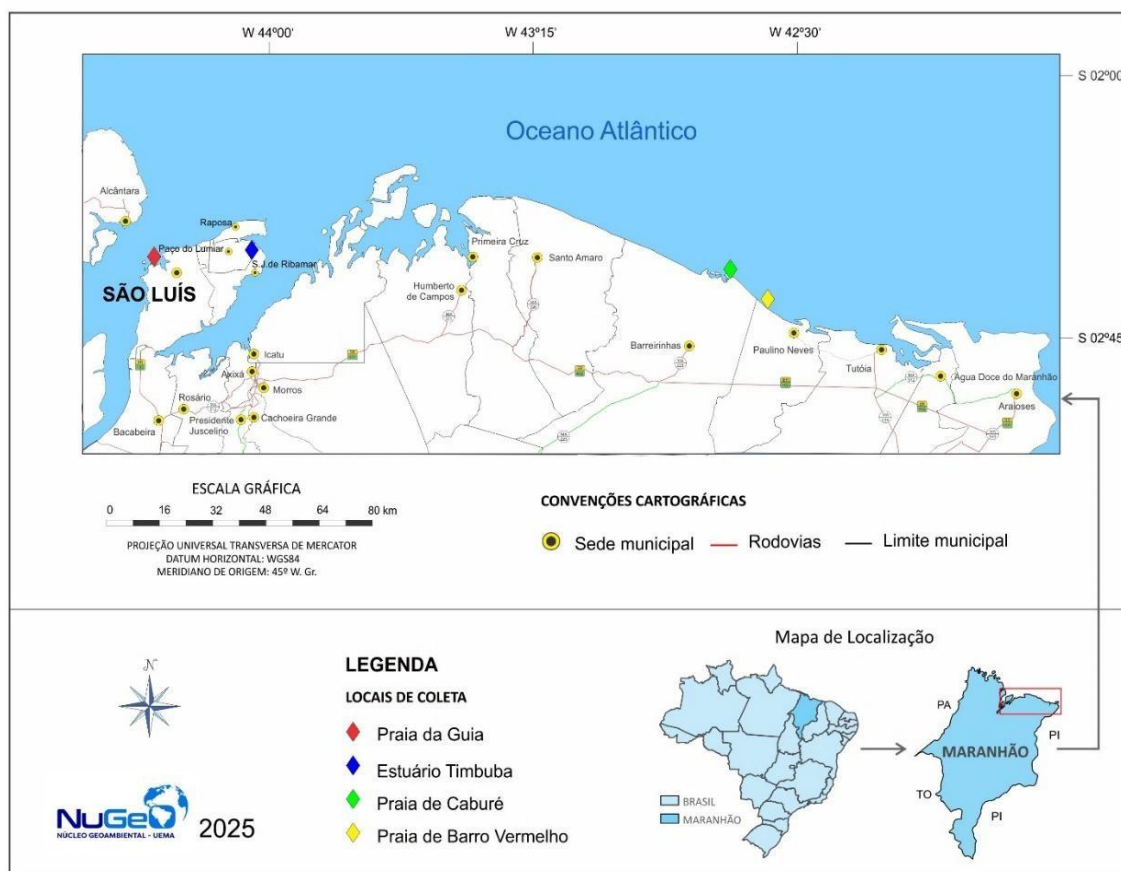
Considerando a relevância dos estudos que buscam o controle de fungos patogênicos e toxigênicos a partir de fontes naturais de compostos bioativos, torna-se necessária a ampliação dessas investigações, especialmente em regiões megadiversas ainda pouco exploradas na perspectiva biotecnológica, como a América do Sul. Assim, este trabalho objetiva avaliar a atividade antifúngica de extratos de cinco macroalgas marinhas encontradas na costa norte do Maranhão, Brasil.

## **5.2 MATERIAL E MÉTODOS**

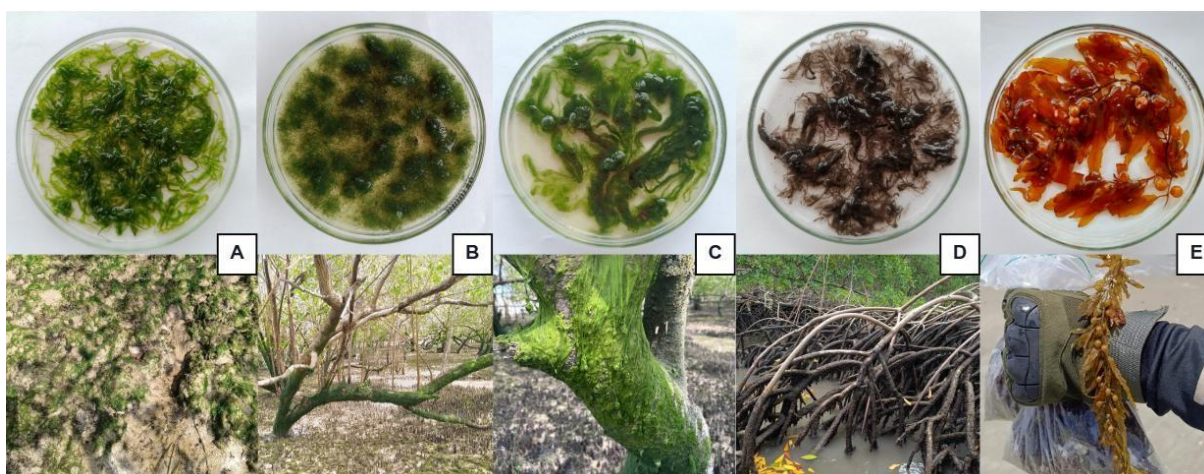
### **5.2.1 Material biológico e preparo dos extratos**

As macroalgas foram coletadas manualmente durante a maré vazante e em período matutino em três áreas com características distintas da costa no estado do Maranhão, Brasil: *Sargassum* sp. na região de interseção entre os municípios de Paulino Neves e Barreirinhas (Praia de Barro Vermelho/ Praia de Caburé); *R. Riparium* e *B. calliptera* no estuário de Timbuba, localizado no Município de Paço do Lumiar; *C. membranacea* e *U. linza* na Praia da Guia, situada no município de São Luís. Nestes ambientes foi realizada uma coleta única entre os meses de novembro e dezembro de 2025. As coordenadas de cada ponto de coleta estão representadas na Figura 7, e as imagens das espécies na Figura 8.

**Figura 7** – Localização geográfica das áreas de coleta de macroalgas no litoral do Maranhão, costa norte brasileira



**Figura 8** - Aspecto geral das macroalgas em placa e no ambiente de coleta. (A) *Ulva linza*; (B) *Cladophoropsis membranacea*; (C) *Rhizoclonium riparium*; (D) *Bostrychia calliptera*; (E) *Sargassum* sp.



Seguidamente, as algas foram encaminhadas ao Laboratório de Microbiologia, Patologia e Biotecnologia, da Universidade Estadual do Maranhão, onde procedeu-se a

lavagem das amostras com água corrente e água destilada, seguida da triagem para remoção de detritos, separação de espécies, pesagem das amostras frescas e secagem em ambiente escuro e ventilado por sete dias, além, do adequado acondicionamento para posterior análise. Para a identificação taxonômica, foram empregadas a microscopia de luz e comparações com as chaves de identificação, onde baseou-se na morfologia interna e externa dos organismos. Esta foi realizada pelo Laboratório de Biologia Vegetal e Marinha (UEMA). Posteriormente, os espécimes de interesse foram direcionados à preparação dos extratos algais.

Os cinco extratos hidroalcoólicos foram preparados por maceração de 10 g de biomassa seca das macroalgas em 100 mL de etanol 70%. A suspensão foi mantida sob agitação, por sete dias, em agitador orbital a 120 rpm. Após esse período, o material foi submetido à filtração tripla, inicialmente em filtro de porcelana recoberto com papel de filtro nº 40 e, posteriormente, em filtros de membrana MF-Millipore acoplados a uma seringa. Em seguida, os extratos foram concentrados em evaporador rotativo por quatro horas, liofilizados para remoção completa da água e armazenados em frascos tarados, conforme descrito por Patra *et al.* (2008), com adaptações. Posteriormente, os extratos secos foram pesados, e, ressuspensos em uma solução de água e etanol (9:1) sob agitação magnética, padronizando-se a concentração final para 50mg/ml. As amostras obtidas foram, então, direcionadas aos ensaios subsequentes.

### 5.2.2 Isolados fúngicos

Os fungos *Aspergillus fumigatus*, *Fusarium dimerum* e *Penicillium citrinum* foram previamente isolados a partir de ostras do gênero *Crassostrea*, cultivadas no estado do Maranhão e identificados através de análise molecular. Os isolados se encontram depositados na Micoteca Gilson Soares da Silva, Campus São Luís/UEMA, sob os registros: FungCRP72/ MGSS475, FungEPL17/ MGSS467 e FungEPL31/ MGSS471, respectivamente. Logo, para realização dos ensaios, as espécies que estavam conservadas sob refrigeração foram recuperadas e submetidas a um novo isolamento, em meio BDA (Batata-Dextrose-Ágar), e em seguida foram incubados em câmaras tipo BOD, 25±2 °C, sob fotoperíodo de 12 h, com o objetivo de obter colônias fúngicas puras.

### 5.2.3 Ensaios antifúngicos *in vitro*

*Efeito dos extratos sobre crescimento micelial, esporulação, germinação e fixação dos conídios dos fungos*

O ensaio de avaliação do crescimento micelial dos fungos foi realizado por meio da incorporação dos extratos em placas de Petri (90 mm de diâmetro) contendo meio de cultura

BDA fundente, nas concentrações de 0,2; 0,4; 0,6; 0,8 e 1,0%. A concentração 0 (zero) foi utilizada como controle negativo. Como controles positivos, empregaram-se 200  $\mu\text{g L}^{-1}$  do antifúngico comercial Amistar® (azoxistrobina) e 200  $\mu\text{g L}^{-1}$  do extrato da macroalga marinha *Ascophyllum nodosum* incorporados ao meio BDA. Após a solidificação do meio, discos miceliais (6 mm) contendo estruturas fúngicas foram transferidos para o centro das placas. Após as repicagens, os tratamentos foram incubados em câmaras tipo BOD,  $25 \pm 2$  °C, por fotoperíodo de 12 h. Foram efetuadas avaliações diárias até que uma das parcelas atinjissem o bordo da placa. Ao longo das observações, foram tomadas medidas do crescimento das colônias (mm), com auxílio de paquímetro digital, em dois sentidos diametralmente opostos. Os valores do 6º dia foram utilizados para análise do diâmetro micelial, com quatro repetições por tratamento.

As placas do experimento anterior foram utilizadas para determinar a esporulação dos fungos sob as concentrações dos cinco extratos. Dessa forma, ao final do referido ensaio, cada placa foi individualmente inundada com água destilada (20 mL) e teve as estruturas do patógeno ali crescidas delicadamente raspadas com o auxílio de um pincel de cerdas macias. As suspensões obtidas foram filtradas em gaze para a obtenção de suspensões apenas de conídios, sendo, estas últimas, ajustadas para um volume de 50 mL. Em seguida, o número de conídios de cada suspensão foi quantificado com o auxílio de um hemocítômetro tipo Neubauer e a quantidade de propágulos em cada parcela expressa em número de conídios  $\text{mL}^{-1} \times 10^6$  (Figura 7). Foram utilizadas três repetições por tratamento para o ensaio.

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado. Os dados do sexto dia foram submetidos à análise de variância, e as médias comparadas pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

A germinação dos conídios foi avaliada a partir de suspensões ajustadas para  $10^4$  conídios  $\text{mL}^{-1}$ , preparadas nas mesmas concentrações dos tratamentos anteriores. Aliquotas de 20 mL foram distribuídas em placas de Petri previamente demarcadas com campos de 1  $\text{mm}^2$  e incubadas em câmara BOD ( $25 \pm 2$  °C, fotoperíodo de 12 h) por 24 h. Transcorrido esse período, a suspensão de conídios foi descartada e, com auxílio de microscopia de luz, 50 conídios por campo marcado foram contados e separados em: (A) conídios germinados, com tubo germinativo maior do que o comprimento do propágulo; (B) conídios não germinados ou com tubo germinativo menor do que o comprimento do propágulo. Serão contados 4 campos da placa, totalizando 200 conídios por parcela. Determinou-se a porcentagem de conídios germinados segundo a seguinte fórmula:

$$\% \text{ de conídios germinados} = \frac{\Sigma A * 100}{\Sigma A + B}$$

Em que ‘ $\Sigma A$ ’ representa o somatório do número de conídios germinados e ‘ $\Sigma(A+B)$ ’ representa o somatório número total de conídios contados na parcela (Melo, 2017).

Para a adesão dos conídios utilizou-se o mesmo procedimento experimental. Nesse caso, contou-se os conídios de cinco campos por duas vezes, sendo: (A) contagem dos conídios antes e (B) após a lavagem das placas, por 5 s, em água corrente. A porcentagem de conídios aderidos foi calculada segundo a fórmula abaixo:

$$\% \text{ de conídios aderidos} = \frac{B * 100}{A}$$

Em que ‘A’ representa o número de conídios na contagem A e ‘B’ representa o número de conídios na contagem B (Melo, 2017).

Ambos os ensaios foram conduzidos com três repetições por tratamento.

#### *Efeito dos extratos sobre o conteúdo total de proteínas e atividade das enzimas $\beta$ -1,3-glucanase e quitinase no micélio dos fungos*

Para a dosagem do conteúdo total de proteínas, da atividade da enzima  $\beta$ -1,3-glucanase e da enzima quitinase, 5 discos de micélio contendo estruturas dos fungos foram transferidos para Erlenmeyers contendo 100 mL de meio de cultivo BD acrescido das concentrações dos extratos de algas, além dos controles positivos do ensaio, um tratamento contendo 200  $\mu\text{g L}^{-1}$  de Amistar® (azoxistrobina) e 200  $\mu\text{g L}^{-1}$  do extrato da macroalga marinha *Ascophyllum nodosum*, e do meio de cultivo BD puro, que consistirá no controle negativo do teste.

O micélio fúngico (1,0 g) foi macerado em nitrogênio líquido e homogeneizado em tampão fosfato de sódio 100 mM (pH 6,0) para determinação do conteúdo total de proteínas e da atividade da  $\beta$ -1,3-glucanase. Para a análise da atividade da quitinase, o micélio foi extraído em tampão borato de sódio 0,1 M (pH 8,8), contendo EDTA, DTT e ácido ascórbico. Os homogenatos foram centrifugados a 20.000 g por 25 min a 4 °C, e os sobrenadantes utilizados nas análises enzimáticas.

O teor total de proteínas foi determinado pelo método de Bradford (1976), com leituras a 595 nm e resultados expressos em mg de proteína  $\text{g}^{-1}$  de tecido fresco da amostra, com base em curva padrão de albumina de soro bovino.

A atividade da  $\beta$ -1,3-glucanase foi avaliada segundo Kombrink e Hahlbrock (1986), utilizando laminarina como substrato e quantificação da glicose liberada por leitura

espectrofotométrica a 410 nm. Os resultados foram expressos em  $\mu\text{g}$  de glicose  $\text{min}^{-1} \text{mg}^{-1}$  de proteína.

A atividade da quitinase foi determinada conforme Moerschbacher *et al.* (1988), adaptado por Guzzo e Martins (1996), utilizando quitina coloidal marcada com Remazol Brilliant Blue como substrato, com leitura a 595 nm e resultados expressos em unidades de quitinase  $\text{mg}^{-1}$  de proteína.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com cinco repetições por tratamento e leituras em triplicata. Os dados foram submetidos à análise de variância e comparados pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

#### 5.2.4 Análise fitoquímica dos extratos

A prospecção fitoquímica tem como objetivo a identificação dos metabólitos secundários encontrados nos extratos hidroalcoólico, baseados em reações químicas. As seguintes análises seguiram a metodologia descrita por Matos (2009): Fenóis e taninos (reação com cloreto férrico -  $\text{FeCl}_3$ ); Alcaloides (precipitação sob os reagentes Hager, Mayer e Dragendorff); Flavonoides (acidificação e alcalinização, pH 3, pH 8,5 e pH 11); Terpenos e esteroides (reações em anidrido acético e ácido sulfúrico concentrado); Saponinas (agitação e formação de espuma); e Cumarinas (reação em solução alcoólica de KOH seguido de observação sob a luz ultravioleta).

#### 5.2.5 Análise estatística

Os dados foram analisados estatisticamente utilizando o programa IBM SPSS Statistics, associado ao Excel. Realizou-se uma análise de variância (ANOVA) utilizando um modelo geral unidirecional ( $p < 0,05$ ), além do teste de múltiplas comparações, Teste de Tukey, ( $p \leq 0,05$ ).

### 5.3. RESULTADOS

#### 5.3.1 Efeitos dos extratos sobre a morfologia fúngica

A avaliação do crescimento micelial de colônias dos gêneros *Fusarium*, *Aspergillus* e *Penicillium* na presença dos cinco extratos macroalgais evidenciou variações conforme a combinação entre fungos e extratos, bem como diferenças entre as concentrações testadas e o controle negativo. A azoxistrobina foi o controle positivo mais eficaz, enquanto o extrato de *A. nodosum* apresentou respostas variáveis. As letras minúsculas sobre as colunas indicam ausência de diferença estatística entre os tratamentos pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ), e as equações, as análises de regressão polinomial dos ensaios.

Para *A. fumigatus*, os extratos de *R. riparium* (E3), *B. calliptera* (E4) e *Sargassum* sp. (E5) apresentaram maior atividade inibitória. Para o Extrato 3, as concentrações 0,4%, 0,6% e 0,8% obtiveram melhores desempenho, com inibição de cerca de 14,7%. Para os extratos 4 e 5, sob a concentração 0,8%, promoveram redução superior a 20% nas médias de diâmetro. Os demais extratos demonstraram certa atividade, contudo menos significativas (Tabela 2).

**Tabela 2** – Diâmetro médio das colônias do fungo *A. fumigatus* após seis dias de incubação (mm) em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos, além dos controles negativo e positivos

| Extratos             | <i>A. fumigatus</i>    |                        |                       |                       |                       |                       | CN                     | Az.                    | <i>A. nodosum</i> |
|----------------------|------------------------|------------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|------------------------|------------------------|-------------------|
|                      | 0,2%                   | 0,4%                   | 0,6%                  | 0,8%                  | 1,0%                  |                       |                        |                        |                   |
| <i>U. linza</i>      | 70,2±2,5 <sub>b</sub>  | 79,8±0,1 <sub>a</sub>  | 70,5±2,6 <sub>b</sub> | 68,9±3,6 <sub>b</sub> | 78,5±0,3 <sub>a</sub> | 77,3±0,1 <sub>a</sub> | 6,6±0,1 <sup>d</sup>   | 36,6±1,8 <sup>c</sup>  |                   |
| <i>C.membranacea</i> | 74,1±7,9 <sub>a</sub>  | 74,6±2,4 <sub>a</sub>  | 75,7±2,9 <sub>a</sub> | 77,0±0,3 <sub>a</sub> | 73,2±5,6 <sub>a</sub> | 78,1±5,1 <sub>a</sub> | 6,0±0 <sup>c</sup>     | 32,7±0,9 <sup>b</sup>  |                   |
| <i>R. riparium</i>   | 67,4±0,3 <sub>a</sub>  | 64,3±6,3 <sub>a</sub>  | 66,1±0,1 <sub>a</sub> | 66,4±3,4 <sub>a</sub> | 67,9±1,6 <sub>a</sub> | 75,4±6,3 <sub>a</sub> | 13,2±11,4 <sup>c</sup> | 17,4±1,9 <sup>b</sup>  |                   |
| <i>B. calliptera</i> | 58,5±13,6 <sub>a</sub> | 65,6±4,0 <sub>a</sub>  | 70,4±0,3 <sub>a</sub> | 52,0±3,9 <sub>a</sub> | 62,4±2,1 <sub>a</sub> | 68,1±9,4 <sub>a</sub> | 6,0±0 <sup>c</sup>     | 34,1±15,4 <sup>b</sup> |                   |
| <i>Sargassum</i> sp. | 63,9±9,6 <sub>a</sub>  | 60,8±10,6 <sub>a</sub> | 58,4±1,4 <sub>a</sub> | 54,1±4,4 <sub>a</sub> | 55,7±0,7 <sub>a</sub> | 67,9±2,4 <sub>a</sub> | 6,0±0 <sup>c</sup>     | 42,1±7,8 <sup>b</sup>  |                   |

Para a espécie *F. dimerum*, todos os extratos apresentaram alguma concentração com medidas inferiores ao controle negativo (Tabela 3), todavia os resultados mais congruentes e significativos foram observados nos tratamentos para os Extratos 2, 3 e 5 (*C. membranacea*, *R. riparium* e *Sargassum* sp.). Para estes, os percentuais de inibição máximo obtido foram de aproximadamente 56,5% (concentração 0,2%), 33,2% (concentração 0,8%) e 41,7% (concentração 1,0%), respectivamente (Tabela 3).

**Tabela 3** – Diâmetro médio das colônias do fungo *F. dimerum* após seis dias de incubação (mm) em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos, além dos controles negativo e positivos

| Extratos             | <i>F. dimerum</i>     |                       |                       |                        |                       | CN                    | Az.                  | <i>A. nodosum</i>     |
|----------------------|-----------------------|-----------------------|-----------------------|------------------------|-----------------------|-----------------------|----------------------|-----------------------|
|                      | 0,2%                  | 0,4%                  | 0,6%                  | 0,8%                   | 1,0%                  |                       |                      |                       |
| <i>U. linza</i>      | 60,3±2,1 <sub>a</sub> | 32,1±7,2 <sub>a</sub> | 52,2±3,5 <sub>a</sub> | 30,96±3,6 <sub>a</sub> | 64±4,5 <sub>a</sub>   | 46,5±2,3 <sup>a</sup> | 7,8±0,4 <sub>a</sub> | 22,1±1,4 <sup>a</sup> |
| <i>C.membranacea</i> | 31,2±8,7 <sub>a</sub> | 39,3±2,5 <sub>a</sub> | 54±1,9 <sup>b</sup>   | 57,9±2,2 <sup>b</sup>  | 48,6±1,3 <sub>b</sub> | 71,7±7,3 <sup>a</sup> | 8,6±0,3 <sub>b</sub> | 61,7±1,1 <sup>a</sup> |
| <i>R. riparium</i>   | 66,7±3,6 <sub>a</sub> | 63,5±4,2 <sub>a</sub> | 55,5±3,3 <sub>a</sub> | 50,3±9,0 <sup>a</sup>  | 64,3±4,5 <sub>a</sub> | 75,3±3,0 <sup>a</sup> | 6,0±0 <sup>a</sup>   | 80,6±0,7 <sup>a</sup> |
| <i>B. calliptera</i> | 78,0±5,5 <sub>a</sub> | 70,4±4,1 <sub>a</sub> | 62,5±1,0 <sub>a</sub> | 67,1±2,2 <sup>a</sup>  | 63,5±3,4 <sub>a</sub> | 75,9±2,3 <sup>a</sup> | 6,0±0 <sup>b</sup>   | 61,6±7,4 <sup>a</sup> |
| <i>Sargassum</i> sp. | 61,6±4,7 <sub>a</sub> | 56,7±2,4 <sub>a</sub> | 70,7±1,3 <sub>a</sub> | 40,3±5,0 <sup>a</sup>  | 38,9±2,2 <sub>a</sub> | 66,8±8,9 <sup>a</sup> | 7,5±0,3 <sub>a</sub> | 77,2±1,5 <sup>a</sup> |

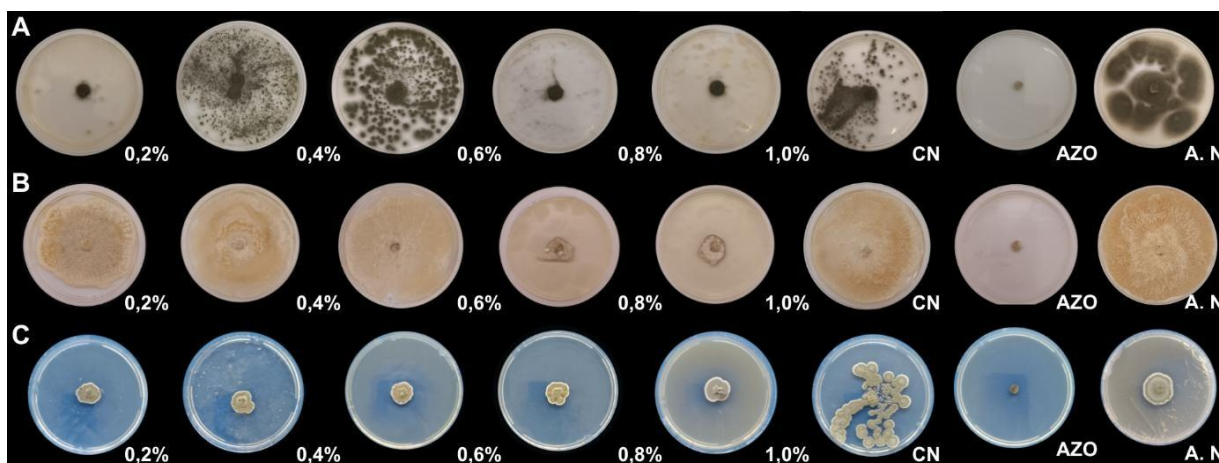
O fungo *P. citrinum* demonstrou interferência dos tratamentos testados sobre o parâmetro em todos os extratos. Destacam-se os extratos de *C. membranacea*, com máxima inibição pela concentração 0,8%, alcançando uma redução de 48,8% do fungo, e *B. calliptera*, no qual a maior concentração testada obteve cerca de 47% de redução média (concentração 0,1%) (Tabela 4).

**Tabela 4**– Diâmetro médio das colônias do fungo *P. citrinum* após seis dias de incubação (mm) em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos, além dos controles negativo e positivos

| Extratos             | <i>P. citrinum</i>    |                                   |                        |                        |                        |                                   | CN                 | Az.                    | <i>A. nodosum</i> |
|----------------------|-----------------------|-----------------------------------|------------------------|------------------------|------------------------|-----------------------------------|--------------------|------------------------|-------------------|
|                      | 0,2%                  | 0,4%                              | 0,6%                   | 0,8%                   | 1,0%                   |                                   |                    |                        |                   |
| <i>U. linza</i>      | 30,7±3,9 <sup>b</sup> | 48,3±9,0 <sup>a</sup>             | 50,7±5,2 <sup>a</sup>  | 45,8±8,4 <sup>a</sup>  | 38,9±11,4 <sup>a</sup> | 54,6±2,0 <sup>a</sup>             | 6,0±0 <sup>c</sup> | 29,6±7,1 <sup>a</sup>  |                   |
| <i>C.membranacea</i> | 25,6±3,8 <sup>a</sup> | 30,7±20,3 <sup>b</sup>            | 28,3±5,8 <sup>a</sup>  | 21,8±0,8 <sup>a</sup>  | 24,0±2,4 <sup>a</sup>  | 42,6±9,7 <sup>b<sup>a</sup></sup> | 6,0±0 <sup>c</sup> | 27,7±10,1 <sup>a</sup> |                   |
| <i>R. riparium</i>   | 33,1±5,1 <sup>a</sup> | 30,3±3,0 <sup>1<sup>a</sup></sup> | 28,3±14,6 <sup>a</sup> | 26±0,8 <sup>a</sup>    | 24,2±2,3 <sup>a</sup>  | 33,9±0,9 <sup>a</sup>             | 6,0±0 <sup>a</sup> | 40,8±5,6 <sup>a</sup>  |                   |
| <i>B. calliptera</i> | 24,4±1,4 <sup>a</sup> | 25,1±2,8 <sup>b</sup>             | 26,4±1,6 <sup>a</sup>  | 24,8±13,8 <sup>a</sup> | 27,1±1,5 <sup>a</sup>  | 46,0±8,4 <sup>c</sup>             | 6,0±0 <sup>a</sup> | 40,4±7,2 <sup>a</sup>  |                   |
| <i>Sargassum sp.</i> | 42,4±6,3 <sup>b</sup> | 52,1±6,8 <sup>a</sup>             | 36,3±2,2 <sup>a</sup>  | 35,6±2,1 <sup>a</sup>  | 42,7±2,0 <sup>a</sup>  | 51,8±10,8 <sup>c</sup>            | 6,0±0              | 19,1±3,2 <sup>a</sup>  |                   |

A análise visual corrobora os resultados obtidos estatisticamente. As colônias apresentaram tamanhos reduzidos em relação aos controles mais eficazes, além disso, em alguns casos, observou-se um crescimento micelial menos denso. No tratamento com azoxistrobina, assim como demonstrado estatisticamente, as colônias foram notoriamente menores do que nos demais tratamentos, o que retifica a efetividade do produto. As observações estão representadas na Figura 9.

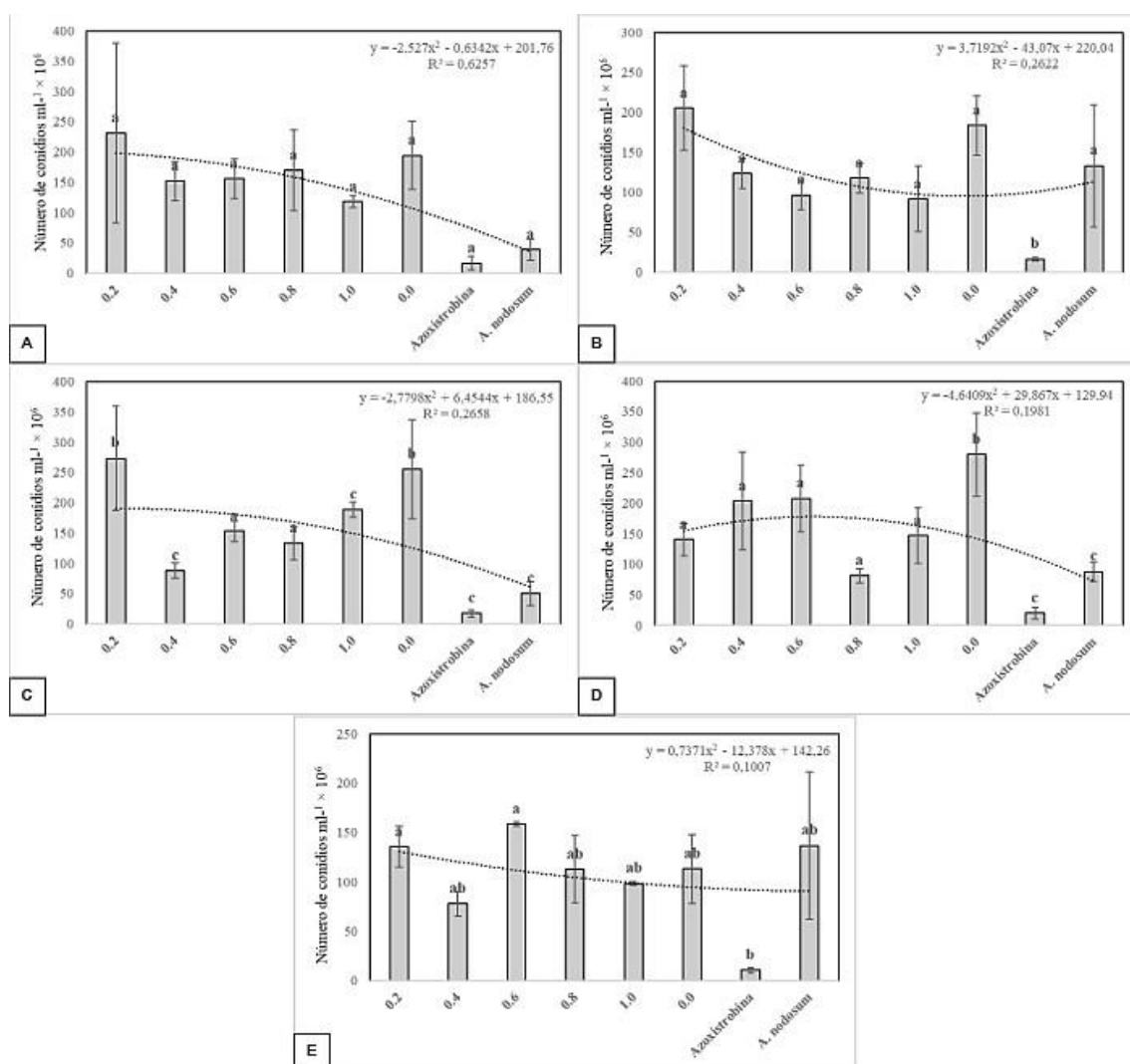
**Figura 9** – Perfil do crescimento micelial dos fungos submetidos a diferentes concentrações (%) dos extratos das macroalgas testadas, após 7 dias de incubação. *A. fumigatus* sob os extratos de *Sargassum* sp. (A). *F. dimerum* sob os extratos de *Sargassum* sp. (B). *P. citrinum* sob o extrato de *C. membranacea* (C). CN – Controle negativo; AZO – azoxistrobina; A.N – Extrato de *Ascophyllum nodosum*



No que se refere a quantificação da esporulação das espécies fúngicas, observou-se que os extratos interferiram significativamente na produção de conídios. Algumas concentrações favoreceram o aumento de conídios/ml, enquanto a maioria promoveu a redução dessas estruturas fúngicas, em comparação ao controle negativo. Destaca-se, ainda, que a maior efetividade na redução da esporulação fúngica foi da azoxistrobina, e houve variações para o extrato de *A. nodosum*, utilizadas como controle positivo.

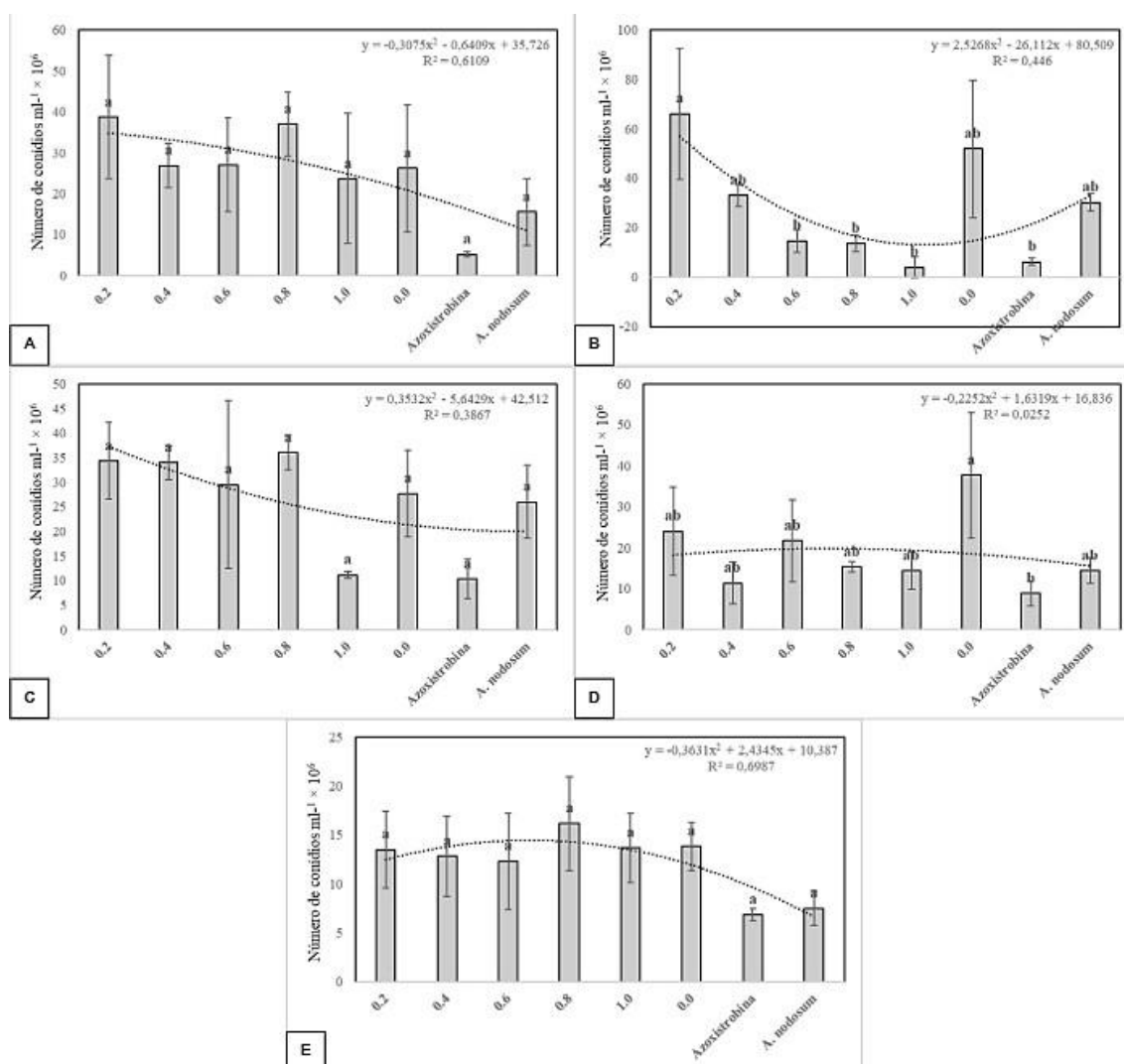
Obteve-se respostas inibitórias positivas em todos os extratos para fungo *A. fumigatus*, todavia, se evidenciam os extratos 3 e 4 (Figura 10). O extrato referente a macroalga *R. riparium*, exibiu redução para os números de conídios entre as concentrações 0,4% a 1%, sendo 53,3% o maior percentual obtido. Enquanto para o extrato de *B. calliptera*, todas as concentrações resultaram em um número de conídios inferior à observada no controle sem tratamento, com destaque para as concentrações mais altas (0,8% e 1%), que promoveram as maiores reduções (até 70,8%).

**Figura 10** – Esporulação do fungo *A. fumigatus*, expressa em  $\text{ml}^{-1} \times 10^6$ , após sete dias de incubação em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E), além dos controles com o fungicida azoxistrobina e com o extrato de *A. nodosum*



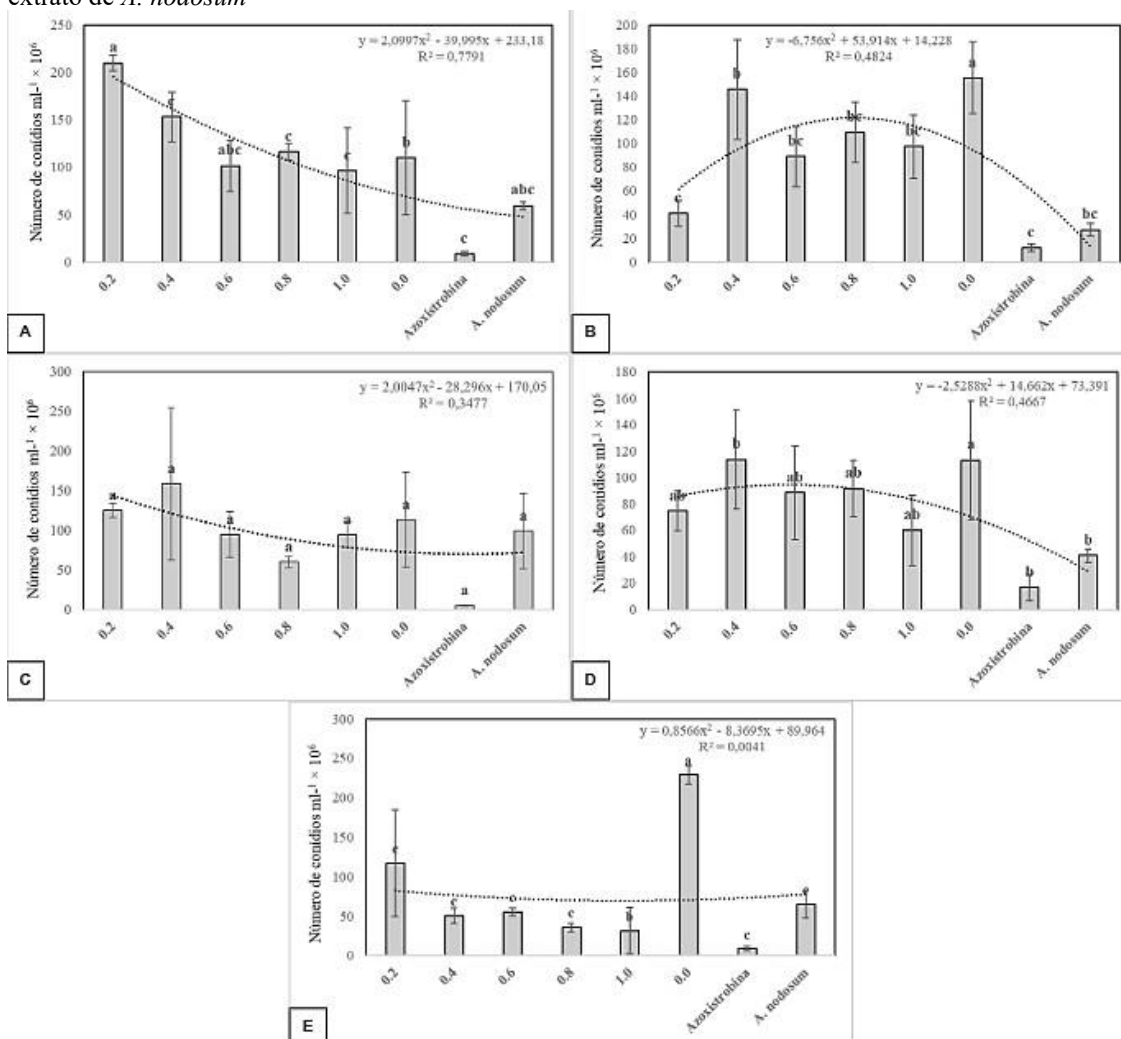
A esporulação do fungo *F. dimerum* demonstrou relevância perante os extratos 2, 3 e 4 (Figura 11). *C. membranacea* apresentou os resultados mais expressivos, com as concentrações de 0,4% a 1,0% resultando em número de conídios inferior ao controle e máxima redução de até 92,4%. Por outro lado, para o extrato de *R. riparium* apenas a concentração mais alta foi efetiva, reduzindo a esporulação em 57,9%. Já o extrato de *B. calliptera*, demonstrou relevância em todas as concentrações, chegando à inibição de 69,9% dos conídios.

**Figura 11** - Esporulação do fungo *F. dimerum*, expressa em  $\text{ml}^{-1} \times 10^6$ , após sete dias de incubação em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E), além dos controles com o fungicida azoxistrobina e com o extrato de *A. nodosum*



Os Extratos 2 e 5 (*C. membranacea* e *Sargassum* sp.) apresentaram efeitos inibitórios mais significativos sobre a esporulação fúngica de *P. citrinum* (Figura 12). Para o Extrato 2 a concentração mais eficaz foi 0,2%, enquanto para o extrato 3, as concentrações de 0,4% a 1,0% se destacaram em relação ao controle. As médias obtidas resultam em percentuais de inibição de 73,7% e 86,3%, respectivamente.

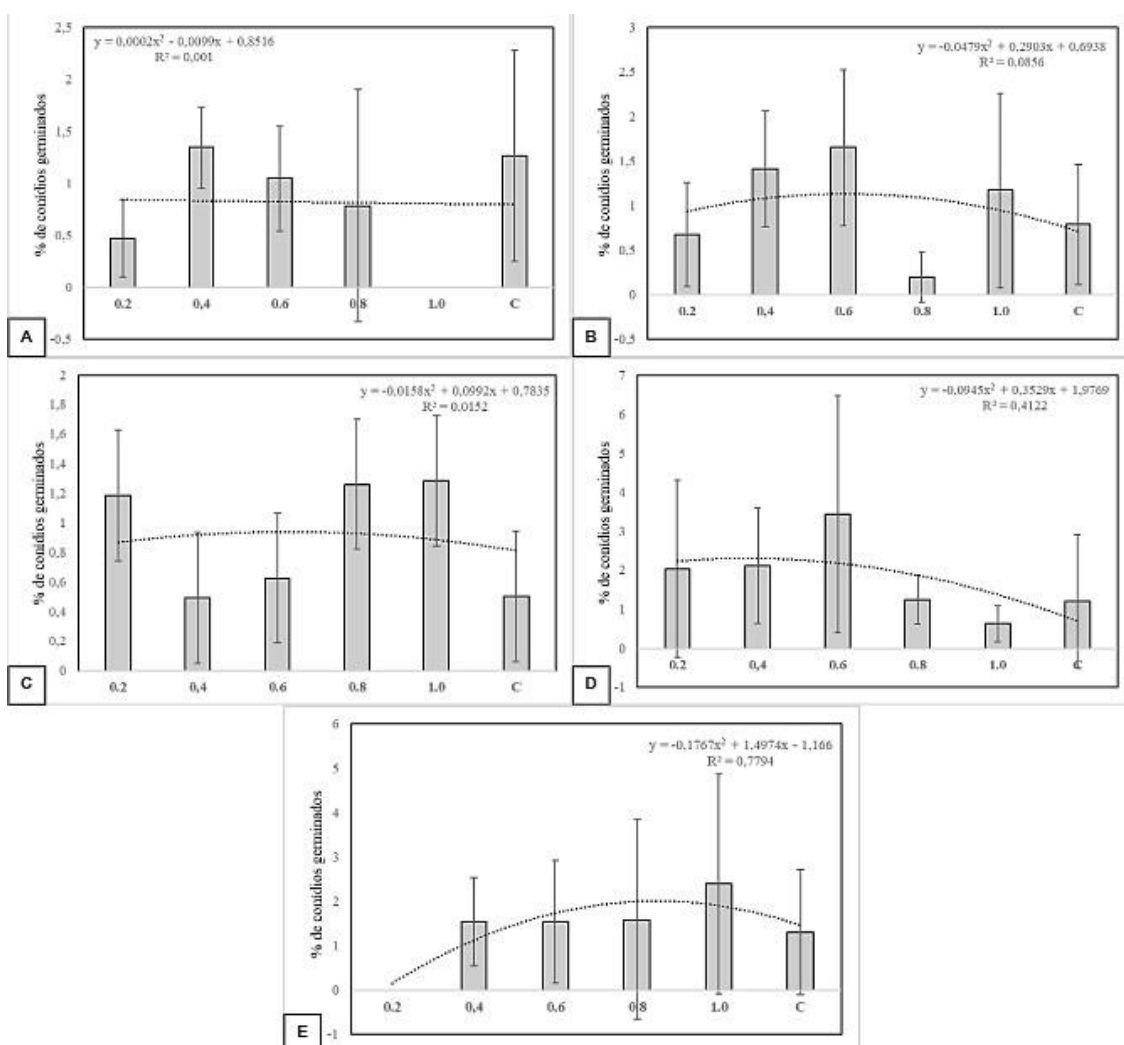
**Figura 12** - Esporulação do fungo *P. citrinum*, expressa em  $\text{ml}^{-1} \times 10^6$ , após sete dias de incubação em meio de cultivo BDA, acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E), além dos controles com o fungicida azoxistrobina e com o extrato de *A. nodosum*



Ademais, outro aspecto relevante a ser considerado é o efeito dos extratos sobre a germinação e fixação dos conídios para os fungos. De uma forma geral, o primeiro parâmetro apresentou resultados mais modestos, enquanto a fixação dos esporos apresentou maiores percentuais.

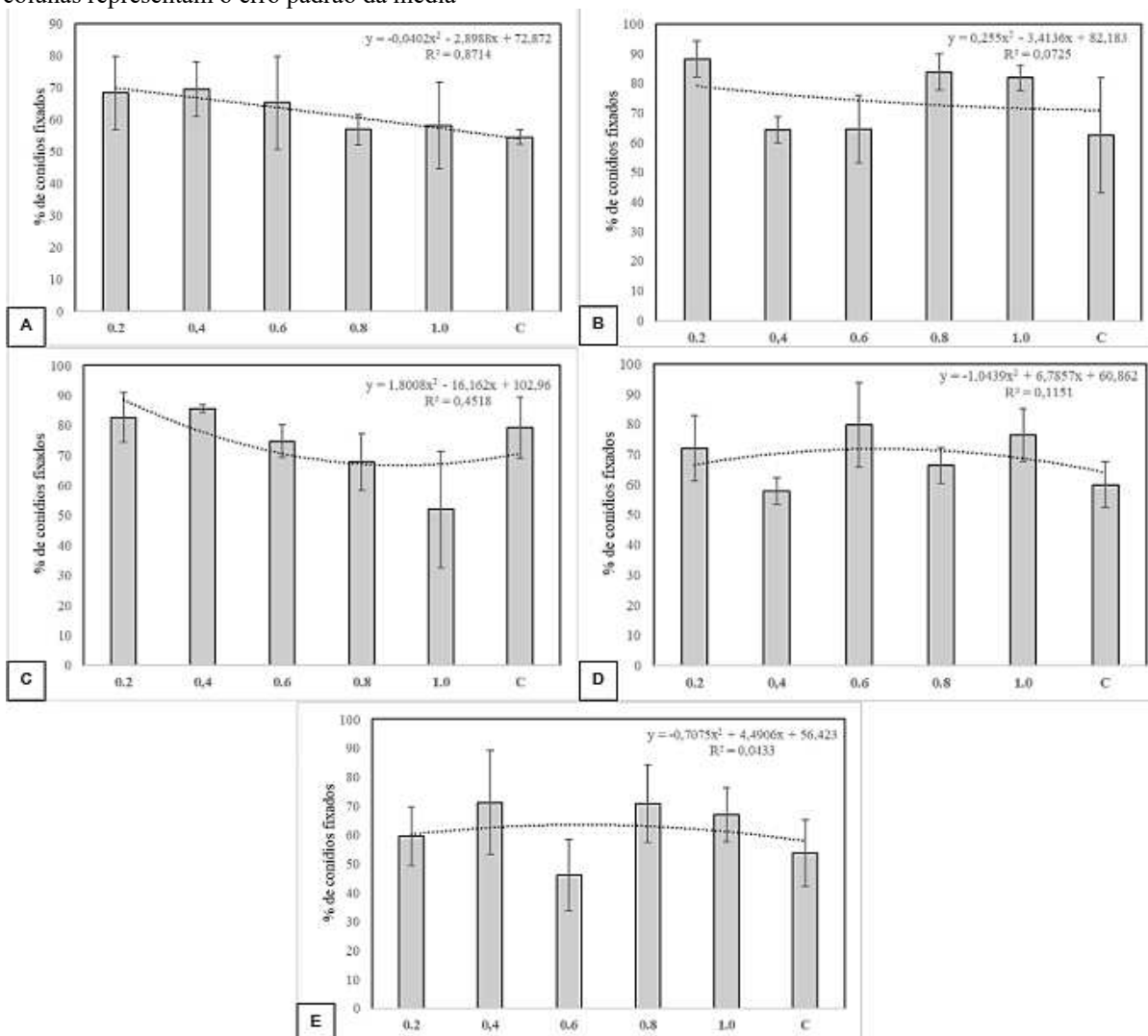
Para o fungo *A. fumigatus*, observou-se diminuição da taxa de germinação de conídios sob o tratamento apenas para os extratos de *C. membranacea*, *R. riparium* e *Sargassum* sp. (Figura 13). O extrato de *C. membranacea* a partir das concentrações 0,2% e 0,8%, o extrato de *R. riparium* nas concentrações de 0,4% e 0,6%, e *Sargassum* sp. nas concentrações de 0,2% a 1,0%, onde a primeira inibiu a germinação por completo.

**Figura 13** – Porcentagem da germinação do fungo *A. fumigatus* acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média



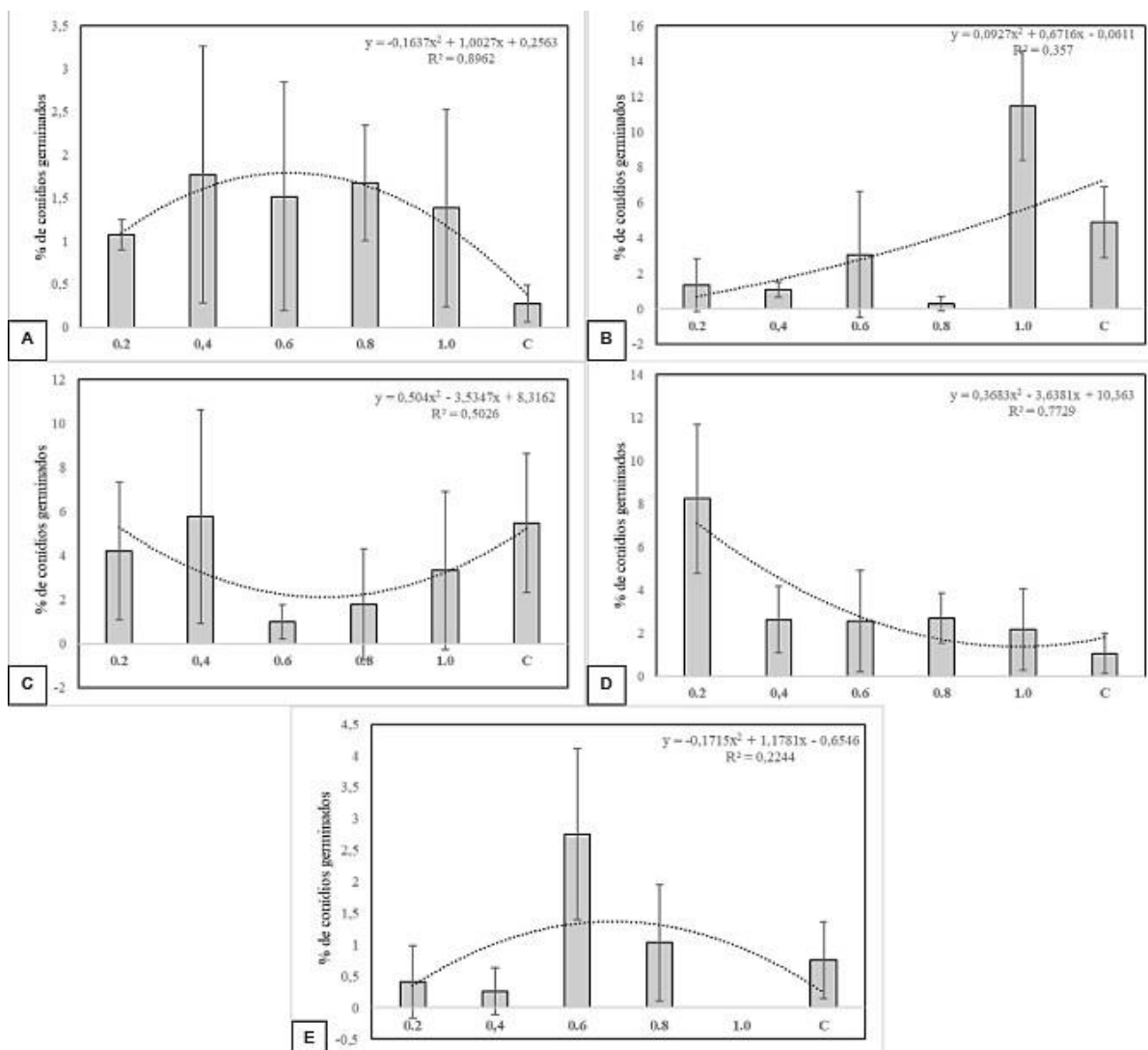
Quanto a fixação dos conídios de *A. fumigatus*, a maioria dos extratos demonstrou taxas superiores ao controle. Os extratos de *R. riparium* e *B. calliptera* foram os únicos relevantes, sendo as concentrações de 1,0 % e 0,4% responsáveis por reduzir o percentual de fixação mais significativamente, em cerca de 28% e 20%, respectivamente (Figura 14).

**Figura 14** – Porcentagem de fixação do fungo *A. fumigatus* acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média

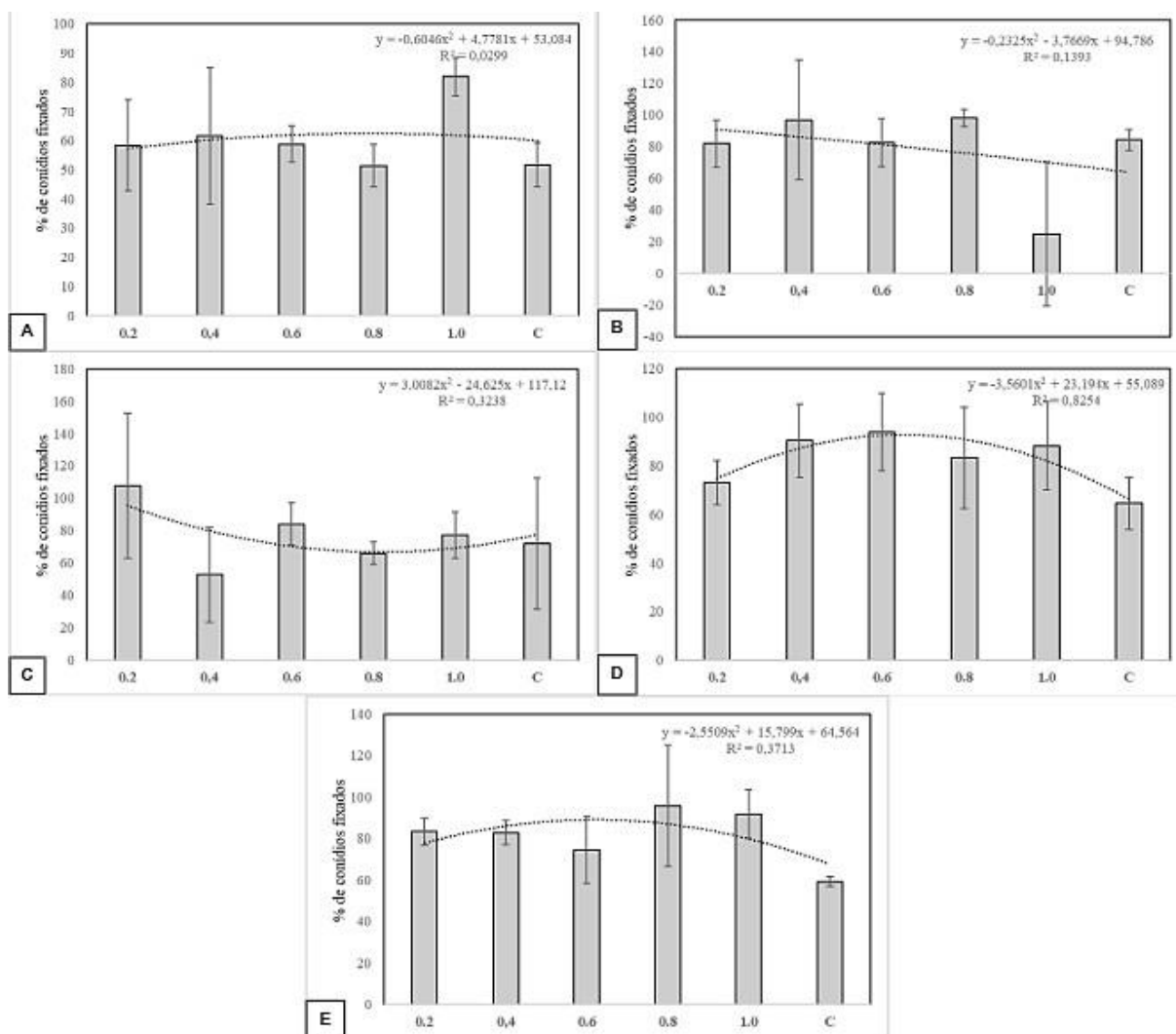


Para *F. dimerum*, os extratos que obtiveram percentuais de redução na germinação de esporos foram *C. membranacea* (concentrações de 0,2% a 0,8%), *R. riparium* (concentrações de 0,6% a 1,0%) e *Sargassum* sp. onde a concentração de 1,0% resultou em completa inibição da germinação (Figura 15). Já para a taxa de fixação do fungo, *C. membranacea* mediante a concentração de 1,0% atingiu cerca de 60% de redução, enquanto *R. riparium* cerca de 20%, para a concentração 0,4%, demonstrados na Figura 16.

**Figura 15** - Porcentagem da germinação do fungo *F. dimerum* acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média

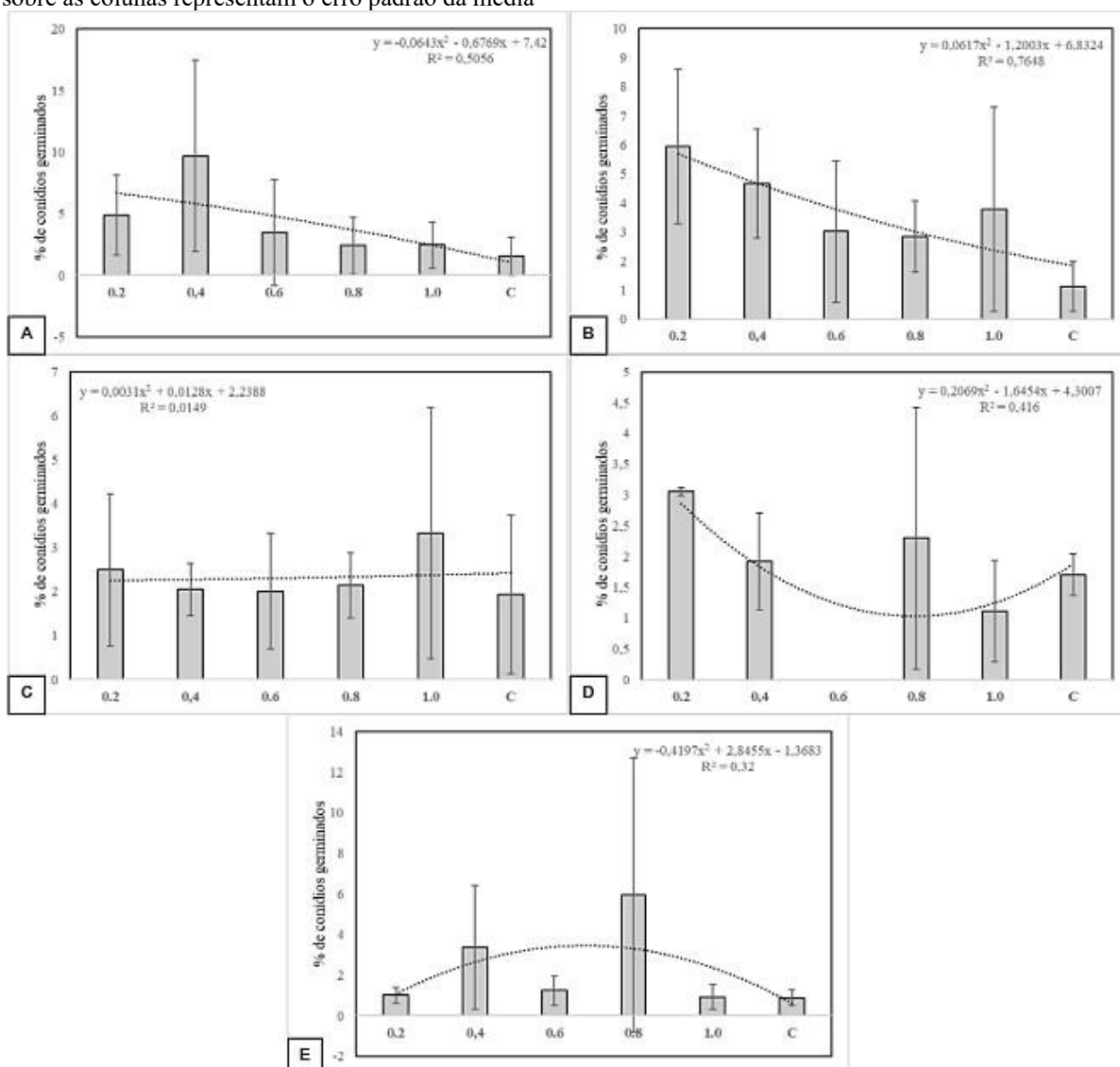


**Figura 16** – Porcentagem de fixação do fungo *F. dimerum* acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média

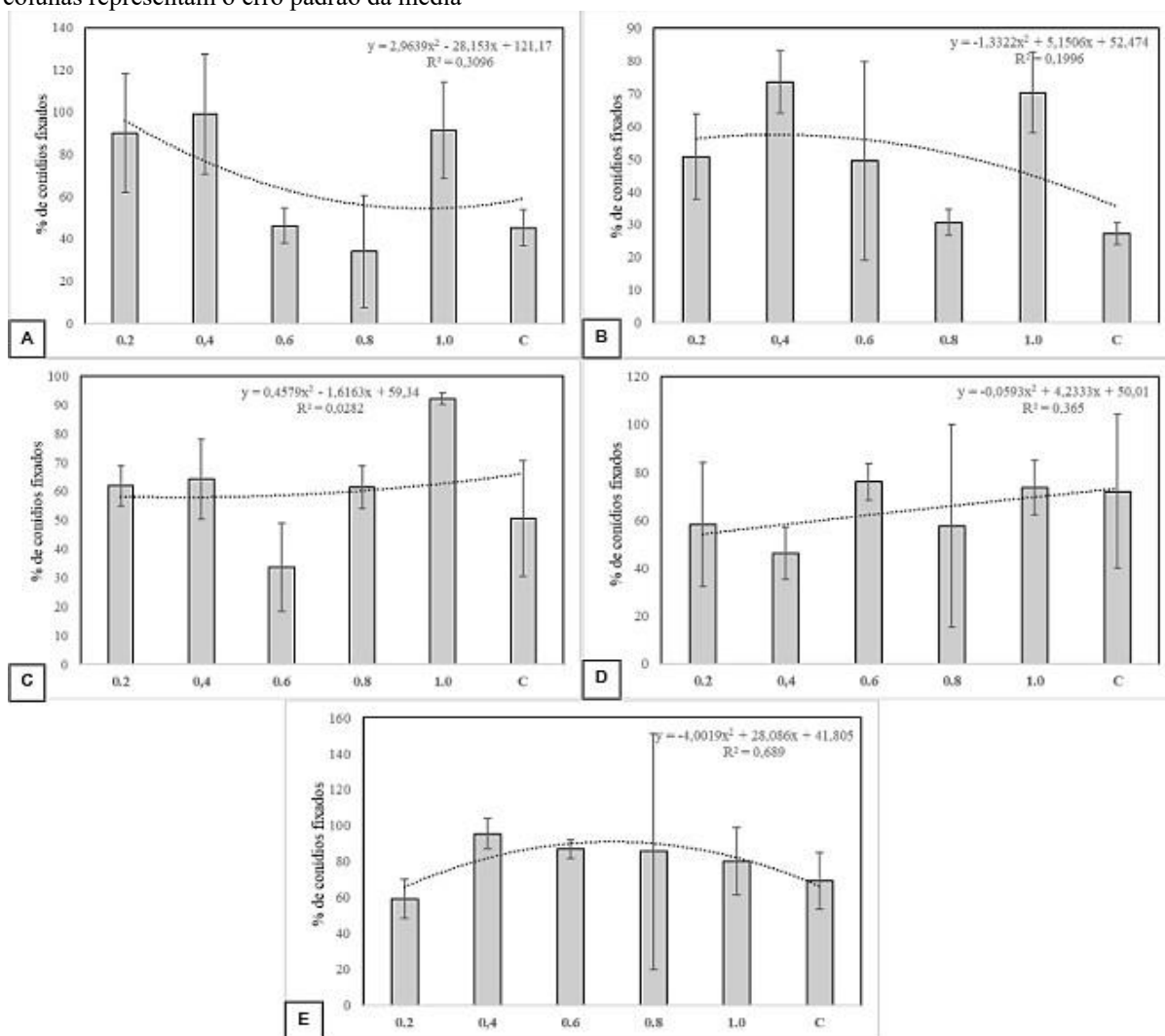


*P. citrinum* foi o fungo com menor sensibilidade dos conídios a ação dos extratos testados quanto à germinação. Apenas o extrato 4 apresentou uma concentração (0,6%) que inibiu totalmente a produção do tubo germinativo, enquanto as demais demonstraram valores superiores ao controle, ou seja, estimulação dessa taxa (Figura 17). Em relação a fixação de conídios, os extratos de *R. riparium* e *B. calliptera* demonstraram concentrações com taxas mais altas do que o controle, porém sob as concentrações 0,6% e 0,4%, totalizaram cerca de 17% e 26% de redução, respectivamente (Figura 18).

**Figura 17** – Porcentagem da germinação do fungo *P. citrinum* acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média



**Figura 18** – Porcentagem de fixação do fungo *P. citrinum* acrescido de diferentes concentrações (%) dos extratos de *U. linza* (A), *C. membranacea* (B), *R. riparium* (C), *B. calliptera* (D) e *Sargassum* sp. (E). As barras sobre as colunas representam o erro padrão da média

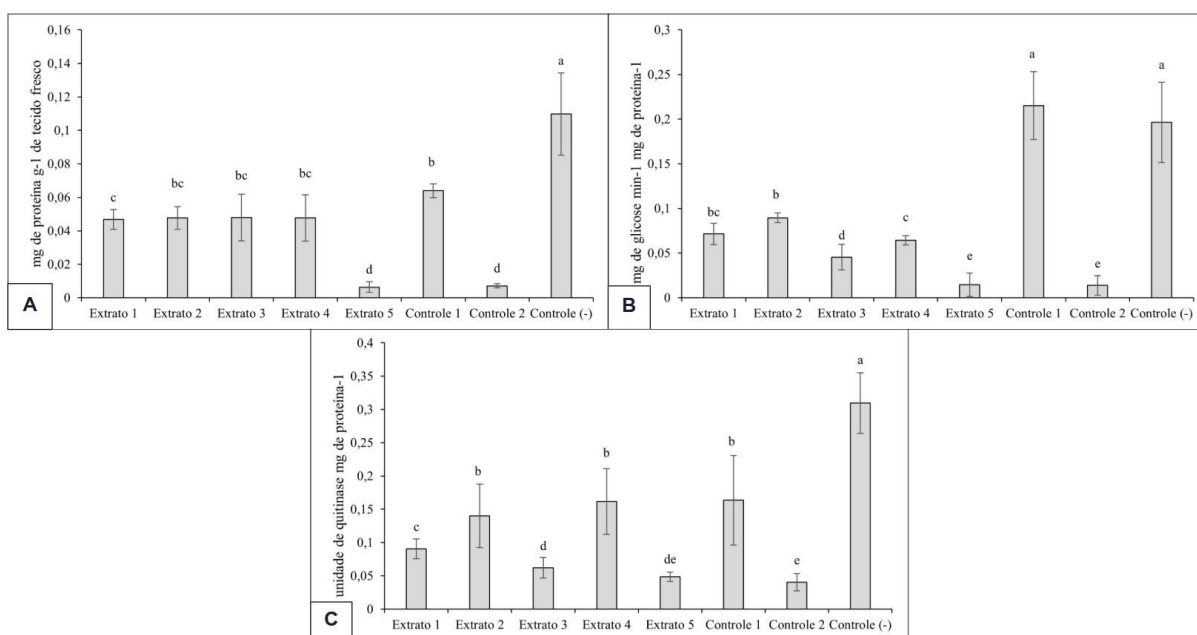


### 5.3.2 Efeitos dos extratos sobre a fisiologia fúngica

O conteúdo total de proteínas e a atividade das enzimas  $\beta$ -1,3-glucanase e quitinase no micélio de *A. fumigatus*, *F. dimerum* e *P. citrinum*, cultivados em meio BD acrescido de extratos das macroalgas *U. linza*, *C. membranacea*, *R. riparium*, *B. callipterum* e *Sargassum* sp., apresentaram valores significativamente inferiores quando comparados ao controle negativo. Em relação aos controles positivos, o extrato de *Ascophyllum nodosum* manteve valores mais elevados, enquanto a azoxistrobina apresentou resultados próximos aos observados para os extratos testados. Nos gráficos, as letras posicionadas no topo das colunas indicam o agrupamento estatístico obtido a partir do teste de Tukey ao nível de 5% de significância. Tratamentos que compartilham a mesma letra não diferem estatisticamente entre si, enquanto tratamentos identificados por letras distintas apresentam diferenças significativas.

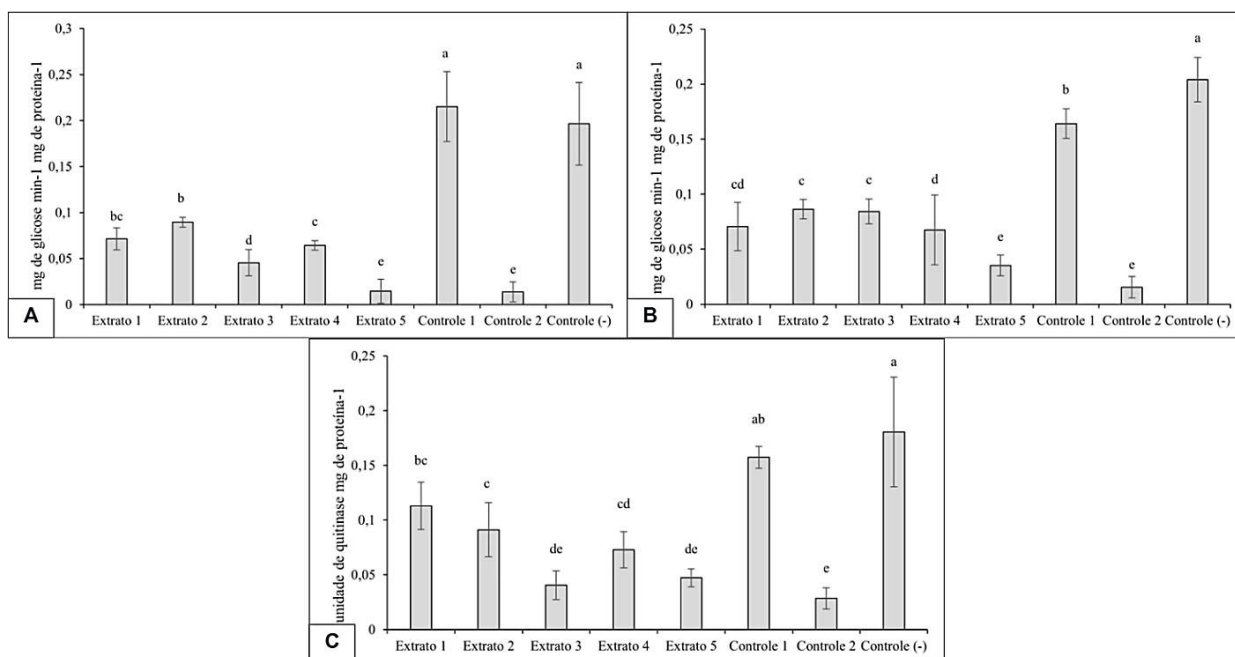
Para *A. fumigatus*, todos os extratos demonstraram redução nos parâmetros testados, todavia, as enzimas  $\beta$ -1,3-glucanase e quitinase se sobressaíram (Figura 19). Em relação ao conteúdo total de proteínas o extrato da macroalga *Sargassum* sp. (E5) foi associado aos menores valores, enquanto no que toca as enzimas, foram os extratos de *R. riparium* (3) e *Sargassum* sp. (E5).

**Figura 19** - Conteúdo total de proteínas (A), atividade da enzima  $\beta$ -1,3-glucanase (B), atividade da enzima quitinase (C) do micélio do fungo *A. fumigatus* após sete dias de cultivo em meio BD acrescido dos extratos das algas marinhas *U. linza*, *C. membranacea*, *R. riparium*, *B. calliptera* e *Sargassum* sp., além dos controles com o extrato de *A. nodosum* e com o fungicida azoxistrobina



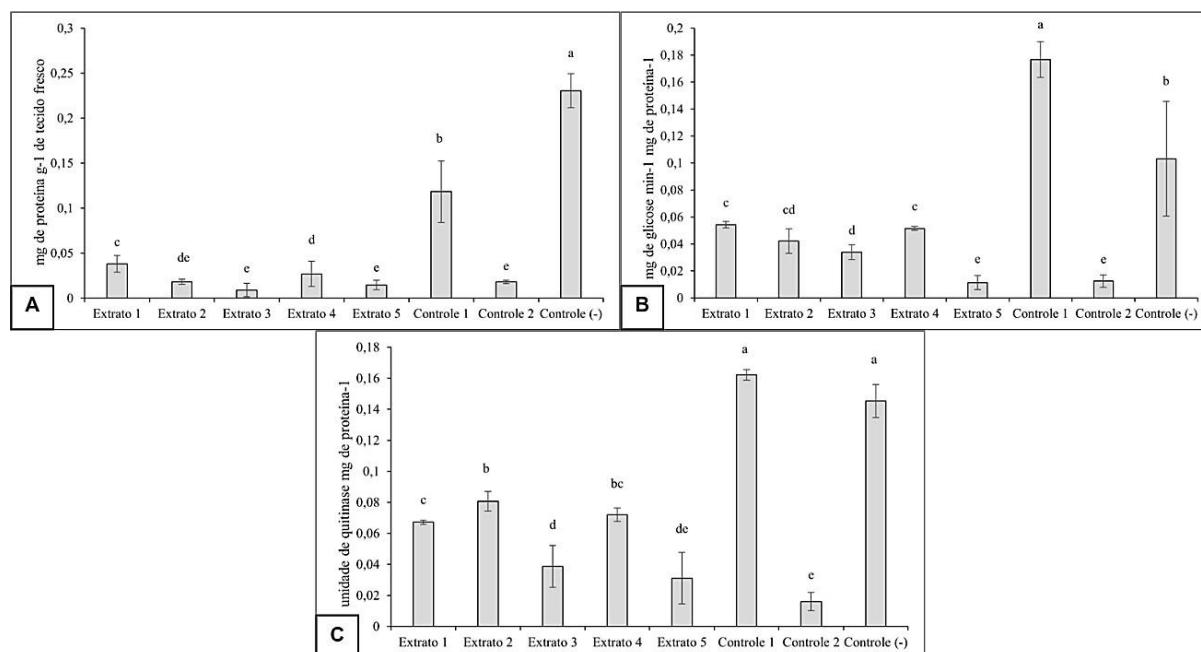
Para *F. dimerum*, todos os extratos também promoveram redução nas taxas, onde o conteúdo total de proteínas foi o mais afetado. De forma similar, os extratos a partir de *R. riparium* (3) e *Sargassum* sp. (E5) apresentaram os menores níveis de conteúdo total de proteínas e  $\beta$ -1,3-glucanase, enquanto para a quitinase ressalta-se a *Sargassum* sp. (E5), como demonstrado na Figura 20.

**Figura 20** - Conteúdo total de proteínas (A), atividade da enzima  $\beta$ -1,3-glucanase (B), atividade da enzima quitinase (C) do micélio do fungo *F. dimerum* após sete dias de cultivo em meio BD acrescido dos extratos das algas marinhas *U. linza*, *C. membranacea*, *R. riparium*, *B. calliptera* e *Sargassum* sp., além dos controles com o extrato de *A. nodosum* e com o fungicida azoxistrobina



Em *P. citrinum*, o conteúdo total de proteínas foi o parâmetro mais impactado pelos extratos testados. Os extratos de *R. riparium* (E3) e *Sargassum* sp. (E5) apresentaram valores inferiores aos do fungicida utilizado como controle, e esses mesmos extratos também promoveram os efeitos mais evidentes sobre as enzimas avaliadas (Figura 21).

**Figura 21** - Conteúdo total de proteínas (A), atividade da enzima  $\beta$ -1,3-glucanase (B), atividade da enzima quitinase (C) do micélio do fungo *P. citrinum* após sete dias de cultivo em meio BD acrescido dos extratos das algas marinhas *U. linza*, *C. membranacea*, *R. riparium*, *B. calliptera* e *Sargassum* sp., além dos controles com o extrato de *A. nodosum* e com o fungicida azoxistrobina



### 5.3.3 Análise fitoquímica

A triagem dos metabólitos secundários foi realizada através dos testes bioquímicos tradicionais, para os extratos hidroalcoólicos mais bem-sucedidos durante os ensaios: *C. membranacea* (C), *R. riparium* (R) e *Sargassum* sp. (S). Como demonstrado na tabela 5.

**Tabela 5** - Triagem fitoquímica dos extratos hidroalcoólicos das macroalgas *C. membranacea* (C), *R. riparium* (R) e *Sargassum* sp. (S)

| Testes                | C | R | S |
|-----------------------|---|---|---|
| Fenóis e taninos      | - | + | + |
| Alcaloides            | - | - | - |
| Flavonoides           | + | + | + |
| Terpenos e esteroides | + | + | + |
| Saponinas             | + | + | - |
| Cumarinas             | + | + | + |

(-) Não detectável; (+) presença

No teste de identificação de fenóis e taninos a leitura de resultados se dá quanto a variação de coloração (azul, vermelho, verde) e formação de precipitado. Os extratos testados, *R. riparium* (R) e *Sargassum* sp. (S) apresentaram formação de precipitado escuro de cor verde,

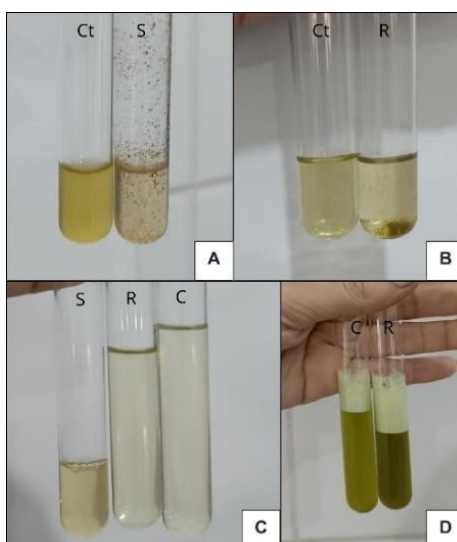
indicando fortemente a presença de taninos condensáveis, enquanto o extrato de *C. membranacea* (C) não apresentou reações.

Em relação aos testes de alcaloides, dentre os extratos testados, nenhum apresentou resposta indicativa de resultado positivo.

A identificação de flavonoides inclui dois diferentes momentos, para os grupos antocianinas e antocianidinas/ flavonas, flavonóis e xantonas/ chaconas e auronas/ flavonóis deveria ser observado a formação ou intensificação de cores após a acidulação, enquanto leucoantocianidinas/ catequinas/ flavononas deveriam apresentar modificação de coloração, após aquecimento dos tubos de ensaio. Os três extratos apresentaram variação de cor apenas para a testagem anterior ao aquecimento, sendo todos modificados para a coloração amarela, o que indica a presença de flavonas, xantonas e flavonóis (Figura 22).

Para a confirmação da presença de saponinas, foi necessário observar a formação de espuma densa e persistente após a agitação, nos extratos. *C. membranacea* (C) e *R. riparium* (R) apresentaram a presença muito clara desse componente, enquanto *Sargassum* sp. (S) não apresentou reação suficientemente intensa para ser considerado positivo (Figura 22).

**Figura 22** - Resultados positivos dos testes fitoquímicos. Identificação de fenóis e taninos (A) e (B); Identificação de flavonoides (C); Confirmação da presença de saponinas (D). S – *Sargassum* sp.; C – *C. membranacea*, R – *R. riparium*, Ct – controle

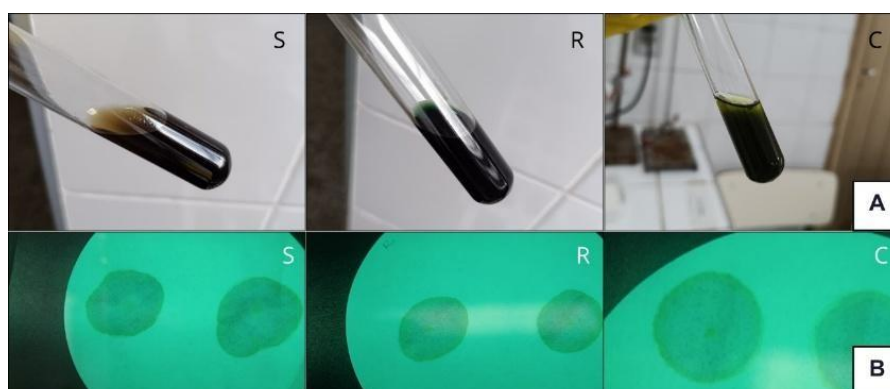


O teste específico para terpenos e esteroides depende da variação da coloração dos extratos. O azul seguido de verde permanente é indicativo da presença de esteroides, enquanto a coloração parda a vermelha, triterpenoides. Todos os extratos apresentaram reações para esse teste, onde *C. membranacea* (C) e *R. riparium* (R) apresentaram coloração entre azul e verde,

indicando esteroides, enquanto *Sargassum* sp. (S) apresentou coloração parda, logo, positivo para triterpenoides (Figura 23).

Por último, para o teste de cumarinas observa-se o desenvolvimento de fluorescência esverdeada progressiva e visível na mancha alcalinizada. Os três extratos hidroalcoólicos de *C. membranacea* (C), *R. riparium* (R) e *Sargassum* sp. (S) apresentaram padrão positivo para o metabólito (Figura 23).

**Figura 23** - Resultados positivos dos testes fitoquímicos. Em (A) Identificação de terpenos e esteroides; (B) Presença de cumarinas. S – *Sargassum* sp.; C – *C. membranacea*, R – *R. riparium*



## 5.4. DISCUSSÃO

### 5.4.1 Efeitos dos extratos sobre a morfologia

O desenvolvimento de ensaios que objetivam testar extratos de distintas macroalgas marinhas sobre o crescimento de fungos vem ganhando destaque e abrangendo microrganismos oriundos de diferentes ambientes, assim como fitopatógenos, patógenos de interesse médico, ambiental e associados a contaminações alimentares (Musbah *et al.*, 2019; Pourakbar *et al.*, 2021; Uribe *et al.*, 2020).

Para o parâmetro de crescimento micelial avaliado destacam-se as macroalgas *C. membranacea*, *R. riparium* e *Sargassum* sp., por serem eficazes na inibição das espécies *A. fumigatus*, *F. dimerum* e *P. citrinum*.

Dentre estas, o gênero *Sargassum* constitui um dos principais focos de investigação em bioprospecção marinha, devido à sua quimiodiversidade bioativa, a partir de qual já foram isolados compostos como alcaloides, flavonoides, fenol, taninos e esteroides (Diharmi *et al.*, 2023; Saraswati *et al.*, 2019; Widyaswari *et al.*, 2024). A macroalga *R. riparium* já foi testada anteriormente, em pesquisa no sudeste da Ásia (Biswas *et al.*, 2023), todavia os efeitos relatados foram menos pronunciados quando comparados aos verificados no presente estudo. Em relação

a *C. membranacea*, trata-se do primeiro registro científico da avaliação dessa macroalga quanto à sua atividade antifúngica.

Musbah *et al.* (2019) ao avaliarem a inibição do percentual do diâmetro de quatro espécies fúngicas do gênero *Candida sp.*, isolados de pacientes, obtiveram respostas positivas para as macroalgas *Ulva lactuca*, *Sargassum denticulatum*, *Hormophysa triquetra* e *Hypnea cornuta*. Entretanto, os resultados variaram de acordo com as diferentes combinações entre espécies e concentrações testadas, fator observado também no presente estudo.

Samar *et al.* (2022), que testaram os fungos *Fusarium oxysporum*, *Penicillium parasiticus*, *Candida utilis*, *Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus*, sob tratamentos da alga vermelha *Padina antillarum*, obtiveram zonas de inibição entre  $5,2 \pm 0,1$  e  $19,3 \pm 0,2$  mm, além de nenhuma atividade para alguns dos tratamentos. As diferenças encontradas foram associadas para além das questões já citadas, ao período sazonal de coleta dessas macroalgas, na qual a primavera foi a melhor estação, em relação a maior atividade obtida contra os fungos testados. Em contrapartida, a presente pesquisa que avaliou fungos de mesmo gênero obteve zonas de inibição que se apresentaram entre  $0,9 \pm 0,9$  mm a  $40,5 \pm 7,3$  mm, além de concentrações que estimularam o crescimento dos microrganismos.

Nesse contexto os resultados obtidos devem ser interpretados considerando múltiplos parâmetros que influenciam a composição química das macroalgas e que já foram analisados em demais regiões do mundo. Aspectos como as técnicas de extração dos compostos bioativos (extração acelerada por solvente, extração assistida por ultrassom, micro-ondas e enzimas), a escolha dos solventes utilizados, cujas polaridades variam de acordo com o objetivo da extração (água, metanol, etanol e acetona, hexano, clorofórmio e diclorometano), além do local e período de coleta dos organismos, visto que fatores sazonais, ambientais e fisiológicos exercem influência direta na variabilidade dessa composição (Mohy El-Din e Mohyeldin, 2018; O'Keefe *et al.*, 2019; Silva *et al.*, 2020).

Na presente análise, foram adotados método de extração, solventes e técnica de ensaio viáveis e com eficácia já comprovada em estudos anteriores, enquanto o procedimento de coleta das macroalgas conduzido em pontos da costa maranhense, constitui um destaque, por se tratar de uma investigação inédita nesse campo de pesquisa.

Acerca da ação dos extratos frente a esporulação das espécies fúngicas, as macroalgas *C. membranacea*, *R. riparium*, *B. calliptera* se sobressaíram por demonstrarem capacidade inibitória sobre mais de um fungo avaliado.

Melo *et al.* (2020), apesar de verificar a indução do crescimento de *Fusarium oxysporum* mediante produto à base da macroalga *Ascophyllum nodosum*, também obteve alta inibição da

esporulação fúngica. Tal qual a avaliação deste trabalho, o fato foi associado a alta disponibilidade nutricional do meio e da composição bioativa do produto. De forma semelhante, Somai-Jemmali *et al.* (2020) investigou o potencial de acionamento dos mecanismos de defesa da mesma macroalga frente a *Zymoseptoria tritici*, e observou a redução das atividades de duas enzimas degradadoras da parede celular e protease, além dos esporos em si.

Os mecanismos de ação antifúngica derivados de compostos presentes em algas e cianobactérias podem desestabilizar a membrana celular fúngica que envolve as hifas e esporos, seja por solubilização, porosidade aumentada ou rompimento estrutural (López-Arellanes *et al.*, 2025).

Para alguns fungos os esporos atuam como propágulos infecciosos, a exemplo dos gêneros *Aspergillus*, *Fusarium* e *Penicillium*, onde representam a principal forma de contaminação em alimentos e ambientes relacionados, através da dispersão por fluxos de ar ou jatos de água. No ambiente natural, a produção de esporos por parte das espécies fúngicas acontece em condições subótimas, através da submissão a diversos estresses antes de sua germinação, como a supressão nutricional. Além disso, é importante destacar que as condições de esporulação e pós-esporulação, a reidratação e a idade dos esporos afetam significativamente seu estado fisiológico e, conseqüentemente, sua resistência aos inibidores e sua germinabilidade (Ajmal *et al.*, 2023; Dantigny e Nanguy, 2009; Roncal e Ugalde, 2003).

Conforme Sephton-Clark e Voelz (2018), os esporos são estruturas altamente resistentes a condições adversas, em razão de sua composição e da capacidade de regular estados de dormência. O processo fisiológico de germinação é determinante para a contaminação fúngica, uma vez que a transição para formas metabolicamente ativas possibilita a liberação de toxinas e fatores de patogenicidade. Adicionalmente, a adesão dos esporos às superfícies é um fator crítico para o estabelecimento do desenvolvimento fúngico, visto que a permanência no substrato é essencial e pode atuar como estímulo inicial para a germinação, e conseqüentemente, para o processo infeccioso (Vasselli e Shaw, 2022).

Os parâmetros de germinação e fixação dos fungos demonstraram maior variabilidade em relação às espécies fúngicas e extratos testados, revelando resultados predominantemente inibitórios, embora em alguns casos tenha ocorrido estímulo ao crescimento dessas taxas, dependendo da combinação “concentração x alga”. Esse fator também é perceptível em outros estudos.

Al-Alam *et al.* (2022), verificaram a ação inibitória da alga *Ulva lactuca* para a germinação do fungo *Penicillium digitatum*, a partir das concentrações 5, 50, 100 e 200 g L<sup>-1</sup>,

onde obtiveram dentre outras respostas, uma porcentagem de 90% de inibição mediante a concentração 50 g L<sup>-1</sup>.

A partir de concentrações próximas ao presente (250 µg/ml e 1000 µg/ml), de extratos das macroalgas *Cystoseira* spp., *Fucus spiralis*, *Bifurcaria bifurcata*, *Ulva rígida* e *Corallina elongata*, Douira *et al.* (2019) verificaram a inibição de 30-90% na germinação dos fungos *B. cinerea*, *Alternaria alternata* e *Rhizoctonia solani*. Distintos resultados foram obtidos de acordo com combinações entre patógeno e partições (metanol, etanol, acetato de etila, diclorometano ou hexano).

Barreto *et al* (2002) identificaram que extratos de macroalgas podem efeitos contrastantes sobre os fungos, atuando tanto como agentes estimuladores quanto inibidores. Assim como no presente estudo, percebe-se que concentrações mais baixas ou intermediárias podem ter respostas mais eficientes em relação às mais altas, em determinados momentos. Esses resultados estão em consonância com o conceito de resposta hormética, caracterizado por uma relação de não linearidade entre dose e efeito biológico, e têm sido relatados contemporaneamente a partir de diversos ativos naturais (Barreiro-Sisto *et al.*, 2024)

#### 5.4.2 Efeitos dos extratos sobre a fisiologia

Organismos filamentosos eucarióticos como os fungos precisam manter uma parede celular dinâmica e rígida, com o objetivo de manter a proteção celular, por isso, são estruturas compostas de quitina,  $\beta$ -1,3- $\beta$ -1,6-glucanos, e uma camada externa gelatinosa contendo outros polissacarídeos e glicoproteínas (Ost *et al.*, 2025; Shree *et al.*, 2024). Os polímeros são sintetizados por enzimas  $\beta$ -1,3-glucano e quitina sintases, que atuam na membrana plasmática e na remodelação da parede durante o crescimento (Beauvais e Latgé, 2018).

Assim como a manutenção da integridade celular, o crescimento das hifas fúngicas depende de um processo coordenado no qual a biossíntese e o rearranjo dos polímeros da parede celular são essenciais (Bartnicki-Garcia e Lippman, 1969; Latgé, 2007). Nesse contexto, enzimas como  $\beta$ -1,3-glucanases e quitinases são direcionadas ao ápice da hifa, onde promovem a degradação controlada dos polímeros estruturais da parede. Essa atividade enzimática permite o alongamento da hifa e, após a expansão celular, ocorre a reconstrução da parede por meio da ação de enzimas biossintéticas responsáveis pela deposição de novos polímeros de glucana e quitina, restabelecendo a rigidez e a integridade estrutural. Conforme destacam Patel e Free, (2019), percebe-se que mutações que interferem na biossíntese da parede celular podem impactar a taxa de crescimento, a morfologia e a viabilidade das células fúngicas.

Estudos bioquímicos acerca dessas enzimas são necessários para complementação das informações já existentes, visto que a formação da parede celular fúngica é um dos principais alvos para o desenvolvimento de novos compostos antifúngicos (Klis *et al.*, 2002). Em relação a estudos que visem o potencial de macroalgas na inibição de enzimas, Ferreira *et al.* (2021) testaram as espécies *Padina gymnospora*, *Dictyota* sp., *Colpomenia sinuosa* e *Lobophora* sp., coletadas no estado da Bahia, Brasil, contra a beta-1,3-glucanase do fungo *Trichoderma* sp. Extratos etanólicos apresentaram diferentes graus de inibição, reforçando o potencial das algas marinhas brasileiras como fontes de compostos com atividade inibitória sobre enzimas e possíveis aplicações biotecnológicas.

Dessa forma, os resultados obtidos na presente pesquisa indicam que os extratos algais testados promoveram redução na atividade das enzimas envolvidas na degradação da parede celular, particularmente aquelas associadas à quebra de glucanas e quitina. Esse efeito sugere um possível mecanismo de ação antifúngica dessas preparações, uma vez que a diminuição da atividade dessas enzimas compromete o processo de expansão e crescimento das hifas.

Essa interpretação é corroborada pelas observações morfológicas realizadas nos ensaios, nas quais foram evidenciadas alterações estruturais compatíveis com restrições ao crescimento micelial em vários momentos. Assim, os resultados indicam que os extratos avaliados podem atuar como potenciais agentes de controle do crescimento fúngico, interferindo diretamente nos mecanismos bioquímicos envolvidos na remodelação da parede celular.

#### 5.4.3 Análise fitoquímica

De forma semelhante ao potencial antimicrobiano obtido desses extratos, os fitoconstituintes em algas marinhas encontrados ou ausentes nas espécies dependem principalmente do meio solvente empregado para a extração e das características fisiológicas das algas, como habitat, período da coleta e por variações sazonais como a temperatura e o metabolismo celular das algas (Sobuj *et al.*, 2024; Sruthy e Baiju, 2024).

Sobuj *et al.* (2024) destacam que existe uma preferência a solventes como o etanol, visto que além de extrair fitoquímicos específicos que não são extraídos com muita eficiência apenas com a água, possuem níveis de toxicidade mais baixos. Tal abordagem foi incorporada ao delineamento metodológico do estudo.

Diante dos resultados obtidos, optou-se pela avaliação fitoquímica das três macroalgas com melhor desempenho biológico, sendo *C. membranacea*, *R. riparium* e *Sargassum*. O extrato de *R. riparium* indicou a presença de taninos condensáveis, flavonoides, saponinas, esteroides e cumarinas. A macroalga *C. membranacea* apresentou flavonoides, saponinas, esteroides e

cumarinas. Já *Sargassum* sp. exibiu a presença de taninos condensáveis, flavonoides, triterpenoides e cumarinas.

No que tange aos estudos prévios encontrados na literatura sobre a triagem fitoquímica preliminar de extratos das macroalgas investigadas nesses estudos, *Cladophoropsis membranacea* não foi descrita anteriormente nesta perspectiva, mas algas do mesmo gênero já foram avaliadas. Islam *et al.* (2020) em estudo que explorou acerca da atividade citotóxica e antioxidante de *Cladophoropsis* sp., obtiveram a presença de taninos, compostos fenólicos e esteroides tanto em extratos etanólicos quanto em extratos metanólicos, sendo este o primeiro relato de esteroides para esse gênero.

Para *Rhizoclonium riparium*, já foram pesquisados metabólitos secundários em outras regiões do mundo. Osuna-Ruíz *et al.* (2019) observaram para a espécie, coletada na costa mexicana, elevada atividade antimutagênica e antioxidante, enquanto o perfil fitoquímico variou de acordo com os solventes testados. O teor de clorofila total, fenólicos totais e carotenoides foram os principais compostos obtidos. Já Peña Salamanca *et al.* (2025) detectaram componentes semelhantes a este para esta espécie, sendo principalmente alcaloides, esteróis, terpenos, glicosídeos cardiotônicos e saponinas.

O gênero *Sargassum* devido à grande diversidade de espécies, é amplamente investigado por suas atividades biológicas e componentes. Para outras espécies já foram identificadas variáveis como terpenoides, alcalóides, flobatânicos, glicosídeos cardíacos, saponinas fenólicos e flavonoides, além de potencial antioxidante, estroides (Giyantolin *et al.*, 2024; Sobuj *et al.*, 2024).

Os grupos de metabólitos secundários encontrados possuem diversas atividades biológicas descritas em comum, assim como potenciais antioxidante, anticoagulante, anti-inflamatório, antitumoral, anti-hiperglicêmico, e principalmente, antimicrobiano. Os compostos fenólicos, taninos e terpenos já representam grande importância para a indústria medicinal na atualidade, estando presente em muitos fármacos (Amarowicz; Pegg, 2024; Scott *et al.*, 2022; Xavier *et al.*, 2023).

Os esteroides são conhecidos por suas propriedades fitoterápicas a partir dos quais são produzidos óleos vegetais (Maswal *et al.*, 2023). No que se refere às saponinas, vêm sendo bastante pesquisadas, na perspectiva de prolongar a vida útil dos produtos alimentícios, como conservantes naturais na inibição de microrganismos ou através da incorporação nas embalagens (Timilsena *et al.*, 2023). Já as cumarinas, para além das propriedades terapêuticas, despertam o interesse sob o olhar antimicrobiano visto que são capazes de inibir a formação de

biofilme, gerando maior suscetibilidade a agentes antimicrobianos e menor resistência a antibióticos (El-Sawy *et al.*, 2024).

Além das propriedades estruturais e químicas, cada vez mais estudos estão sendo realizados na perspectiva de compreender os mecanismos celulares responsáveis pela atividade antimicrobiana desses metabolitos, que ainda não estão completamente elucidados. Segundo Sruthy e Baiju (2024), grupos como polissacarídeos exibem propriedades capazes de interferir nas paredes celulares, membranas e ácidos nucleicos de microrganismos. Enquanto polifenóis e ácidos graxos agem na eliminação de radicais livres, promovendo a quelação de íons metálicos ou desestabilizando enzimas e membranas. Além de proteínas e peptídeos, que podem formar poros dentro das membranas que se ligam a receptores específicos ou inibir enzimas. (García-Cervantes *et al.*, 2025).

## 5.5. CONCLUSÃO

Os resultados demonstraram resultados promissores para alguns dos extratos de macroalgas testados, visto que a efetividade variou de acordo com as distintas combinações entre extrato, dosagem, fungo e parâmetro. Para as avaliações morfológicas, que incluem o crescimento micelial e caracterização dos conídios fúngicos, os extratos de *R. riparium*, *C. membranacea*, *Sargassum* sp., e *B. calliptera* obtiveram respostas melhores, respectivamente.

Em relação ao crescimento fúngico, verificou-se efeito inibitório para todos os gêneros avaliados, com maior redução registrada para *F. dimerum*, seguido de *P. citrinum* e *A. fumigatus*. Os demais aspectos relacionados aos conídios variaram mediante as possibilidades de testagem.

Quanto ao conteúdo total de proteínas e a atividade das enzimas  $\beta$ -1,3-glucanase e quitinase, sofreram diminuição significativa mediante todos os extratos, especialmente *R. riparium* e *Sargassum* sp., fator que corrobora a interferência em processos metabólicos essenciais ao desenvolvimento fúngico. Para a análise fitoquímica, no qual foram analisados os extratos mais citados dentre os resultados (*R. riparium*, *C. membranacea*, *Sargassum* sp.), identificou-se alguns dos principais grupos químicos associados anteriormente a atividade antimicrobiana. Entretanto, os resultados contribuem para o avanço do conhecimento fitoquímico ao apresentar dados específicos para a espécie *Cladophoropsis membranacea*, uma vez que a literatura existente se restringia a investigações em nível de gênero.

Em síntese, esses achados ressaltam a importância de macroalgas maranhenses como fonte de compostos antifúngicos contra fungos associados a organismos aquáticos. Além disso, corroboram para com a necessidade de ampliação, a nível global, dos estudos sobre compostos

naturais derivados de algas marinhas, destacando o potencial de espécies e regiões diversas, e ainda não investigadas, para o desenvolvimento de estratégias eficazes de controle da sua disseminação e do potencial toxigênico.

## REFERÊNCIAS

- Afzal, S.; Yadav, A. K.; Poonia, A. K.; Choure, K.; Yadav, A. N.; Pandey, A. Antimicrobial therapeutics isolated from algal source: retrospect and prospect. **Biologia**, v. 78, n. 2, p. 291-305, 2023. DOI: 10.1007/s11756-022-01207-3
- Ajmal, M.; Hussain, A.; Ali, A.; Chen, H.; Lin, H. Strategies for Controlling the Sporulation in *Fusarium* spp. **Journal of Fungi**, v. 9, n. 1, p. 10, 2022.
- Al-Alam, J.; Salim, D.; Fajloun, Z.; Millet, M.; Chbani, A. The Potential Use of Aqueous Extract of *Ulva lactuca* seaweed for the Control of the Post-Harvest Citrus Green Mold, in vivo and in vitro conditions. **Arabian Journal of Medicinal & Aromatic Plants**, v. 8, n. 1, p. 155-170, 2022.
- Amarowicz, R.; Pegg, R. B. Condensed tannins—Their content in plant foods, changes during processing, antioxidant and biological activities. **Advances in food and nutrition research**, v. 110, p. 327-398, 2024. DOI: 10.1016/bs.afnr.2024.03.001
- Ashokkumar, V.; Jayashree, S.; Kumar, G.; Sharmili, S. A.; Gopal, M.; Dharmaraj, S.; Ngamcharussrivichai, C. Recent developments in biorefining of macroalgae metabolites and their industrial applications-A circular economy approach. **Bioresource technology**, v. 359, p. 127235, 2022. DOI: 10.1016/j.biortech.2022.127235
- Barajas-Ramirez, J. A.; Moncada-Abaunza, D. A.; Gómez-Espinoza, M. G Mycotoxins in foods, from the field to the plate: a review. **International Food Research Journal**, v. 28, n. 2, 2021. DOI: 10.47836/ifrj.28.2.02
- Barreiro-Sisto, U.; Fernández-Fariña, S.; González-Noya, A. M.; Pedrido, R.; Maneiro, M. Enemies or Allies? Hormetic and apparent non-dose-dependent effects of natural bioactive antioxidants in the treatment of inflammation. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 25, n. 3, p. 1892, 2024. DOI: 10.3390/ijms25031892
- Barreto, M.; Critchley, A. T.; Straker, C. J. Extracts from seaweeds can promote fungal growth. **Journal of Basic Microbiology: An International Journal on Biochemistry, Physiology, Genetics, Morphology, and Ecology of Microorganisms**, v. 42, n. 5, p. 302-310, 2002. DOI:10.1002/1521-4028(200210)42:5%3C302::AID-JOBM302%3E3.0.CO;2-6
- Bartnicki-Garcia, S.; Lippman, E. Fungal morphogenesis: cell wall construction in *Mucor rouxii*. **Science**, v. 165, n. 3890, p. 302-304, 1969. DOI: 10.1126/science.165.3890.302
- Bradford, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, v. 72, n. 1-2, p. 248-254, 1976.
- Beauvais, A.; Latgé, J.-P. Special Issue: Fungal Cell Wall. **J. Fungi**, v. 4, p. 91, 2018. DOI: 10.3390/jof4030091

- Ben-Ami, R.; Kontoyiannis, D. P. Resistance to antifungal drugs. **Infectious Disease Clinics**, v. 35, n. 2, p. 279-311, 2021. DOI: 10.1016/j.idc.2021.03.003
- Biswas, M. H.; Bahar, N. B.; Sharmin, N.; Raihan, S. Z.; Halder, S.; Islam, M. S.; Muhit, M. A. Biological investigations of three marine algae *Enteromorpha intestinalis*, *Rhizoclonium riparium* and *Ceratophyllum demersum* collected from the Bay of Bengal. **Dhaka University Journal of Pharmaceutical Sciences**, v. 22, n. 1, p. 81-87, 2023.
- Cadar, E.; Popescu, A.; Dragan, A. M. L.; Pesterau, A. M.; Pascale, C.; Anuta, V.; Ionescu, A. M. Bioactive compounds of marine algae and their potential health and nutraceutical applications: a review. **Marine Drugs**, v. 23, n. 4, p. 152, 2025. DOI: 10.3390/md23040152
- Dantigny, P.; Nanguy, S. P. M. Significance of the physiological state of fungal spores. **International journal of food microbiology**, v. 134, n. 1-2, p. 16-20, 2009.
- Diharmi, A.; Edison, E.; Prida, E. A.; Subaryono, S.; Hidayat, T. Chemical composition, bioactive compounds, antioxidant activity, and inhibitor alpha-glucosidase enzyme of *Sargassum* sp. **Food Science and Technology**, v. 43, 2023.
- Douira, A.; Hssisou, D.; El Kaoua, M. Research of the antifungal activity of the extracts of certain species of Marco-algae from the Atlantic coast of Morocco. **Journal of Applied Science and Environmental Studies**, v. 2, n. 3, p. Appl. Sci. Envir. Stud. 2 (3) (2019) 139-151, 2019.
- Ebrahimi, B.; Baroutian, S.; Li, J.; Zhang, B.; Ying, T.; Lu, J. Combination of marine bioactive compounds and extracts for the prevention and treatment of chronic diseases. **Frontiers in Nutrition**, v. 9, p. 1047026, 2023. DOI: 10.3389/fnut.2022.1047026
- Elkenany, R.; Awad, A. Types of Mycotoxins and different approaches used for their detection in foodstuffs. **Mansoura veterinary medical journal**, v. 22, n. 1, p. 25-32, 2021. DOI: 10.21608/mvmj.2021.161191
- Ferreira, T. N.; Barufi, J. B.; Horta, P. A.; Castro, D. P.; Genta, F. A. Beta-1, 3-glucanase inhibitors in Brazilian brown seaweed. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 93, n. 3, p. e20191402, 2021. DOI: 10.1590/0001-3765202120191402
- García-Cervantes, A. M.; Prates, J. A.; Guil-Guerrero, J. L. Overview of primary and secondary metabolites of *rugulopteryx okamurae* seaweed: assessing bioactivity, scalability, and molecular mechanisms. **Marine Drugs**, v. 23, n. 9, p. 351, 2025. DOI: 10.3390/md23090351
- Giyantolin, G., Subiakto, Y., Poerwanto, S. H. The ethanol extract of *Sargassum duplicatum* as an ovicidal agent against *Aedes aegypti*. **Narra J**, v. 4, n. 3, p. e990, 2024. DOI: 10.52225/narra.v4i3.990
- González-Castro, A. L.; Contreras, M. R.; Bastidas, M. R.; Ramírez, R. N. Á.; Dávalos, C. R.; Amezquita, P. M. A. Evaluation of some seaweed extracts from Baja Peninsula, Mexico, against plant pathogens. **Hidrobiológica**, v. 35, n. 1, 2025.
- Guzzo, S. D.; Martins, E. M. F. Local and Systemic Induction of  $\beta$ -1, 3-Glucanase and Chitinase in Coffee Leaves Protected Against *Hemileia vastatrix* by *Bacillus thuringiensis*. **Journal of phytopathology**, v. 144, n. 9-10, p. 449-454, 1996.

Habschied, K.; Kanižai Šarić, G.; Krstanović, V.; Mastanjević, K. Mycotoxins—Biomonitoring and human exposure. **Toxins**, v. 13, n. 2, p. 113, 2021. DOI: 10.3390/toxins13020113

Islam, T. Bioactive compounds screening and in vitro appraisal of potential antioxidant and cytotoxicity of *Cladophoropsis* sp. isolated from the Bay of Bengal. **EC Pharmacology and Toxicology**, v. 8, n. 10, p. 19-31, 2020.

Karthikeyan, A.; Joseph, A.; Nair, B. G. Promising bioactive compounds from the marine environment and their potential effects on various diseases. **Journal of Genetic Engineering and Biotechnology**, v. 20, n. 1, p. 14, 2022. DOI: 10.1186/s43141-021-00290-4

Klis, F. M.; Mol, P.; Hellingwerf, K.; Brul, S. Dynamics of cell wall structure in *Saccharomyces cerevisiae*. **FEMS microbiology reviews**, v. 26, n. 3, p. 239-256, 2002. DOI: 10.1111/j.1574-6976.2002.tb00613.x

Kombrink, E.; Hahlbrock, K. Responses of cultured parsley cells to elicitors from phytopathogenic fungi: timing and dose dependency of elicitor-induced reactions. **Plant Physiology**, v. 81, n. 1, p. 216-221, 1986.

Kraft, S.; Buchenauer, L.; Polte, T. Mold, mycotoxins and a dysregulated immune system: a combination of concern?. **International journal of molecular sciences**, v. 22, n. 22, p. 12269, 2021. DOI: 10.3390/ijms222212269

Latgé, J. P. The cell wall: a carbohydrate armour for the fungal cell. **Molecular microbiology**, v. 66, n. 2, p. 279-290, 2007. DOI: 10.1111/j.1365-2958.2007.05872.x

López-Arellanes, M. E.; López-Pacheco, L. D.; Elizondo-Luevano, J. H.; González-Meza, G. M. Algae and Cyanobacteria Fatty Acids and Bioactive Metabolites: Natural Antifungal Alternative Against *Fusarium* sp. **Microorganisms**, v. 13, n. 2, p. 439, 2025.

Long, N.; Li, F. Antifungal mechanism of natural products derived from plants: a review. **Natural Product Communications**, v. 19, n. 8, p. 1934578X241271747, 2024. DOI: 10.1177/1934578X241271747

Lourenço-Lopes, C.; Fraga-Corral, M.; Jimenez-Lopez, C.; Pereira, A. G.; Garcia-Oliveira, P.; Carpena, M.; Simal-Gandara, J. Metabolites from macroalgae and its applications in the cosmetic industry: A circular economy approach. **Resources**, v. 9, n. 9, p. 101, 2020. DOI: 10.3390/resources9090101

Mabrouki, S.; Lakhdar, F.; Bouhraoua, J.; Belarbi, E.; Khelifi, S.; Benba, J.; Etahiri, S. In vitro antifungal activity of seaweed extracts against *Sclerotium rolfsii*: a causal agent of root rot disease on sugar beet (*Beta vulgaris* l.). **International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research**, v. 63, n. 2, p. 90-97, 2020.

Maswal, M.; Pandita, M.; Bashir, S. Terpenes, Terpenoids and Steroids: Properties, Biosynthesis and Functions. In: **Steroids and their Medicinal Potential**. Bentham Science Publishers, p. 1-38, 2023. DOI: 10.2174/97898150493361230101

Matos, F. J. A. **Introdução à fitoquímica experimental**. 3 ed. Fortaleza. Edições UFC, 2009. 148 p.

- Melo, T. A.; Serra, I. M. R. S; Nascimento, I. T. V. S. Ascophyllum nodosum seaweed extract effect on morphology and cellulolytic ability of the fungus Fusarium oxysporum f. sp. vasinfectum. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 11, p. e4079119913-e4079119913, 2020. DOI: 10.33448/rsd-v9i11.9913
- Mirza Alizadeh, A.; Mousavi Khaneghah, A.; Hosseini, H; Mycotoxins and mycotoxigenic fungi in aquaculture and seafood: a review and new perspective. **Toxin Reviews**, v. 41, n. 3, p. 1058-1065, 2022. DOI: 10.1080/15569543.2021.2010759
- Mohy El-Din, S. M.; Mohyeldin, M. M. Component analysis and antifungal activity of the compounds extracted from four brown seaweeds with different solvents at different seasons. **Journal of Ocean University of China**, v. 17, n. 5, p. 1178-1188, 2018.
- Musbah, H. A.; Abouelkhair, W. S.; Yousef, S. A. E.; Moustafa, E. E.; Hasan, A. M. H. Screening of antifungal activities of five algal crude extracts. **Journal of Scientific Research in Science**, v. 36, n. 1, p. 318-338, 2019.
- Nawaf, A. Mycotoxin source and its exposure causing mycotoxicoses. **Bioinformation**, v. 19, n. 4, p. 348, 2023. DOI: 10.6026/97320630019348
- Negreanu-Pirjol, B. S.; Negreanu-Pirjol, T.; Popoviciu, D. R.; Anton, R. E.; Prelipcean, A. M. Marine bioactive compounds derived from macroalgae as new potential players in drug delivery systems: a review. **Pharmaceutics**, v. 14, n. 9, p. 1781, 2022. DOI: 10.3390/pharmaceutics14091781
- O’Keeffe, E.; Hughes, H.; McLoughlin, P.; Tan, S. P.; McCarthy, N. Methods of analysis for the in vitro and in vivo determination of the fungicidal activity of seaweeds: A mini review. **Journal of Applied Phycology**, v. 31, n. 6, p. 3759-3776, 2019.
- Ost, K. J.; Student, M.; Cord-Landwehr, S.; Moerschbacher, B. M.; Ram, A. F.; Dirks-Hofmeister, M. E. Cell walls of filamentous fungi—challenges and opportunities for biotechnology. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 109, n. 1, p. 125, 2025. DOI: 10.1007/s00253-025-13512-3
- Osuna-Ruíz, I.; Salazar-Leyva, J. A.; López-Saiz, C. M.; Burgos-Hernández, A.; Hernández-Garibay, E.; Lizardi-Mendoza, J.; Hurtado-Oliva, M. A. Enhancing antioxidant and antimutagenic activity of the green seaweed Rhizoclonium riparium by bioassay-guided solvent partitioning. **Journal of Applied Phycology**, v. 31, n. 6, p. 3871-3881, 2019.
- Otero, C.; Arredondo, C.; Echeverría-Vega, A.; Gordillo-Fuenzalida, F. Penicillium spp. mycotoxins found in food and feed and their health effects. **World Mycotoxin Journal**, v. 13, n. 3, p. 323-344, 2020. DOI: 10.3920/wmj2019.25567
- Patel, P. K.; Free, S. J. The genetics and biochemistry of cell wall structure and synthesis in Neurospora crassa, a model filamentous fungus. **Frontiers in microbiology**, v. 10, p. 2294, 2019. DOI: 10.3389/fmicb.2019.02294
- Patra, J. K.; Rath, S. K.; Jena, K.; Rathod, V. K.; Thatoi, H. Evaluation of antioxidant and antimicrobial activity of seaweed (Sargassum sp.) extract: A study on inhibition of Glutathione-S-Transferase activity. **Turkish Journal of Biology**, v. 32, n. 2, p. 119-125, 2008. DOI: <https://doi.org/>

- Peña Salamanca, E. J., Zuñiga Lara, A. C., Marquez Bueno, Z. L., López Parra, L. L. **Evaluation of the nutritional and phytochemical composition of marine macroalgae associated with the Colombian Pacific mangrove ecosystem.** *Act. Bot. Mex* [online]. 2025, n.132, e2412. Epub 29-Jul-2025. ISSN 2448-7589. DOI: 10.21829/abm132.2025.2412
- Perea, S.; Patterson, T. F. Antifungal Resistance in Pathogenic Fungi. *Clinical Infectious Diseases*, v. 35, n. 9, p. 1073–1080, 2002. DOI: 10.1086/344058
- Pourakbar, L.; Moghaddam, S. S.; Enshasy, H. A. E.; Sayyed, R. Z. Antifungal activity of the extract of a macroalgae, *Gracilariopsis persica*, against four plant pathogenic fungi. **Plants**, v. 10, n. 9, p. 1781, 2021
- Roncal, T.; Ugalde, U. Conidiation induction in *Penicillium*. **Research in Microbiology**, v. 154, n. 8, p. 539-546, 2003.
- Salvatore, M. M.; Andolfi, A. Phytopathogenic fungi and toxicity. **Toxins**, v. 13, n. 10, p. 689, 2021. DOI: 10.3390/toxins13100689
- Samar, J.; Butt, G. Y.; Shah, A. A.; Shah, A. N.; Ali, S.; Jan, B. L.; Hussaan, M. Phytochemical and biological activities from different extracts of *Padina antillarum* (Kützinger) Piccone. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, p. 929368, 2022.
- Saraswati; Giriwono, P. E; Iskandriati, D.; Tan, C. P.; Andarwulan, N. Sargassum seaweed as a source of anti-inflammatory substances and the potential insight of the tropical species: A review. **Marine Drugs**, v. 17, n. 10, p. 590, 2019.
- Scott, J.; Valero, C.; Mato-López, Á.; Donaldson, I. J.; Roldán, A.; Chown, H.; Amich, J. *Aspergillus fumigatus* can display persistence to the fungicidal drug voriconazole. **Microbiology spectrum**, v. 11, n. 2, p. e04770-22, 2023. DOI: 10.1128/spectrum.04770-22
- Scott, K. A.; Cox, P. B.; Njardarson, J. T. Phenols in pharmaceuticals: analysis of a recurring motif. **Journal of Medicinal Chemistry**, v. 65, n. 10, p. 7044-7072, 2022. DOI: 10.1021/acs.jmedchem.2c00223
- Selvaraj, H. Harnessing the ocean's pharmacy: marine bioactive compounds as next-generation therapeutics. **Natural Product Research**, v. 39, n. 22, p. 6633-6634, 2025. DOI: 10.1080/14786419.2024.2373965
- Shree, A.; Pal, S.; Verma, P. K. Structural diversification of fungal cell wall in response to the stress signaling and remodeling during fungal pathogenesis. **Physiology and Molecular Biology of Plants**, v. 30, n. 5, p. 733-747, 2024. DOI: 10.1007/s12298-024-01453-6
- Silva, A.; Silva, S. A.; Carpena, M.; Garcia-Oliveira; P., Gullón; P., Barroso, M. F.; Simal-Gandara, J. Macroalgae as a source of valuable antimicrobial compounds: Extraction and applications. **Antibiotics**, v. 9, n. 10, p. 642, 2020.
- Sobuj, M. K. A.; Shemul, M. S.; Islam, M. S.; Islam, M. A.; Mely, S. S.; Ayon, M. H.; Rafiqzaman, S. M. Qualitative and quantitative phytochemical analysis of brown seaweed *Sargassum polycystum* collected from Bangladesh with its antioxidant activity determination. **Food Chemistry Advances**, v. 4, p. 100565, 2024. DOI: 10.1016/j.focha.2023.100565

Somai-Jemmali, L.; Siah, A.; Randoux, B.; Magnin-Robert, M.; Halama, P.; Hamada, W.; Reignault, P. Brown alga *Ascophyllum nodosum* extract-based product, Dalgin Active®, triggers defense mechanisms and confers protection in both bread and durum wheat against *Zymoseptoria tritici*. **Journal of Applied Phycology**, v. 32, n. 5, p. 3387-3399, 2020. DOI: 10.1007/s10811-020-02200-6

Sruthy, E. S.; Baiju, E. C. K. Exploration of secondary metabolites from green algae as antimicrobial agents: A comprehensive review. **Botanica Serbica**, v. 48, n. 2, p. 127-140, 2024. DOI: 10.2298/BOTSERB2402127S

Sephton-Clark, P. C.; Voelz, K. Spore germination of pathogenic filamentous fungi. In: **Advances in applied microbiology**. Academic Press, 2018. p.117-157. DOI: 10.1016/bs.aambs.2017.10.002

Stoev, S. D. Natural feed additives and bioactive supplements versus chemical additives as a safe and practical approach to combat foodborne mycotoxicoses. **Frontiers in Nutrition**, v. 11, p. 1335779, 2024. DOI: 10.3389/fnut.2024.1335779

Tavares, J. O.; Cotas, J.; Valado, A.; Pereira, L. Algae food products as a healthcare solution. **Marine Drugs**, v. 21, n. 11, p. 578, 2023. DOI: 10.3390/md21110578

Timilsena, Y. P.; Phosanam, A.; Stockmann, R. Perspectives on saponins: food functionality and applications. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 24, n. 17, p. 13538, 2023. DOI: 10.3390/ijms241713538

Uribe, E.; Vega-Gálvez, A.; García, V.; Pastén, A.; Rodríguez, K.; López, J., Scala, K. D. Evaluation of physicochemical composition and bioactivity of a red seaweed (*Pyropia orbicularis*) as affected by different drying technologies. **Drying Technology**, v. 38, n. 9, p. 1218-1230, 2020.

Vasselli, J. G.; Shaw, B. D. Fungal spore attachment to substrata. **Fungal Biology Reviews**, v. 41, p. 2-9, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2022.03.002>

Vinh, D. C. Human immunity to fungal infections. **Journal of Experimental Medicine**, v. 222, n. 6, p. e20241215, 2025. DOI: 10.1084/jem.20241215

Warnasuriya, S. D.; Udayanga, D.; Manamgoda, D. S.; Biles, C. Fungi as environmental bioindicators. **Science of The Total Environment**, v. 892, p. 164583, 2023. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2023.164583

Widyaswari, S. G., Metusalach, M., Kasmiati, K., Amir, N. Bioactive compounds and DPPH antioxidant activity of underutilized macroalgae (*Sargassum* spp.) from coastal water of Makassar, Indonesia. **Biodiversitas Journal of Biological Diversity**, v. 25, n. 1, 2024.

Xavier, V.; Spréa, R.; Finimundy, T. C.; Heleno, S. A.; Amaral, J. S.; Barros, L.; Ferreira, I. C. Terpenes. In: **Natural secondary metabolites: from nature, through science, to industry**. Cham: Springer International Publishing, 2023. p.107-156. DOI: 10.1007/978-3-031-18587-8\_5

Xu, D.; Xue, M.; Shen, Z.; Jia, X.; Hou, X.; Lai, D.; Zhou, L. Phytotoxic secondary metabolites from fungi. **Toxins**, v. 13, n. 4, p. 261, 2021. DOI: 10.3390/toxins13040261

Xu, J. Assessing global fungal threats to humans. **MLife**, v. 1, n. 3, p. 223-240, 2022. DOI: 10.1002/mlf2.12036

## 6 CAPÍTULO 3: PRODUTO EDUCACIONAL – CARTILHA

### 6.1 APRESENTAÇÃO

A cartilha intitulada “*Potencial antimicrobiano de macroalgas marinhas: uma abordagem educativa*” foi elaborada com o objetivo de divulgar uma perspectiva emergente acerca de organismos marinhos amplamente conhecidos, as macroalgas. Atualmente, a bioprospecção de compostos bioativos a partir de organismos marinhos tem se intensificado, uma vez que a exploração de ativos naturais está alinhada aos princípios da biotecnologia sob a ótica da sustentabilidade, aspecto fundamental no contexto contemporâneo.

As pesquisas relacionadas à atividade antimicrobiana de macroalgas vêm sendo desenvolvidas em diferentes regiões do mundo, e a divulgação desse potencial mostra-se relevante para subsidiar futuras decisões científicas e tecnológicas. Nesse sentido, a temática da cartilha articula-se diretamente com a dissertação desenvolvida, evidenciando a importância desse tipo de investigação para o cenário das pesquisas biotecnológicas no Brasil.

O material destina-se não apenas à comunidade acadêmica de áreas afins, mas também a leitores interessados em compreender o potencial biotecnológico das macroalgas marinhas. O produto educacional está organizado em seis capítulos, que abordam a definição e a importância ecológica das macroalgas, sua atividade antimicrobiana, as possíveis aplicações e benefícios derivados desses estudos, além de um tópico que insere o Brasil nesse contexto científico. Dessa forma, a cartilha busca contribuir para a divulgação acadêmica e para a aproximação entre o conhecimento acadêmico e a sociedade.

### 6.2 OBJETIVOS

- Informar sobre a biodiversidade e importância ecológica de macroalgas marinhas;
- Evidenciar o potencial biotecnológico das macroalgas, com ênfase na atividade antifúngica;
- Divulgar o conhecimento científico obtido por meio de levantamento bibliográfico, em linguagem acessível, valorizando a biodiversidade marinha.

### 6.3 PÚBLICO-ALVO

O presente material educacional é destinado à comunidade acadêmica e a indivíduos que possuam interesse nas temáticas relacionadas à biodiversidade marinha e ao potencial biotecnológico de organismos aquáticos aplicado a microbiologia, em especial das macroalgas.

## 6.4 METODOLOGIA

A cartilha foi produzida a partir de levantamento bibliográfico nas plataformas de pesquisa Google Scholar, Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e PubMed. Foram considerados aptos os artigos originais e revisões bibliográficas dos últimos dez anos, em inglês ou português, através de descritores como “antimicrobial potencial” ou “potencial antimicrobiano”, “seaweed” ou “alga”, “microorganism” ou “microrganismos”, “fungi” ou “fungos”, “bacteria”. Ao final da busca, selecionou-se 21 trabalhos mais adequados e relevantes para compor o referencial teórico do material.

## 6.5 PRODUTO



## SUMÁRIO

- 4 Introdução
- 5 Capítulo 01. O que são macroalgas e por que elas importam?
- 7 Capítulo 02. Principais grupos de macroalgas marinhas
- 10 Capítulo 03. Macroalgas e microrganismos: o que é atividade antimicrobiana?
- 12 Capítulo 04. Compostos bioativos e o potencial antimicrobiano das macroalgas
- 14 Capítulo 05. Possíveis aplicações e benefícios
- 16 Capítulo 06. Macroalgas, ciência e conservação no Brasil
- 17 Considerações Finais
- 18 Referências

## INTRODUÇÃO

As demandas atuais por melhor saúde e bem-estar, diversidade alimentar, cosmecêuticos naturais e fármacos, bem como fontes de energia sustentáveis reforçam a relevância da biotecnologia na atualidade, sendo os recursos marinhos uma das principais fontes de suprimento dessas necessidades (Prabha *et al.*, 2020; Rotter *et al.*, 2021).

As macroalgas são organismos marinhos que vem sendo amplamente estudados, tanto em relação a ecologia quanto ao potencial biológico. Dentre suas diversas utilidades citam-se as atividades bioestimulante na agricultura e nutracêutica, o potencial bioativo, e consequentemente a obtenção de bioprodutos a partir destas (Biris-Dorhoi *et al.*, 2020; Pacheco Flores-de-Valgaz *et al.*, 2024; Trivedi *et al.*, 2024).

Em relação aos microrganismos, diversas classes estão presentes no ambiente, incluindo organismos procariontes, como as bactérias, e eucariontes, como fungos e protozoários, além dos vírus. Muitos desses grupos desempenham funções essenciais para os seres humanos, entretanto, uma parcela significativa está associada a doenças que afetam humanos, plantas e animais (Awari *et al.*, 2023; Pepper & Gentry, 2015). Esse cenário representa um dos desafios atuais, para o qual diferentes alternativas têm sido amplamente investigadas.

Diante desse cenário, os compostos bioativos das macroalgas têm despertado interesse científico devido ao seu potencial antimicrobiano, contribuindo significativamente para várias áreas do conhecimento. Esta cartilha convida o leitor a descobrir, de forma simples e acessível, o potencial das macroalgas como fontes naturais de compostos antimicrobianos.

### 1. O que são macroalgas e por que elas importam?

As macroalgas são organismos macroscópicos e fotossintetizantes que habitam ambientes aquáticos marinhos e continentais. Sua ampla diversidade permite que elas possam apresentar estruturas e tamanhos variados.



Esses organismos podem ocorrer associados a substratos ou ainda vivendo de forma livre na coluna d'água. Além disso, as macroalgas estão distribuídas nos mais diversos ambientes, como o litoral ou zonas temperadas, e em ricos ecossistemas como os manguezais.

#### VOCÊ SABIA?

A maioria das macroalgas é bem semelhante fisicamente com as plantas terrestres, já que elas apresentam estruturas que lembram raízes, caules e folhas. Mas não se engane, essas estruturas não são verdadeiras! São as partes modificadas, como os órgãos de fixação, e as regiões análogas a caules e lâminas fotossintéticas. As macroalgas fazem parte de uma classificação distinta das plantas, o REINO PROTISTA.

Nauer e Lopes Filho, 2017; Pereira, 2021; Rao *et al.*, 2018.

### 1. O que são macroalgas e por que elas importam?

As macroalgas possuem grande importância biológica, ecológica e econômica.

Desempenham um papel ecológico fundamental na manutenção dos ecossistemas, que sustentam a vida nos mares e oceanos. Elas atuam como produtores primários, atuando no sequestro de carbono, e constituem a base da cadeia alimentar marinha, fornecendo suporte energético a comunidades herbívoras e, simultaneamente, oferecendo estruturas que funcionam como refúgio contra predadores carnívoros.

Além disso, as macroalgas produzem grande quantidade de biomassa e apresentam uma ampla diversidade de pigmentos e compostos naturais, o que faz com que sejam cada vez mais valorizadas como recursos sustentáveis para a produção de biocombustíveis, insumos bioquímicos e produtos utilizados nos setores alimentício e cosmético.



Andrade *et al.*, 2020; Pereira, 2021; Sudhakar *et al.*, 2018

## 2. Principais grupos de macroalgas marinhas

A definição taxonômica das macroalgas divide os organismos em três grupos: Rhodophyta (algas vermelhas), Chlorophyta (algas verdes) e Phaeophyta (algas marrons ou pardas).

### Algas vermelhas (*Rhodophyta*)

Grupo caracterizado pela elevada riqueza de espécies e ampla variação morfológica. Esse filo distingue-se pela presença de pigmentos do tipo ficobilina.

As espécies de Rhodophyta ocorrem predominantemente em ambientes marinhos, mas também podem ser encontradas em sistemas dulcícolas, áreas de manguezais e em regiões sujeitas a aportes periódicos de água doce, pois possuem alta tolerância a dessecação e a alta salinidade.

Possuem grande importância econômica, já que de suas paredes celulares podem ser extraídas agaranas e carragenanas, substâncias utilizadas industrialmente como espessantes ou geleificantes.

Principais classes: **Bangiophyceae** e **Florideophyceae**



Andrade et al., 2020; Hanley et al., 2024; Pererira, 2021; Sudhakar et al., 2018

## 2. Principais grupos de macroalgas marinhas

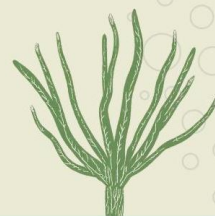
### Algas verdes (*Chlorophyta*)

Caracterizam-se pela presença predominante do pigmento verde clorofila, o que explica sua proximidade evolutiva com as plantas terrestres.

As formas multicelulares estão distribuídas em múltiplos habitats, podendo apresentar organização filiforme, ramificada ou não.

Desempenham papel central na produção primária em habitats marinhos, dulcícolas e terrestres, sendo frequentes em biofilmes aquáticos, na formação de florações e em associações simbióticas, como líquens e interações com diversos invertebrados.

Principais classes: **Palmophyllophyceae**, **Trebouxiophyceae**, **Ulvothamniophyceae** e **Chlorophyceae**



Andrade et al., 2020; Hanley et al., 2024; Pererira, 2021; Sudhakar

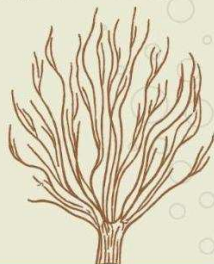
## 2. Principais grupos de macroalgas marinhas

### Algas pardas/marrons (*Phaeophyta*)

A coloração típica desse grupo decorre principalmente da presença do carotenoide fucoxantina nos cloroplastos, podendo estar associada, em algumas espécies, a taninos feofíceos específicos.

As algas pardas de maior porte desempenham um papel central na organização dos ecossistemas costeiros em todo o mundo, ao contribuírem para a produtividade primária, a oferta de habitats e o fornecimento de recursos de relevância ecológica e econômica, podendo inclusive ser utilizadas como alimento.

Grandes algas pardas de múltiplas ordens são a base dos ecossistemas costeiros temperados, que se estende às regiões árticas e tropicais.



Andrade et al., 2020; Hanley et al., 2024; Pererira, 2021; Sudhakar

## 3. Macroalgas e microrganismos: o que é atividade antimicrobiana?

Os microrganismos são organismos microscópicos, invisíveis a olho nu. A abundância e a diversidade das comunidades microbianas são fortemente influenciadas pela disponibilidade de recursos, como nutrientes, e pelas condições ambientais, incluindo temperatura, pH e a presença ou ausência de oxigênio, entre outros fatores.

Eles estão presentes em todos os ecossistemas e fazem parte da microbiota de humanos, animais e plantas, podendo estabelecer relações benéficas, como o mutualismo, além de valor biotecnológico. Porém, também podem ser prejudiciais, atuando como agentes causadores de doenças e da deterioração de alimentos. São exemplos principais:

**Bactérias:** procariotos unicelulares, heterotróficos ou autotróficos;

**Fungos:** organismos eucariotos, unicelulares ou pluricelulares, de metabolismo quimio-heterotrófico;

**Vírus:** parasitos intracelulares obrigatórios, ou seja, necessitam de células hospedeiras vivas para a sua multiplicação.



Madigan et al., 2016; Moëne-Loccoz et al., 2015; Tortora et al., 2017

### 3. Macroalgas e microrganismos: o que é atividade antimicrobiana?

As interações entre organismos de diferentes ou do mesmo nível trófico são fundamentais para o funcionamento dos ecossistemas. Nesse contexto, a antibiose, é a inibição do desenvolvimento de uma espécie por outra por meio da produção de compostos bioativos. Ela representa uma estratégia relevante em abordagens de engenharia ecológica voltadas à sustentabilidade e à conservação ambiental.

Vários métodos são utilizados para testar a efetividade de agentes antimicrobianos contra bactérias, vírus e fungos, através de mecanismos como: comprometimento da membrana celular, danos às proteínas e aos ácidos nucleicos destes organismos.



Todavia, a resistência microbiana a fármacos já comercializados vem representando uma ameaça séria e crescente à saúde global, uma vez que limita as opções terapêuticas para o tratamento de infecções causadas por esses patógenos. Nesse contexto, a bioprospecção de compostos bioativos naturais obtidos a partir de diferentes organismos tem sido investigada como uma alternativa promissora para enfrentar essa problemática, com destaque para as macroalgas.

Madigan et al., 2016; Moñne-Loccoz et al., 2015; Tortora et al., 2017

### 4. Compostos bioativos e o potencial antimicrobiano das macroalgas marinhas

Compostos bioativos são substâncias produzidas naturalmente por diversos organismos vivos, que sintetizam metabólitos capazes de exercer efeitos benéficos, como atividades antioxidantes, antibacterianas, antifúngicas e antivirais.



Nas macroalgas, os metabólitos secundários são produzidos como mecanismos de defesa frente a pressões ambientais, como predação, competição por espaço e variações de maré, e podem atuar na inibição ou no controle do crescimento microbiano.

Além disso, a composição química das macroalgas e a disponibilidade desses compostos podem variar entre espécies, gêneros, divisões, estações do ano e diferentes regiões geográficas.

Diversas espécies de bactérias e fungos de interesse biomédico, agrícola e de origem alimentar são os principais alvos de estudos de obtenção desses compostos.

Kussmann et al., 2023; Mesadri e Fagundes, 2021; Pérez; Falque; Domínguez, 2016; Sudhakar et al., 2018; Wan et al., 2019

### 4. Compostos bioativos e o potencial antimicrobiano das macroalgas marinhas

Dentre os compostos com propriedades antimicrobianas que vêm sendo recentemente isolados e caracterizados de macroalgas, destacam-se os compostos fenólicos, proteínas, ácidos graxos, polissacarídeos, além de peptídeos, pigmentos, entre outros.

| Classe              | Ex.   |
|---------------------|---|
| Compostos fenólicos | ácido elágico, ácido gálico, catequina, fucol...  |
| Proteínas           | peptídeos antimicrobianos (AMPs), lectinas...     |
| Ácidos graxos       | ácido palmítico, ácido oleico, ácido esteárico... |
| Polissacarídeos     | carragenanas, alginatos, ulvanos...               |

EM RESUMO...

**Por que estudar esses compostos?**

- Alternativas naturais a antimicrobianos sintéticos
- Menor impacto ambiental
- Valorização da biodiversidade marinha

Cabral et al., 2021; Ismail et al., 2020; Lomartine et al., 2023

### 5. Possíveis aplicações e benefícios

As propriedades antimicrobianas encontradas nas espécies de macroalgas podem ter aplicações em diversas áreas, incluindo a saúde, o meio ambiente, o setor industrial e a aquicultura.

#### Saúde

Uma das principais aplicações dos compostos extraídos de algas está no controle de microrganismos prejudiciais, como bactérias e fungos. Estudos *in vitro* têm demonstrado resultados promissores na inibição do crescimento e na formação de biofilmes por esses organismos.



#### Indústria

A biomassa de macroalgas já vem sendo utilizada por diferentes setores industriais há alguns anos. No que se refere ao potencial de seus compostos bioativos, esses organismos têm sido empregados principalmente como fertilizantes naturais e agentes antimicrobianos na agricultura. Além disso, são empregados na produção de produtos farmacêuticos e nutracêuticos, incluindo estudos sobre os efeitos inibitórios sobre importantes patógenos de origem alimentar.



Costa-Lotufo et al., 2022; Silva et al., 2020; Wiradana et al., 2025

## 5. Possíveis aplicações e benefícios

### Aquicultura

Na aquicultura, compostos obtidos a partir de extratos brutos de algas vermelhas e verdes têm sido utilizados em testes com o objetivo de reduzir a formação de biofilmes de microrganismos patogênicos em cultivos de importância econômica.



### Meio Ambiente

As propriedades relacionadas ao meio ambiente dizem respeito às ações voltadas à exploração sustentável dessas biomoléculas. Nesse contexto, tanto o desenvolvimento de novas tecnologias quanto a busca por alternativas que auxiliem no enfrentamento da resistência antimicrobiana (RAM) são fundamentais.



Biriba-Dorhoi et al., 2020; Silva et al., 2020; Zammuto et al., 2022

## 6. Ciência, macroalgas, e conservação no Brasil

O Brasil destaca-se pela elevada diversidade de espécies marinhas distribuídas ao longo de seu litoral, as quais apresentam expressivo potencial biotecnológico. Nesse contexto, as algas marinhas ocupam posição de destaque, com registros atuais que indicam aproximadamente 750 espécies, número que permanece em constante atualização.

Apesar da megadiversidade, a América do Sul ainda apresenta menor volume de pesquisas voltadas às aplicações biotecnológicas de recursos marinhos em comparação a outros continentes. Nesse contexto, estudos que promovam esse avanço precisam ser incentivados.



Pesquisas que objetivam a bioprospecção contribuem na expansão do conhecimento acerca da biodiversidade marinha, como a documentação de espécies e seus perfis químicos. Essas informações não só fundamentam a conservação de habitats costeiros e marinhos, mas também embasam políticas públicas, incentivando uma abordagem integrada entre ciência, tecnologia e sustentabilidade. No que se refere ao potencial antimicrobiano, esses estudos podem subsidiar descobertas inovadoras nas áreas de produção, segurança alimentar e saúde pública.

Dos Santos et al., 2023; Simioni et al., 2019

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

As demandas atuais por novas tecnologias têm aumentado os impactos ambientais, tornando essencial a busca por alternativas mais sustentáveis. Nesse contexto, os produtos de origem natural ganham destaque, especialmente dentro da abordagem que integra saúde humana, animal e ambiental.

A biotecnologia marinha surge como uma importante fonte de compostos naturais devido à grande biodiversidade dos oceanos. Entre os organismos marinhos, as macroalgas apresentam elevado potencial biotecnológico, sendo reconhecidas por suas diversas propriedades, com destaque para a atividade antimicrobiana.

Estudos realizados em diferentes regiões do mundo demonstram que compostos bioativos extraídos de macroalgas podem inibir o crescimento de microrganismos prejudiciais à saúde humana, animal e vegetal. Apesar disso, esse potencial ainda é pouco explorado frente à enorme diversidade de espécies existentes.

Diante de desafios como a resistência aos antimicrobianos e a necessidade de tecnologias mais sustentáveis, a prospecção de compostos naturais dos ecossistemas marinhos torna-se fundamental. Essa estratégia contribui para o desenvolvimento de soluções inovadoras, seguras e ambientalmente responsáveis, além de incentivar a conservação e o uso sustentável da biodiversidade marinha.

## REFERÊNCIAS

- Andrade H.M.M.O., Ressa L.P., Souza, F.E.S., Silva N.F., Cabral M.C. and Teixeira D.J.A. Seaweed Production Potential in the Brazilian Northeast: A Study on the Eastern Coast of the State of Rio Grande do Norte, Brazil. *Sustainability*, 2020, 12, 780. DOI:10.3390/su12030780.
- Awarí, V. G.; Umeodagu, N. D.; Agu, K. C.; Okonkwo, N. N.; Ozuah, C. L.; Victor-Aduloju, A. T. The Ubiquity, Importance and Harmful Effects of Microorganisms: An Environmental and Public Health Perspective. *International Journal of Progressive Research in Engineering Management and Science*, v. 3, n. 12, p. 1-10, 2023.
- Biriba-Dorhoi, E. S.; Michiu, D.; Pop, C. R.; Rotar, A. M.; Tofana, M.; Pop, O. L.; Farcas, A. C. Macroalgae—A sustainable source of chemical compounds with biological activities. *Nutrients*, v. 12, n. 10, p. 3085, 2020. DOI: 10.3390/nu12103085
- Costa-Lotufo, L. V.; Colepicolo, P.; Pupo, M. T.; Palma, M. S. Bioprospecting macroalgae, marine and terrestrial invertebrates & their associated microbiota. *Biota Neotropica*, v. 22, n. spe, p.e20221345, 2022. DOI: 10.1590/1678-0811-BTN-2022-1345
- Hanley, Mick E.; Firth, Louise B.; Foggo, Andy. Victim of changes? Marine macroalgae in a changing world. *Annals of Botany*, v. 133, n. 1, p. 1-16, 2024. DOI: 10.1093/aob/mcad195
- Ismail, M. M.; Alotaili, B. S.; El-Sheekh, M. M. Therapeutic uses of red macroalgae. *Molecules*, v. 25, n. 19, p. 4411, 2020. DOI: 10.3390/molecules25194411
- Lomartire, S.; Gonçalves, A. M. An overview on antimicrobial potential of edible terrestrial plants and marine macroalgae Rhodophyta and Chlorophyta extracts. *Marine Drugs*, v. 21, n. 3, p. 163, 2023. DOI: 10.3390/md21030163
- Madigan, M. T.; Martinko, J. M.; Bender, K. S.; Buckley, D. H.; Stahl, D. A. *Microbiologia de Brock*, 14. ed. Porto Alegre: Artmed, 2018.
- Moënne-Loccoz, Y.; Mavingui, P.; Combes, C.; Normand, P.; Steinberg, C. Microorganisms and biotic interactions. *Environmental Microbiology: fundamentals and applications: Microbial ecology*, p. 395-444, 2015.
- Pacheco Flores-de-Vaigaz, A.; Lema Chavez, E.; Naranjo-Morán, J.; Mancano Saritana, P. Red macroalgae: an ecological alternative for sustainable agriculture in Ecuador. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras-INVEMAR*, v. 53, n. 2, p. 143-168, 2024. DOI: 10.25288/bimc.invemar.2024.53.2.1311
- Pepper, J. L.; Gentry, T. J. Microorganisms found in the environment. In: *Environmental microbiology*. Academic Press, 2015, p. 9-36. DOI: 10.1016/B978-0-12-394626-3.00002-8
- Pereira, L. Macroalgae. *Encyclopedia*, v. 1, n. 1, p. 177-188, 2021. DOI: 10.3390/encyclopedia1010017
- Prabha, S. P.; Nagappan, S.; Rathna, R.; Viveka, R.; Nakkeeran, E. Blue biotechnology: a vision for future marine biorefineries. In: *Refining Biomass Residues for Sustainable Energy and Bioproducts*. Academic Press, 2020, p. 463-480. DOI: 10.1016/B978-0-12-818996-2.00021-1
- Rotter, A.; Barbier, M.; Bertoni, F.; Bones, A. M.; Cancella, M. L.; Carlsson, J.; Vasquez, M. II. The essentials of marine biotechnology. *Frontiers in marine science*, v. 9, p. 629629, 2021. DOI: 10.3389/fmars.2021.629629

Silva, A.; Silva, S. A.; Carpena, M.; Garcia-Oliveira, P.; Gullón, P.; Barroso, M. F.; Simal-Gandara, J. Macroalgae as a source of valuable antimicrobial compounds: Extraction and applications. *Antibiotics*, v. 9, n. 10, p. 642. 2020. DOI: 10.3390/antibiotics9100642

Silva, A.; Silva, S. A.; Lourenço-Lopes, C.; Jimenez-Lopez, C.; Carpena, M.; Gullón, P.; Prieto, M. A. Antibacterial use of macroalgae compounds against foodborne pathogens. *Antibiotics*, v. 9, n. 10, p. 712. 2020. DOI: 10.3390/antibiotics9100712

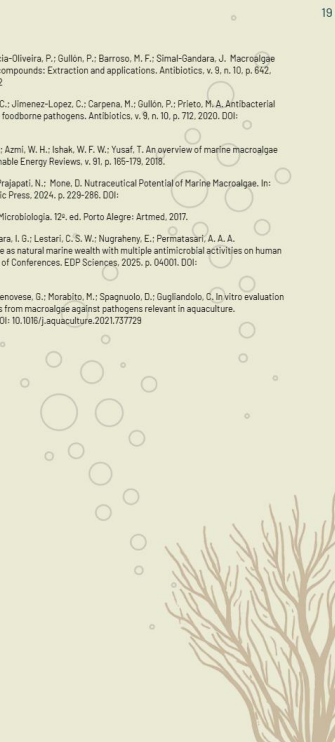
Sudhakar, K.; Mamat, R.; Samykano, M.; Azmi, W. H.; Ishak, W. F. W.; Yusaf, T. An overview of marine macroalgae as bioresource. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, v. 91, p. 165-179. 2018.

Trivedi, N.; Mondal, A. S.; Sharma, R.; Prajapati, N.; Mone, D. Nutraceutical Potential of Marine Macroalgae. In: *Algal Farming Systems*. Apple Academic Press, 2024, p. 229-265. DOI:

Tortora, G. J.; Funke, B. R.; Case, C. L. *Microbiologia*. 12<sup>a</sup> ed. Porto Alegre: Artmed, 2017.

Wiradana, P. A.; Sunarno, S.; Widhiantara, I. G.; Lestari, C. S. W.; Nugraheny, E.; Permatasari, A. A. A. P.; Parjaitan, N. S. D. Brown macroalgae as natural marine wealth with multiple antimicrobial activities on human pathogens: A mini-review. In: *BIO Web of Conferences*. EDP Sciences, 2025, p. 04001. DOI: 10.1051/bioconf/202519804001

Zammuto, V.; Rizzo, M. G.; Spanò, A.; Genovese, G.; Morabito, M.; Spagnuolo, D.; Gugliandolo, C. In vitro evaluation of antibiofilm activity of crude extracts from macroalgae against pathogens relevant in aquaculture. *Aquaculture*, v. 543, p. 737729. 2022. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2021.737729



## 7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A elaboração da revisão sistemática e do material didático demonstraram o crescimento de pesquisas sobre o potencial antimicrobiano de macroalgas em diferentes continentes, enquanto revelou lacunas significativas de investigação na América do Sul. Esse fato reforça a importância de estudos regionais que valorizem a biodiversidade neotropical marinha e suas aplicações biotecnológicas.

Os resultados obtidos dos testes indicaram que os extratos a partir das macroalgas *Rhizoclonium riparium*, *Cladophoropsis membranacea*, *Sargassum* sp. e de forma menos expressiva *Bostrychia calliptera* foram mais eficientes para os aspectos morfológicos, onde foram observadas variações conforme a interação entre fungos, macroalgas e concentrações utilizadas. Em relação ao crescimento micelial, os extratos alcançaram zonas de inibição de maior redução registrada para *F. dimerum*, seguido de *P. citrinum* e *A. fumigatus*. Para as taxas de esporulação, germinação e fixação, alguns extratos indicaram inibição, e outros crescimento das taxas.

De forma complementar, os aspectos fisiológicos como o conteúdo total de proteínas e a atividade das enzimas  $\beta$ -1,3-glucanase e quitinase foram reduzidos mediante todos os extratos. Logo, diante da maior recorrência dos extratos de *R. riparium*, *C. membranacea*, *Sargassum* sp., estes foram direcionados à análise fitoquímica, na qual foram identificados grupos químicos já reconhecidos por sua relação com a atividade antimicrobiana (compostos fenólicos, flavonoides, terpenos, cumarinas, saponinas).

O estudo dialoga com os Objetivos de Desenvolvimento Sustentável, principalmente no que tange ao ODS 3, visto que evidencia o potencial de compostos naturais no controle de microrganismos fúngicos, e ao ODS 14, ao reforçar a importância da conservação e uso sustentável dos ecossistemas marinhos como fonte de bioprospecção.

À vista disso, observa-se que a combinação entre os parâmetros analisados indica uma ação antifúngica promissora por parte de espécies de macroalgas coletadas no estado do Maranhão, Brasil. Dessa forma, o presente estudo contribui para a prospecção de biomoléculas aplicáveis ao controle microbiológico, especialmente em um contexto ainda pouco explorado no cenário nacional, no que se refere a estudos com macroalgas locais e fungos oriundos de organismos aquáticos. Ademais, destaca-se a necessidade de mais pesquisas voltadas à identificação dos compostos ativos, além da avaliação de sua aplicabilidade prática nos setores da saúde, da aquicultura e produção de alimentos.



*Emitido em 28/04/2026*

**DOCUMENTOS COMPROBATÓRIOS Nº 632/2026 - DPARQ (11.14.68.07.05)**

**(Nº do Protocolo: NÃO PROTOCOLADO)**

*(Assinado digitalmente em 28/04/2026 13:59)*

**RONALD SILVA DIAS**

*CHEFE DIVISAO*

839738

Para verificar a autenticidade deste documento entre em <https://sis.sig.uema.br/documentos/> informando seu número:  
**632**, ano: **2026**, tipo: **DOCUMENTOS COMPROBATÓRIOS**, data de emissão: **28/04/2026** e o código de  
verificação: **749b88f7fc**

