



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE BIOCIÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS



GABRIEL DA SILVA FERREIRA

**DIVERSIDADE FÚNGICA EM TARTARUGAS MARINHAS COM ÊNFASE
EM *Caretta caretta* LINNAEUS, 1758 NO LITORAL DE IPOJUCA -
PERNAMBUCO, NORDESTE DO BRASIL**

Recife
2023

GABRIEL DA SILVA FERREIRA

**DIVERSIDADE FÚNGICA EM TARTARUGAS MARINHAS COM ÊNFASE
EM *Caretta caretta* LINNAEUS, 1758 NO LITORAL DE IPOJUCA -
PERNAMBUCO, NORDESTE DO BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas (PPGCB) da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE), como requisito parcial para obtenção do título de mestre em Ciências Biológicas

Área de concentração: Meio Ambiente

Orientadora: Dr^a Maria Betânia Melo de Oliveira

Coorientador: Dr. Renan do Nascimento Barbosa

Recife

2023

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP) de acordo com ISBD

Ferreira, Gabriel da Silva

Diversidade fúngica em tartarugas marinhas com ênfase em *Caretta caretta* Linnaeus, 1758 no litoral de Ipojuca- Pernambuco, Nordeste do Brasil / Gabriel da Silva Ferreira– 2023.

87 f. : il., fig., tab.

Orientadora: Maria Betânia de Melo Oliveira
Coorientador: Renan do Nascimento Barbosa

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Recife, 2023.

Inclui referências.

1. Tartaruga marinha 2. Fungos 3. Ipojuca (PE) I. Oliveira, Maria Betânia de Melo (orient.) II. Barbosa, Renan do Nascimento (coorient.) III. Título

597.928

CDD (22.ed.)

UFPE/CB – 2023 -173

GABRIEL DA SILVA FERREIRA

**DIVERSIDADE FUNGICA EM TARTARUGAS MARINHAS COM ÊNFASE
EM *Caretta caretta* LINNAEUS, 1758 NO LITORAL DE IPOJUCA -
PERNAMBUCO, NORDESTE DO BRASIL**

Dissertação apresentada ao PPGCB
da UFPE, como requisito parcial para
obtenção do título de mestre em
Ciências Biológicas.

Aprovada em: 31/05/2023

BANCA EXAMINADORA

Prof^a. Dr^a. Maria Betânia Melo de Oliveira (Orientador)
Universidade Federal de Pernambuco

Prof^o. Dr. Ranilson de Souza Bezerra
Universidade Federal de Pernambuco
(examinador Interno)

Prof^a. Dr^a. Ednilza Maranhão dos Santos
Universidade Federal Rural de Pernambuco
(membro exteno)

Dedico à
Célia Celis da Silva Ferreira,
Edimur Ferreira Pimentel
& Gabrieli da Silva Ferreira.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus e a minha família por seu amor incondicional e apoio constante ao longo desta jornada acadêmica.

Agradeço a Capes pelo financiamento concedido durante a pesquisa, que foi fundamental para o desenvolvimento deste trabalho.

Expresso minha gratidão ao PPGCB da UFPE, por proporcionar o ambiente acadêmico propício ao desenvolvimento do estudo.

Agradeço ao Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) pela autorização e suporte durante as atividades de coleta.

Meus sinceros agradecimentos vão para os meus orientadores, Maria Betânia Melo de Oliveira do Departamento de Bioquímica-UFPE e Renan do Nascimento Barbosa do Departamento de Micologia-UFPE pelo valioso suporte, orientação e conhecimentos compartilhados.

Agradeço aos responsáveis pelos laboratórios: Laboratório de Fungos Fitopatogênicos e Biocontroladores (Labfito) e Micoteca URM do Departamento de Micologia, Biologia Molecular (Biomol) do Departamento de Bioquímica e Laboratório de Bioinformática e Biologia Evolutiva (LABBE) do Departamento de Genética, por disponibilizarem a infra-estrutura e os insumos necessários para realização dos experimentos e análises dos dados desta pesquisa.

Expresso minha gratidão a Organização Não Governamental (ONG) Ecoassociados pelo apoio durante as coletas realizadas, fortalecendo a importância da preservação ambiental.

Expresso minha gratidão aos colegas dos laboratórios e ONG pela colaboração, amizade e compartilhamento de conhecimentos, tornando os dias de trabalho mais enriquecedores.

Por fim, agradeço a todos que contribuíram de alguma forma durante esses dois anos de mestrado, seja por meio de sugestões, discussões, apoio emocional ou suporte técnico.

Meu mais profundo agradecimento a cada um de vocês. Sem o apoio e contribuição de todos, este trabalho não seria possível. Que nossas contribuições científicas continuem impulsionando avanços e benefícios para a sociedade.

“Peça a Deus que abençoe os seu planos e eles darão certo”.
(Provérbios 16:3).

RESUMO

As tartarugas marinhas são dependentes de suas rotas migratórias e de ambientes costeiros para alimentação e reprodução, mantendo contato frequente com diversos organismos fúngicos. No entanto, a escassez de estudos micológicos ressalta a necessidade de pesquisas adicionais para a compreensão dessas interações. Este estudo tem como objetivo apoiar os esforços de conservação das tartarugas marinhas, ao investigar a variedade de fungos presentes em tartarugas marinhas e identificar a diversidade dos fungos encontrados nos ninhos e ovos, para isso, este estudo possui duas abordagens: 1. Levantamento bibliográfico sobre a interação de fungos em tartarugas marinhas em escala global e 2. Investigação da diversidade fúngica em ninhos e ovos de tartarugas da espécie *Caretta caretta* ao longo da costa litorânea do município de Ipojuca-PE, nordeste do Brasil. Para atender a primeira abordagem foram realizadas buscas na literatura utilizando as palavras chaves "sea turtle and fungi" (em língua inglesa) e "tartarugas marinhas e fungos" (em português) por meio de bases de dados como BVS, SciELO, Periódicos CAPES e Google Acadêmico. Foram considerados artigos publicados que abordassem à ecologia entre fungos e tartarugas marinhas nos últimos 10 anos (2010-2020). De acordo com os critérios estabelecidos, foram selecionados 27 artigos, os quais revelaram a ocorrência de 29 gêneros fúngicos nas tartarugas marinhas investigadas, sendo os gêneros: *Fusarium* (21%), *Aspergillus* (11%) e *Cladosporium* (11%) os mais frequentes presentes em todas as fases de desenvolvimento, desde ovos até animais adultos. Apesar dos dados apresentados, ainda são necessários mais esforços para compreender a interação das comunidades fúngicas com estes animais marinhos. Sendo assim, esta dissertação realizou sua segunda abordagem com coletas de ovos e areia em ninhos de tartaruga da espécie *C. caretta* ocorrente nas praias de Porto de Galinhas, Muro Alto e Maracaípe, localizadas no litoral pernambucano. Os fungos foram isolados por meio de diluição das amostras em meios de cultura específicos e identificados morfológica e molecularmente por meio do sequenciamento parcial do gene β -tubulina. No total foram obtidos 207 isolados, 104 (50,2%) identificados como pertencentes aos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces*. O mais prevalente foi *Penicillium* representado por 11 espécies (*P. allii-sativi*, *P. brocae*, *P. citreosulfuratum*, *P. citrinum*, *P. coffae*, *P. mallochii*, *P. meliponae*, *P. oxalicum*, *P. steckii*, *P. sp. Nov. 1* e *P. sp. Nov. 2.*); seguido do *Aspergillus* oito espécies (*A. flavus*, *A. hortae*, *A. insulicola*, *A. niger*, *A. sidowii*, *A. tamarisii*, *A. terreus* e *A. unguis*) e *Talaromyces* quatro espécies (*T. albobiverticillius*, *T. alveolaris*, *T. pigmentosus* e *T. wortmannii*). *A. sidowii* e *P. citrinum* foram encontradas em abundância tanto dentro dos ovos quanto na areia, enquanto os isolados de *Talaromyces* foram identificados exclusivamente no conteúdo interno dos ovos. Esses resultados sugerem a existência de interações ecológicas específicas ainda não completamente compreendidas e contribuem para ampliar nosso conhecimento sobre a ecologia das tartarugas marinhas e a potencial influência dos fungos em sua reprodução. Dessa forma, são necessários estudos adicionais para aprofundar nosso entendimento em relação ao potencial benéfico, neutro ou maléfico das espécies encontradas.

Palavras-chave: Costa litorânea; *Aspergillus*; *Penicillium*; *Talaromyces*; Ovos; Micobiota; Biologia da conservação.

ABSTRACT

Marine turtles are dependent on their migratory routes and coastal environments for feeding and reproduction, maintaining frequent contact with various fungal organisms. However, the scarcity of mycological studies highlights the need for additional research to understand these interactions. This study aims to support the conservation efforts of marine turtles by investigating the variety of fungi present in marine turtles and identifying the diversity of fungi found in nests and eggs. For this purpose, the study adopts two approaches: 1. A literature review on the interaction of fungi in marine turtles on a global scale, and 2. Investigation of fungal diversity in nests and eggs of *Caretta caretta* turtles along the coastal region of Ipojuca-PE, northeastern Brazil. The literature searches were conducted using the keywords "sea turtle and fungi" (in English) and "*tartarugas marinhas e fungos*" (in Portuguese) through databases such as BVS, SciELO, CAPES Periodicals, and Google Scholar. Articles published in the last 10 years (2010-2020) that addressed the ecology between fungi and marine turtles were considered. According to the established criteria, 27 articles were selected, which revealed the occurrence of 29 fungal genera in the investigated marine turtles, with *Fusarium* (21%), *Aspergillus* (11%), and *Cladosporium* (11%) being the most frequently present in all development stages, from eggs to adult animals. Despite the presented data, further efforts are required to understand the interaction of fungal communities with these marine animals. Therefore, this dissertation pursued its second approach by collecting eggs and sand from nests of *C. caretta* turtles in the beaches of Porto de Galinhas, Muro Alto, and Maracaípe, located on the coast of Pernambuco. The fungi were isolated through dilution of samples in specific culture media and morphologically and molecularly identified through partial sequencing of the β -tubulin gene. In total, 207 isolates were obtained, with 104 (50.2%) identified as belonging to the genera *Aspergillus*, *Penicillium*, and *Talaromyces*. *Penicillium* was the most prevalent, represented by 11 species (*P. allii-sativi*, *P. brocae*, *P. citreosulfuratum*, *P. citrinum*, *P. coffae*, *P. mallochii*, *P. meliponae*, *P. oxalicum*, *P. steckii*, *P. sp. Nov. 1*, and *P. sp. Nov. 2*); followed by *Aspergillus* with eight species (*A. flavus*, *A. hortae*, *A. insulicola*, *A. niger*, *A. sidowii*, *A. tamarii*, *A. terreus*, and *A. unguis*) and *Talaromyces* with four species (*T. albobiverticillius*, *T. alveolaris*, *T. pigmentosus*, and *T. wortmannii*). *A. sidowii* and *P. citrinum* were found abundantly both inside the eggs and in the sand, while *Talaromyces* isolates were exclusively identified in the internal content of the eggs. These results suggest the existence of specific ecological interactions not yet fully understood and contribute to expanding our knowledge about the ecology of marine turtles and the potential influence of fungi on their reproduction. Therefore, further studies are necessary to deepen our understanding regarding the beneficial, neutral, or harmful potential of the identified species.

Keywords: Coastal área; *Aspergillus*; *Penicillium*; *Talaromyces*; Eggs; Microbiota; Conservation biology.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	10
2	OBJETIVOS	12
2.1	GERAL	12
2.2	ESPECÍFICOS	12
3	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	13
3.1	TARTARUGAS MARINHAS: ECOLOGIA E CONSERVAÇÃO	13
3.2	MICROBIOTA E AMBIENTES COSTEIROS	15
3.3	MÉTODOS TRADICIONAIS DE IDENTIFICAÇÃO DA MICROBIOTA	17
3.4	VANTAGENS DA ANÁLISE MOLECULAR NA IDENTIFICAÇÃO DA MICROBIOTA	18
3.5	RELAÇÃO ENTRE A MICROBIOTA E OVOS DE TARTARUGAS MARINHAS	20
3.5.1	Estudos sobre microbiota em ninhos de tartarugas marinhas	21
3.5.2	Monitoramento no litoral sul do Brasil	22
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	24
4.1	ARTIGO 1 – Fungos e tartarugas marinhas: uma interação ecológica harmônica ou desarmônica?	24
4.2	ARTIGO 2 – Incidência de <i>Aspergillus</i> , <i>Penicillium</i> e <i>Talaromyces</i> em ninhos de <i>Caretta caretta</i> Linnaeus, 1758 no litoral de Ipojuca, Pernambuco - Brasil	47
5	CONCLUSÕES	77
6	SÚMULA CURRICULAR	78
	REFERÊNCIAS	79

1 INTRODUÇÃO

As tartarugas marinhas são animais que desempenham um importante papel nos ecossistemas marinhos. Como animais migratórios, elas têm uma ampla distribuição geográfica; conforme crescem, mudam de habitat geralmente em busca de alimentos e/ou reprodução. São essenciais para a manutenção da biodiversidade marinha, pois atuam no controle de populações, como as medusas e algas contribuindo para manter o equilíbrio ecológico dos oceanos. Durante a temporada de desova, as fêmeas enterram seus ovos na areia da praia e, após cerca de 45 a 60 dias, os filhotes nascem e iniciam sua jornada no mar (BRODERICK et al., 2003; CAMPBELL, 2012; MARCOVALDI; DEI MARCOVALDI, 1999; MARGARITOU LIS et al., 2003; SEMINOFF; SHANKER, 2008).

Nos últimos anos, as tartarugas marinhas vem enfrentando diversas ameaças em todo o mundo. A poluição dos oceanos, a pesca incidental, a perda de habitat e as mudanças climáticas são algumas das principais ameaças que afetam essas espécies (FERREIRA et al., 2022; FLORES-AGUIRRE et al., 2023; KAMROWSKI et al., 2012; WALLACE et al., 2010). A ingestão de plásticos, que muitas vezes é confundida com alimento, pode causar problemas digestivos e levar a morte, juntamente com a pesca incidental. A destruição de habitats costeiros e a urbanização também são preocupações crescentes, pois esses animais dependem desses locais para desovar e alimentar-se. Além disso, a mudança climática, que afeta as temperaturas do mar e os padrões de correntes oceânicas, também pode ter um impacto significativo nas tartarugas marinhas. Por isso, torna-se crucial que medidas de conservação sejam implementadas para proteger essas espécies e garantir sua sobrevivência a longo prazo (FERREIRA et al., 2022; GODLEY et al., 2008; WALLACE et al., 2011).

Um aspecto pouco explorado da biologia das tartarugas marinhas é a micobiota presente nos seus ninhos. A micobiota é o conjunto de fungos que coloniza determinado ambiente e, nos ninhos de tartarugas marinhas estes podem desempenhar um papel importante na ecologia desses animais (DOMICIANO; DOMIT; BRACARENSE, 2017; LIMA et al., 2012). Segundo Halls & Randall (2018), os fungos presentes nos ninhos dessas espécies podem ser influenciados pelas condições favoráveis ao seu desenvolvimento, podendo afetar os embriões e a sobrevivência dos filhotes. Portanto, compreender a micobiota presente nos ninhos de

tartarugas marinhas é fundamental para a conservação dessas espécies e para o manejo dos seus habitats de nidificação.

Em um estudo realizado por Broderick et al. (2003), a microbiota com potencial patogênico nos ninhos de tartarugas marinhas foi verificada, e acredita-se que pode afetar a saúde dos filhotes e a sobrevivência da ninhada. Além disso, segundo o mesmo estudo, a presença de lixo plástico nesses ninhos também pode aumentar o risco de infecção. Esses resultados destacam a importância de se avaliar a qualidade microbiológica dos habitats de nidificação das tartarugas marinhas e de se implementar medidas de gestão para proteger esses animais e seus habitats.

Considerando o supracitado, supõe-se que os ovos e a areia dos ninhos da tartaruga marinha *C. caretta*, coletados no litoral de Ipojuca, Pernambuco, região nordeste do Brasil, abrigam uma microbiota específica e estabelecem interações ecológicas com espécies de fungos ainda não descritas pela ciência, tais como mutualismo e comensalismo. Além disso, é possível que as espécies fúngicas também apresentem interações entre si, como competição e amensalismo.

Diante do exposto, este trabalho teve por objetivo revisar interações entre as tartarugas marinhas e os fungos, além de isolar e identificar fungos em ninhos e ovos da espécie *C. caretta* ao longo da costa litorânea do município de Ipojuca-PE. Especificamente, busca-se avaliar a diversidade da população fúngica, investigar possíveis correlações entre a presença de fungos e as características dos ninhos e ovos, além de avaliar os possíveis impactos devido as colonizações destes fungos na viabilidade dos ovos e no sucesso da incubação. O estudo fornecerá subsídios para auxiliar a compreensão da ecologia da espécie e para a elaboração de estratégias de conservação e manejo pelos órgãos responsáveis dos possíveis impactos da população fúngica na sobrevivência das tartarugas marinhas.

2 OBJETIVOS

2.1 GERAL

Contribuir para a conservação das tartarugas marinhas, por meio da avaliação da diversidade fúngica em tartarugas marinhas e da identificação da diversidade dos fungos em ninhos e ovos de tartarugas da espécie *Caretta caretta* ao longo da costa litorânea do município de Ipojuca-PE, nordeste do Brasil.

2.2 ESPECÍFICOS

- Realizar uma revisão de literatura abrangendo a ocorrência de fungos em tartarugas marinhas ao redor do mundo;
- Investigar a ocorrência de fungos em amostras de areia e ovos não eclodidos em ninhos da espécie *C. caretta*;
- Identificar os isolados fúngicos fenotipicamente e molecularmente;
- Avaliar a abundância dos fungos, diferenciando entre as localizações de coleta (areia e ovos não eclodidos);
- Depositar representantes isolados de cada espécie de fungo na coleção da Micoteca URM da UFPE.

3 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

3.1 TARTARUGAS MARINHAS: ECOLOGIA E CONSERVAÇÃO

As tartarugas marinhas enfrentam sérios desafios mundiais em relação a sua conservação (FERREIRA et al., 2022; WALLACE et al., 2011). Existem sete espécies de tartarugas marinhas: tartaruga-verde (*Chelonia mydas*), tartaruga-de-pente (*Eretmochelys imbricata*), tartaruga-oliva (*Lepidochelys olivacea*), tartaruga-de-couro (*Dermochelys coriacea*), tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*), tartaruga-de-kempi (*Lepidochelys kempii*) e tartaruga-de-papua (*Natator depressus*); todas enfrentando sérios riscos de extinção de acordo com a União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN) (ABREU-GROBOIS, 2008; CASALE; TUCKER, 2015; MORTIMER, 2008; SEMINOFF, 2004; WIBBELS; BEVAN, 2019). A perda de habitats costeiros, a degradação dos ecossistemas marinhos, a pesca incidental, a poluição dos oceanos e as mudanças climáticas são algumas das principais ameaças que contribuem para a diminuição dessas espécies em todo o mundo (WALLACE et al., 2011). Adicionalmente, a captura acidental em pesca artesanal, como redes e anzóis, representa uma ameaça significativa para estes animais em suas áreas de alimentação. A poluição dos oceanos, incluindo plásticos, pesticidas e produtos químicos tóxicos, também tem impactos negativos, causando danos à sua saúde e desenvolvimento. Ações de conservação urgentes e eficazes, como a proteção de habitats críticos, a implementação de práticas pesqueiras sustentáveis e a conscientização pública são essenciais para reverter o *status* de conservação preocupante das tartarugas marinhas (TROËNG; CHALOUPKA, 2007; WALLACE et al., 2011).

Estes animais desempenham um papel vital na ecologia marinha e costeira, tornando sua conservação de extrema importância. São considerados espécies-chave devido aos múltiplos impactos que têm nos ecossistemas em que vivem, pois são responsáveis pelo controle de populações de medusas e outros invertebrados, contribuindo para o transporte de nutrientes entre diferentes habitats, por exemplo, através do transporte de algas e crustáceos de áreas de alimentação para áreas de reprodução. Essa transferência de nutrientes é essencial para a saúde e a produtividade dos ecossistemas costeiros

(BJORNDAL; BOLTEN; CHALOUKKA, 2019; HAMANN et al., 2010; MATSUZAWA et al., 2016; SHAMBLIN et al., 2012; WALLACE et al., 2011).

A sua presença também tem efeitos positivos na saúde dos recifes de corais, uma vez que se alimentam das algas que competem com o coral por espaço. Além disso, são conhecidas por criar "sombra de nutrientes" enquanto se alimentam, o que atrai uma grande variedade de organismos marinhos, aumentando a diversidade e a abundância de espécies em seu torno, nas regiões de alimentação. Em compensação, servem como fonte de alimento para outros predadores marinhos, mantendo a cadeia alimentar equilibrada. Portanto, a conservação das tartarugas marinhas não apenas beneficia diretamente essas espécies ameaçadas, mas também promove a saúde e a resiliência de ecossistemas marinhos inteiros. A conservação dessas espécies é crucial para preservar a biodiversidade marinha e manter a funcionalidade destes ecossistemas costeiros (BJORNDAL; BOLTEN; CHALOUKKA, 2019; MATSUZAWA et al., 2016; SHAMBLIN et al., 2012).

Os ninhos de tartarugas marinhas desempenham um papel crucial para as espécies. Esses locais representam uma etapa vital do ciclo de vida, onde as fêmeas depositam seus ovos no qual ocorre o desenvolvimento embrionário. Os ninhos são cuidadosamente selecionados pelas tartarugas, com base em fatores como temperatura, textura do solo e proximidade da água. A escolha de locais adequados para nidificação é essencial para o sucesso reprodutivo desses animais, garantindo a sobrevivência das próximas gerações. Além disso, estes desempenham um papel importante na proteção dos ovos contra predadores e perturbações humanas, proporcionando um ambiente seguro até o nascimento (FLORES-AGUIRRE et al., 2023; GATTO; REINA, 2022; KAMROWSKI et al., 2012; TEZAK et al., 2020).

A espécie *Caretta caretta* Linnaeus, 1758, conhecida por tartarugas-cabeçudas, é considerada uma tartaruga carnívora, possuindo uma mandíbula forte e afiada, adaptada para esmagar e triturar suas presas. Elas se alimentam principalmente de invertebrados, incluindo: caranguejos, camarões, moluscos e ouriços-do-mar, mas essa dieta pode ser variável a depender da disponibilidade de alimentos nas áreas em que habitam. Seu estilo de vida é altamente migratório, com longas viagens entre áreas de alimentação e reprodução. Quanto ao tamanho, podem atingir até 1,36 metros de comprimento e pesar mais

de 180 kg quando adultas. Sua idade pode ser estimada através do exame de anéis de crescimento em seus ossos e carapaças, indicando que podem viver até mais de 50 anos. A coloração dessas tartarugas é geralmente marrom-escura no dorso, com tons mais claros nas áreas ventrais (CASALE; TUCKER, 2015; MARGARITOU LIS et al., 2003; WALLACE et al., 2011).

Figura 1: Representação da tartaruga marinha *Caretta caretta*.



Fonte: Tamar (2023).

3.2 MICOBIOTA E AMBIENTES COSTEIROS

A micobiota refere-se ao conjunto de fungos presentes em um determinado ambiente (BYRD; BELKAID; SEGRE, 2018; CALLEWAERT; RAVARD HELFFER; LEBARON, 2020). Os fungos são organismos hiperdiversos e podem ser encontrados nos mais diferentes nichos ecológicos e quando comparados em termos de diversidade ao reino vegetal e animal, as estimativas sugerem ser numericamente superiores a este último (HAWKSWORTH; LÜCKING, 2017; LOGUERCIO-LEITE et al., 2006).

Fungos desempenham um papel fundamental na manutenção da saúde e do equilíbrio dos ecossistemas naturais. Pesquisas demonstram que a sua composição pode variar de acordo com fatores ambientais, como a disponibilidade de nutrientes, a umidade e a temperatura (que podem favorecer, ou não, a sua sobrevivência) e com o potencial de estar presentes em diversos habitats, como: solos, plantas, água doce e ambientes marinhos, possuindo uma ampla diversidade (ADELEKE; BABALOLA, 2021; BOGAS et al., 2022; PORRAS-ALFARO; BAYMAN, 2011; TEDERSOO et al., 2014). Desempenham uma série de funções ecológicas importantes: decomposição da matéria

orgânica, ciclagem de nutrientes, interações simbióticas com plantas e animais, além de poder produzir substâncias químicas com potencial medicinal e industrial (PORRAS-ALFARO; BAYMAN, 2011; TEDERSOO; MAY; SMITH, 2010; VELLEND, 2010).

Essas comunidades de fungos podem estar envolvidas em uma variedade de interações complexas com outros organismos. Por exemplo, o estabelecimento de relações simbióticas com as raízes das plantas, formando micorrizas, que auxiliam na absorção de nutrientes e no crescimento das plantas (TEDERSOO; MAY; SMITH, 2010). Além disso, a microbiota também pode ter um impacto significativo na saúde dos organismos hospedeiros, influenciando seu sistema imunológico, metabolismo e proteção contra patógenos (LI et al., 2021; PECORARO et al., 2021). Estudos científicos têm enfatizado as diversidades e a relevância desses organismos na natureza, fornecendo conhecimento valioso sobre sua ecologia com outros organismos e os serviços ecossistêmicos que desempenham (KHALIL et al., 2021; PECORARO et al., 2021; SARMIENTO RAMIREZ et al., 2016).

A diversidade e função dos fungos em ecossistemas costeiros têm sido objeto de vários estudos, revelando a importância desses microrganismos para saúde e manutenção desses ambientes. Estudos têm demonstrado que os fungos encontrados no ambiente costeiro estão envolvidos em processos como decomposição de matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, simbiose com plantas, interações com animais marinhos e produção de enzimas essenciais para degradação de compostos complexos (GOMES et al., 2008; PHAM; DINH; NGUYEN, 2021; RAGHUKUMAR, 2017; RICHARDS et al., 2012; VELEZ et al., 2022).

Além disso, há nessa microbiota uma ampla gama de espécies adaptadas às condições específicas desses ambientes, como: alta salinidade, flutuações de temperatura e exposição a radiação solar intensa como observado em espécies de *Aspergillus* spp., *Penicillium* spp., *Trichoderma* spp., *Fusarium* spp., dentre outras. Ainda, as interações entre fungos e plantas costeiras desempenham um papel crucial na colonização e estabilização de dunas. Outrossim, sua capacidade de produzir enzimas extracelulares contribui para a decomposição de detritos vegetais e animais, resultando na reciclagem de nutrientes e na manutenção do equilíbrio ecológico dos ecossistemas costeiros (GOMES et al.,

2008; PHAM; DINH; NGUYEN, 2021; RAGHUKUMAR, 2017; RICHARDS et al., 2012; VELEZ et al., 2022).

A compreensão da diversidade e função da microbiota em ambientes naturais tem sido impulsionada pelo avanço das técnicas de sequenciamento de DNA, como o sequenciamento de nova geração. Essas abordagens permitiram a identificação de uma riqueza, ainda maior, de espécies fúngicas e revelaram interações complexas entre diferentes grupos de fungos e seu ambiente. Compreender a composição e a diversidade da microbiota em ambientes naturais é fundamental para entender os processos ecológicos, a dinâmica dos ecossistemas e o potencial biotecnológico associado a estes organismos (O'BRIEN et al., 2005; PORRAS-ALFARO; BAYMAN, 2011; RICHARDS et al., 2012; VAN DER HEIJDEN; BARDGETT; VAN STRAALEN, 2008).

3.3 MÉTODOS TRADICIONAIS DE IDENTIFICAÇÃO DA MICOBIOTA

Os métodos tradicionais de identificação de fungos, como o cultivo em meios de cultura, têm sido amplamente utilizados para estudar a presença destes organismos em ambientes naturais. Esses métodos envolvem a coleta de amostras, o isolamento dos microrganismos em meios de cultura específicos e a observação de suas características morfológicas e fisiológicas. Embora essas abordagens tenham contribuído significativamente para o conhecimento da diversidade fúngica, elas apresentam limitações e desafios que podem comprometer uma identificação precisa e abrangente (HAWKSWORTH, 2001; HAWKSWORTH; LÜCKING, 2017; PEAY; KENNEDY; TALBOT, 2016; SCHOCH et al., 2012; SUN; GUO; HYDE, 2011).

Uma das principais limitações dos métodos tradicionais de cultivo é a dependência da capacidade de crescimento dos fungos em meios de cultura específicos. Muitos, têm requisitos nutricionais e ambientais específicos, o que pode resultar na subestimação da real diversidade das espécies ali presentes. Além disso, alguns microrganismos podem ser considerados não cultiváveis, ou seja, não se desenvolvem adequadamente nos meios de cultura disponíveis, o que impede sua identificação utilizando essas técnicas (GAD et al., 2021; PEAY; KENNEDY; TALBOT, 2016; SILVA et al., 2022; SUN; GUO; HYDE, 2011; TEDERSOO; LINDAHL, 2016).

Outro desafio na identificação tradicional de fungos é a dificuldade de distinguir espécies morfológicamente semelhantes ou variantes genéticas dentro de uma mesma espécie (DAMIALIS et al., 2015; KRAUSS et al., 2011; NILSSON et al., 2019). A identificação com base apenas em características morfológicas pode levar a erros de identificação e a subestimação da diversidade real. Alguns microrganismos podem apresentar formas de vida distintas em diferentes estágios de seu ciclo de vida, o que pode dificultar ainda mais a correta identificação (GAD et al., 2021; PEAY; KENNEDY; TALBOT, 2016; SILVA et al., 2022; SUN; GUO; HYDE, 2011; TEDERSOO; LINDAHL, 2016). Apesar das restrições relacionadas a identificação morfológica, o isolamento de microrganismos ainda é fundamental em pesquisas científicas, seja como estratégia para conservação e manutenção dos recursos biológicos seja como patrimônio genético para utilização em pesquisas biotecnológicas.

No entanto, distinguir espécies com base na morfologia representa um grande desafio, sobretudo em fungos assexuados, devido a escassez de características morfológicas distintivas. A ausência de esporos sexuais ou órgãos reprodutivos especializados dificulta bastante essa classificação taxonômica. Esses fungos se reproduzem principalmente por fragmentação, brotamento ou outros processos assexuados, o que torna problemática esta identificação baseada em características morfológicas tradicionais (CROUS et al., 2022; GAMS, 2000; HERNÁNDEZ-RESTREPO; GROENEWALD; CROUS, 2016; JEEWON; HYDE, 2016; SEIFERT, 2009).

Para superar essas limitações e desafios, métodos moleculares como sequenciamento de DNA e técnicas de Reação em Cadeia da Polimerase (PCR), têm sido cada vez mais empregadas na identificação da microbiota. Essas abordagens permitem a identificação precisa e rápida, independentemente de sua capacidade de cultivo. Além disso, a análise genética oferece informações mais detalhadas sobre a diversidade fúngica e permite a distinção de espécies morfológicamente semelhantes (NILSSON et al., 2019; SILVA et al., 2022; TEDERSOO; LINDAHL, 2016; YILMAZ et al., 2014).

3.4 VANTAGENS DA ANÁLISE MOLECULAR NA IDENTIFICAÇÃO DA MICROBIOTA

A análise molecular tem se mostrado uma ferramenta essencial para a identificação precisa de fungos, uma vez que, a identificação morfológica pode ser difícil e imprecisa. Dentre os métodos de análise molecular utilizados para identificação de fungos, destacam-se a PCR e o sequenciamento de DNA. A PCR é uma técnica que amplifica, seletivamente, um segmento específico de DNA e pode ser utilizada para identificar fungos presentes em uma amostra clínica ou ambiental. Já o sequenciamento de DNA permite a identificação de espécies de fungos por meio da análise de sequências de nucleotídeos presentes em regiões específicas do genoma fúngico, como o Internal Transcribed Spacer (ITS), β -tubulina (tubB), Calmodulina (CAL), Translation Elongation Factor 1-alpha (TEF1- α), Elongation factor 1-alpha (EF1- α), dentre outros, os quais correspondem a regiões altamente conservadas no genoma destes organismos (IRINYI et al., 2015; SCHOCH et al., 2012; WAGNER et al., 2018).

O uso da análise molecular tem se mostrado eficaz não apenas na identificação de fungos, mas também em estudos filogenéticos, permitindo melhor compreensão da diversidade e precisão na classificação taxonômica. Além disso, a análise molecular também é utilizada na detecção de espécies patogênicas resistentes a medicamentos, o que é essencial para um tratamento mais adequado e eficaz de infecções fúngicas (ALEM et al., 2022; EGHTEDAR NEJAD et al., 2020; IRINYI et al., 2015; PANG et al., 2019; SABINO et al., 2014).

Diversas pesquisas utilizaram essas técnicas para identificar a micobiota em diferentes ambientes, desde o solo, água, até animais (MOREIRA et al., 2020; RODRIGUES et al., 2023; TANG et al., 2015; TEDERSOO et al., 2014). O estudo realizado por Tedersoo et al. (2014) investigou a diversidade de fungos em florestas tropicais da América do Sul, África e Sudeste Asiático. Os autores utilizaram o sequenciamento de DNA para analisar o DNA presente no solo e nas raízes de árvores, e identificaram uma grande diversidade fúngica, incluindo muitos grupos ainda não descritos pela ciência. Os resultados revelaram que esta diversidade variava em diferentes regiões do mundo e que as florestas tropicais correspondem a *hotspots* de diversidade de fungos. A abordagem envolvendo o uso concomitante de técnicas moleculares com os métodos tradicionais de cultivo em agar tem sido utilizada. Essa abordagem pode fornecer uma visão mais abrangente da diversidade em diferentes ambientes, ajudando

a identificar espécies fúngicas que são importantes para processos ecológicos específicos, como decomposição ou simbiose com outros organismos. Essa abordagem pode ser uma alternativa viável em substituição a análise metagenômica de alta resolução, especialmente em situações em que o custo é um fator limitante (CARBUNGO et al., 2017; EDWARDS et al., 2020; FRANCO-DUARTE et al., 2019; KHALIL et al., 2021; WEARN et al., 2012; ZHOU; HYDE, 2001).

3.5 RELAÇÃO ENTRE A MICROBIOTA E OVOS DE TARTARUGAS MARINHAS

As tartarugas marinhas estabelecem interações complexas com a microbiota presente em seus ninhos, o que nos últimos anos, tem despertado interesse crescente entre os pesquisadores (CAFARCHIA et al., 2020; CHAI et al., 2023; GLEASON; ALLERSTORFER; LILJE, 2020; GREEFF-LAUBSCHER; JACOBS, 2022). Estudos têm investigado a diversidade e a função destes fungos nos ninhos destas tartarugas marinhas, buscando compreender ecologia entre esses organismos, assim como o impacto dos fungos nos ovos destas tartarugas. Os resultados alertam que determinados fungos presentes nos ninhos são capazes de produzir compostos antifúngicos e antibacterianos, oferecendo uma barreira protetora contra patógenos e reduzindo o risco de infecções (BÉZY; VALVERDE; PLANTE, 2015; GARCÍA-MARTÍN; SARMIENTO-RAMÍREZ; DIÉGUEZ-URIBEONDO, 2021; GREEFF-LAUBSCHER; JACOBS, 2022; HOH et al., 2020; SMYTH et al., 2019). Embora estes desempenhem papéis ecológicos importantes, em certas circunstâncias, eles também podem ter impactos negativos nas tartarugas marinhas e em seus ninhos. Condições ambientais favoráveis, com alta umidade e temperaturas elevadas, podem promover o crescimento excessivo de fungos nestes ninhos e esta proliferação descontrolada pode resultar na colonização em ovos, afetando negativamente sua integridade e viabilidade. Isso pode levar a problemas de desenvolvimento dos embriões, diminuindo a taxa de eclosão e aumentando a suscetibilidade a infecções secundárias, causando doenças e comprometendo o desenvolvimento embrionário e até mesmo a morte dos embriões (CHAI et al., 2023; GLEASON; ALLERSTORFER; LILJE, 2020; PIETROLUONGO et al.,

2023; SMYTH et al., 2019; VENKATACHALAM et al., 2019).

3.5.1 Estudos sobre micobiota em ninhos de tartarugas marinhas no Brasil

Apesar da importância do estudo desses microrganismos, ainda há muitas lacunas de conhecimento a respeito da micobiota em ninhos de tartarugas marinhas no Brasil. Estudos prévios têm mostrado que a composição da micobiota pode ser influenciada por diversos fatores, como a temperatura e umidade do ninho, composição química do solo e presença de outras espécies animais próximas. No entanto, ainda há muito a ser explorado sobre como esses fatores interagem e afetam a composição e função da micobiota nos ninhos de tartarugas marinhas. Além disso, pouco se sabe sobre o papel específico que os diferentes grupos de fungos desempenham no desenvolvimento embrionário destas tartarugas e como eles podem afetar a sobrevivência das recém-nascidas (DOMICIANO; DOMIT; BRACARENSE, 2017; NEVES; MOURA; OLIVEIRA*, 2015; ROSADO-RODRÍGUEZ; MALDONADO-RAMÍREZ, 2016).

Apesar destas lacunas, as pesquisas existentes já comprovam a presença de diversas espécies fúngicas nestes ninhos e correlacionam os dados com a sobrevivência desses animais (GAMBINO et al., 2020; SARMIENTO RAMIREZ et al., 2016). No trabalho desenvolvido por Gleason, Allerstorfer e Lilje (2020), por exemplo, os autores identificaram a presença de fungos patogênicos em detritos ao redor dos ninhos, podem ser transportados por diversos tecidos animais e vegetais, e discutem que sua presença pode ter implicações à saúde e sobrevivência desses animais recém-nascidos.

Alguns estudos (DOMICIANO; DOMIT; BRACARENSE, 2017; NEVES; MOURA; OLIVEIRA, 2015; ROSADO-RODRÍGUEZ; MALDONADO-RAMÍREZ, 2016) têm mostrado que os ninhos de tartarugas marinhas no Brasil possuem uma diversidade fúngica considerável. Esses trabalhos indicaram que a presença destes fungos pode influenciar não apenas a sobrevivência das tartarugas durante o período de incubação dos ovos, mas também o desenvolvimento dos filhotes, pois muitas encontradas correspondem a espécies patogênicas. Além disso, a presença de fungos produtores de enzimas degradadoras de quitina no ninho pode também afetar a estrutura da casca dos ovos, aumentando sua permeabilidade e tornando-os mais suscetíveis a danos

externos

O estudo da micobiota em ninhos de tartarugas marinhas é uma área emergente de pesquisa que apresenta diversas perspectivas futuras. A compreensão dos fatores que influenciam sua composição e função pode contribuir para identificação de estratégias de manejo e conservação destes animais, fornecendo informações importantes sobre a ecologia e evolução das tartarugas marinhas e de seus habitats. Devido a relevância do tema, faz-se necessário mais estudos para preencher as lacunas de conhecimento existentes e compreender melhor a importância e relação destes fungos nos ninhos destas tartarugas.

Visando expandir ainda mais as informações relacionadas a esta temática, a presente dissertação realizou um estudo de revisão bibliográfica sobre a interação de fungos em tartarugas marinhas em todo o mundo e um estudo experimental sobre a diversidade fúngica em ninhos de tartaruga da espécie *C. carreta* ocorrente no litoral pernambucano, nordeste do Brasil. Estes estudos podem ser vistos no tópico de resultados e discussão desta dissertação.

3.5.2 Monitoramento no litoral sul de Pernambuco

Ipojuca, localizada na região litoral sul de Pernambuco, é conhecida por suas belas praias além da biodiversidade e conservação das tartarugas marinhas. O município abriga praias propícias para a nidificação de espécies como a tartaruga-verde, tartaruga-de-pente, tartaruga-cabeçuda e tartaruga-oliva, todas ameaçadas de extinção. Biólogos e voluntários monitoram e protegem os ninhos, além de realizar ações de conscientização e educação ambiental para preservar essas espécies. Ipojuca desempenha um papel fundamental na conservação das tartarugas marinhas, contribuindo para a manutenção da rica biodiversidade marinha da região. É necessário valorizar e proteger esses animais incríveis para as futuras gerações (Moura et al., 2012; Simões et al, 2016).

Além das ações realizadas por biólogos e voluntários, a conservação das tartarugas marinhas em Ipojuca também conta com a participação ativa da ONG Ecoassociados. Essa organização sem fins lucrativos desempenha um papel fundamental na proteção e preservação dessas espécies ameaçadas. A

Ecoassociados atua em parceria com as autoridades locais, universidades, comunidades e demais envolvidos na conservação ambiental. Através de programas de monitoramento, resgate de animais feridos, manejo de ninhos e atividades de educação ambiental, a ONG busca conscientizar e engajar a população local e os visitantes sobre a importância da preservação das tartarugas marinhas. Graças aos esforços conjuntos da comunidade, das autoridades e da Ecoassociados, Ipojuca se tornou uma referência na conservação das tartarugas marinhas, servindo como exemplo para outras regiões costeiras. A presença da ONG Ecoassociados fortalece e amplia os esforços de conservação, contribuindo para a proteção dessas espécies e a manutenção do equilíbrio dos ecossistemas marinhos em Ipojuca, Pernambuco (Moura et al., 2012; Simões et al, 2014; Simões et al, 2016).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados desta dissertação estão apresentados em forma de dois artigos: um de revisão (subtópico 4.1) e outro experimental (subtópico 4.2).

4.1 ARTIGO 1

Fungos e tartarugas marinhas: uma interação ecológica harmônica ou desarmônica?

Gabriel da Silva Ferreira^{1*}, Elielson Francisco Fernandes Ferreira², Luciana Gonçalves de Oliveira³, Michelline Silvério Lins³, Renan do Nascimento Barbosa³, Maria Betânia Melo de Oliveira⁴

¹Mestrado em Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil.

²Bacharel em Ciências Biológicas, Centro Universitário São Miguel, Recife, Pernambuco, Brasil.

³Doutorado em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil.

⁴Doutorado em Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Pernambuco, Brasil.

*Autor para Correspondência: gabrielferreirabio@outlook.com

RESUMO

No mundo todo, existem apenas sete espécies de tartarugas marinhas, pertencentes a seis gêneros. Cinco delas utilizam o litoral brasileiro para alimentação e reprodução, retornando às praias onde nasceram. Esses animais são migratórios e procuram ambientes que favoreçam sua sobrevivência. Eles carregam fungos em seus corpos que são próprios de seu organismo ou foram adquiridos durante sua jornada nos oceanos. Alguns desses fungos são oportunistas e têm a capacidade de se multiplicar em organismos com sistema imunológico comprometido. Considerando o risco de extinção das espécies e a possível relação com infecções fúngicas, este artigo teve como objetivo revisar a interação entre as comunidades fúngicas e as tartarugas marinhas em âmbito global, identificando os avanços e as lacunas no conhecimento atual sobre a conservação dessas espécies. Foram realizadas buscas na literatura utilizando as palavras-chave "*sea turtle and fungi*" (em língua inglesa) e "tartarugas marinhas e fungos" (em português) por meio de bases de dados como BVS, SciELO, Periódicos CAPES e Google Acadêmico. Foram considerados artigos publicados nos últimos 10 anos (2010-2020) que abordassem a ecologia entre fungos e tartarugas marinhas. De acordo com esses critérios, foram selecionados 27 artigos, sendo 24 (89%) pesquisas experimentais e 3 (11%) artigos de revisão. Embora tenha havido um aumento no número de estudos sobre tartarugas marinhas nos últimos anos, as publicações que abordam sua interação com fungos ainda são escassas. O levantamento bibliográfico revelou registros de 29 gêneros fúngicos relacionados às tartarugas marinhas, sendo *Fusarium* (21%), *Aspergillus* (11%) e *Cladosporium* (11%) os mais frequentes. Esses fungos podem interagir em todas as etapas de desenvolvimento, desde os ovos até as tartarugas adultas, gerando morte embrionária e doenças, respectivamente. No entanto, os poucos estudos micológicos realizados não são suficientes para compor uma micobiota completa desses animais, destacando a necessidade de realizar novas pesquisas nesse campo e assim entender melhor a sua ecologia.

Palavras-chave: Quelônios marinhos; ovos de tartaruga; manifestação fúngica; *Fusarium*.

Introdução

Em todo o mundo, existem apenas sete espécies de tartarugas marinhas, pertencentes a seis gêneros, *Caretta*, *Chelonia*, *Dermochelys*, *Eretmochelys*, *Lepidochelys* e *Natator* (Santos et al., 2011). De acordo com a União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN), todas as tartarugas marinhas estão incluídas na Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas em algum nível de risco de extinção, variando de Vulnerável (VU) a Criticamente em Perigo (CR) (Subcomitê de Padrões e Petições da Lista Vermelha, 1996; Seminoff, 2004; Abreu-Grobois e Plotkin, 2008; Mortimer e Donnelly, 2008; Wallace et al.,

2013; Casale e Tucker, 2017; Wibbels e Bevan, 2019).

As tartarugas marinhas são seres solitários e migratórios que passam a maior parte ou toda a sua vida nos oceanos, utilizando o litoral como rota para sua alimentação e reprodução, voltando às praias (que possuem condições semelhantes ao local de nascimento) para depositar seus ovos. Durante o período de desova, as fêmeas realizam a postura na areia e, após 45 a 60 dias, os ovos eclodem e os filhotes iniciam sua jornada em direção ao mar. Seu habitat muda a medida que crescem e varia entre as espécies, influenciado pela busca por alimento. Elas estão distribuídas praticamente em todos os oceanos, tanto em zonas costeiras quanto pelágicas e sua alimentação varia desde algas até crustáceos e cnidários (Bolten, 2003; Poli et al., 2014; Simões et al., 2016; Miguel, 2019).

Os estudos sobre a fauna e flora epibionte (organismos que vivem e se desenvolvem em outros organismos) em tartarugas marinhas têm aumentado e demonstrado consistência e diversidades similares, incluindo algas, cracas, sanguessugas e outros organismos que se beneficiam das mudanças sazonais nas tartarugas (Corrêa et al., 2014; Velasco-Charpentier et al., 2016; Violante-Huerta, 2018). Ao longo de suas rotas migratórias, estas carregam uma grande diversidade de animais em sua carapaça, classificados como: microepifauna (<0,1 mm), meiobentos (0,1-1,0 mm) e macroepifauna (>1,0 mm), (Corrêa et al., 2014).

As principais ameaças as tartarugas marinhas estão intimamente ligadas a ações humanas, como pesca descontrolada, construção, turismo e poluição (Tavares, 2017; Ferreira et al., 2022). O despejo de esgoto no mar, proveniente de áreas urbanas, causa distúrbios na fauna marinha e afeta diretamente as tartarugas, promovendo parasitoses e infecções devido a superpopulação desses agentes patogênicos (Assis e Caldara, 2016). Nos últimos anos, tem havido um aumento nos encalhes de tartarugas debilitadas, feridas e até mesmo mortas em praias, mas muitas vezes não há sinais externos que possam evidenciar a causa da morte, permanecendo esta desconhecida. No entanto, alguns microrganismos apresentam características oportunistas já conhecidas e qualquer ferimento na pele desses animais ou mesmo pequenas aberturas deixadas pelos ectoparasitas, associados aos organismos epibiontes, podem servir como entrada para agentes patogênicos, resultando em infecção

generalizada ou na resistência múltipla dos patógenos (İşler et al., 2014; Goldberg et al., 2016; Cardoso-Brito et al., 2019).

Vários estudos têm relatado a presença de fungos em ambientes marinhos, tanto na coluna d'água quanto no sedimento, sendo as espécies pertencentes aos gêneros *Aspergillus*, *Fusarium*, *Cladosporium* e *Penicillium* as mais frequentes (Gutiérrez et al., 2010; Oliveira et al., 2011; Treseder et al., 2016). Esses fungos estabelecem interações ecológicas com animais e plantas marinhas. Por exemplo, certas espécies de fungos podem formar associações mutualísticas, fornecendo benefícios ao hospedeiro, como proteção contra patógenos ou auxiliando na digestão de certos nutrientes. Essas interações mutualísticas são essenciais para a saúde e a ecologia marinha. Além disso, alguns fungos podem se estabelecer nas carapaças das tartarugas sem causar efeitos significativos, caracterizando uma interação comensalista (Yu et al., 2010; Wang et al., 2011; Tarman et al., 2011).

Os próprios fungos também interagem entre si nos ambientes marinhos. Podem ocorrer competições entre diferentes espécies de fungos por recursos limitados, como nutrientes e espaço, resultando em adaptações e seleções naturais. Por outro lado, também pode haver casos de amensalismo, em que certos fungos produzem substâncias químicas que inibem o crescimento ou a sobrevivência de outros fungos próximos. Essas interações entre fungos contribuem para a complexidade e a dinâmica dos ecossistemas marinhos, influenciando a composição e a diversidade microbiana (Vellend, 2010; Richards et al., 2012; Peay; Kennedy; Talbot, 2016).

Assim, o objetivo deste estudo é aprimorar nossa compreensão das interações ecológicas entre tartarugas marinhas e microrganismos, com foco nos fungos nos últimos dez anos, a fim de auxiliar na conservação desses animais. Para isso, foi realizada uma revisão abrangente da literatura, englobando os diversos aspectos dessas interações, proporcionando um embasamento sólido para a comunidade científica. Essa revisão da literatura irá fornecer um panorama das pesquisas existentes, identificar lacunas no conhecimento e contribuir para o desenvolvimento de estratégias mais eficazes de conservação das tartarugas marinhas. Ao reunir e sintetizar as informações disponíveis, este estudo visa fornecer subsídios importantes para orientar futuras pesquisas e ações de preservação dessas espécies ameaçadas.

Metodologia

A coleta dos trabalhos científicos foi realizada utilizando as seguintes bases de dados: Biblioteca Virtual em Saúde (BVS, www.bvs.br), Scientific Electronic Library Online (Scielo, www.scielo.org), Portal Brasileiro de Informação Científica - Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (www.periodicos.capes.gov.br) e Google Acadêmico (www.scholar.google.com.br). Foram utilizadas as seguintes palavras-chave: "sea turtle and fungi" (em língua inglesa) e "tartarugas marinhas e fungos" (em português).

Como critérios de inclusão, foram considerados artigos publicados em periódicos nacionais e internacionais que abordassem algum aspecto relacionado à ecologia entre fungos e tartarugas marinhas nos últimos 10 anos (2010-2020). A partir dos resultados obtidos, foram selecionadas publicações de estudos experimentais, descritivos e exploratórios que explorassem a temática das tartarugas marinhas e sua interação com os fungos, incluindo aspectos de mutualismo e comensalismo. Além disso, é relevante destacar que as espécies fúngicas também podem apresentar interações entre si, como competição e amensalismo.

Após a obtenção e seleção dos artigos, procedeu-se a leitura analítica, na qual foram identificados os tópicos a serem tratados nos resultados, como Unidades de Gestão Regionais (RMU), fase da interação e os fungos, com a criação de quadros para serem discutidos. Finalmente, por meio da leitura interpretativa, buscou-se a interligação e classificação dos dados apresentados nos resultados, a fim de definir as conclusões e considerações finais do estudo (Gil, 2017).

Resultados

Dos 2.161 artigos inicialmente listados com base nas palavras-chave utilizadas, apenas 35 abordavam a relação entre tartarugas e fungos. Os demais trabalhos científicos continham somente menções ou pequenas referências ao tema, sem tratá-lo de forma aprofundada. Dentre esses artigos, 27 foram

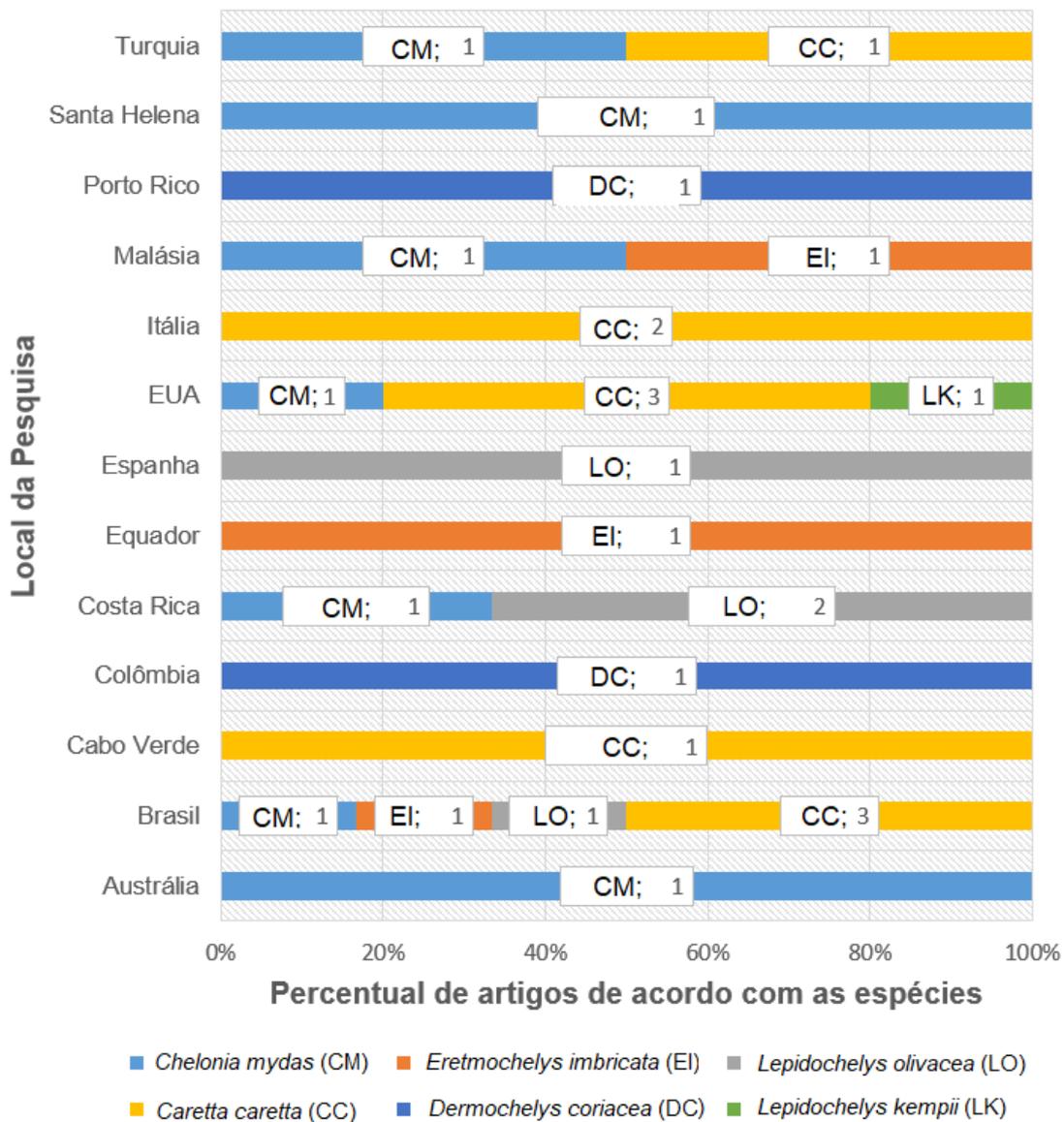
selecionados de acordo com os critérios de inclusão, sendo 24 deles pesquisas experimentais que investigaram a identificação dos fungos e sua interação ecológica com as tartarugas marinhas. Os três restantes correspondem a artigos de revisão, fornecendo uma visão abrangente das pesquisas existentes sobre o tema.

Ao analisar o período de publicações, constatou-se que o ano de 2014 concentrou o maior número de pesquisas, totalizando sete artigos. Em relação a distribuição geográfica, verificou-se um predomínio da produção científica sobre tartarugas oceânicas e os fungos no Brasil e nos Estados Unidos da América (EUA), com quatro publicações cada.

Na Figura 1, é apresentada uma correlação entre os trabalhos experimentais realizados. Apesar da pequena quantidade de estudos que relacionam fungos as tartarugas, o Brasil se destaca em primeiro lugar quanto a diversidade de espécies encontradas. Isso ocorre porque quatro das cinco espécies de tartarugas marinhas que frequentam o litoral brasileiro já possuem interações documentadas com fungos em estudos científicos. Dentre estes trabalhos, a espécie *C. caretta* esteve presente em três (75%), *E. imbricata* em dois (50%) e *C. mydas* e *L. olivacea* em apenas um (25%), ver Figura 1 e Quadro 1.

A predominância de pesquisas nesta espécie também foi relatada em escala global. Dos 24 artigos experimentais analisados, 10 (41,6%) estavam direcionados a presença de fungos na espécie *C. Caretta*, oito (33,3%) na espécie *C. mydas*, quatro (16,6%) em *L. olivacea* e *E. imbricata*, dois (8,3%) em *D. coriacea* e apenas um (4,1%) em *L. kempii*. Não há registros na literatura de comunidades fúngicas na espécie *N. depressus* (tartaruga-de-casco-plano), no período estabelecido para esta revisão.

Figura 1: Distribuição das espécies de tartarugas marinhas nas produções científicas, levando em consideração, as localidades dos estudos.



Fonte: Autor.

Quadro 1 – Compilação das produções científicas de 2010 a 2020 resgatadas das bases de dados, abordando as espécies de tartarugas estudadas; o tipo de estudo; o local da pesquisa, sendo País e Unidades de Gestão Regionais (RMU); os fungos isolados e em que fase de desenvolvimento houve essa interação. CC = *Caretta caretta*; CM = *Chelonia mydas*; EI = *Eretmochelys imbricata*; LO = *Lepidochelys olivacea*; DC = *Dermochelys coriacea* e LK = *Lepidochelys kempii*.

Referência	País	RMU	Espécies Citadas	Fase da interação	Fungos
FLINT <i>et al.</i> (2010)	Austrália	Oceano Pacífico Sul	CM	Adultos	Infecções microbianas foram responsáveis por até 5,2% das mortes da espécie <i>C. mydas</i> , em Southern Queensland, Austrália.
GÜÇLÜ, BIYIK e AHINER (2010)	Turquia	Mar Mediterrâneo	CC	Ovos	<i>Aspergillus</i> spp., <i>Chrysosporium</i> spp., <i>Cladosporium</i> spp., <i>Fusarium</i> spp., <i>Penicillium</i> spp. e <i>Thielavia</i> spp.
SARMIENTO-RAMÍREZ <i>et al.</i> (2010)	Cabo Verde	Oceano Atlântico Norte	CC	Ovos	Complexo da espécie <i>Fusarium solani</i> .
ORÓS <i>et al.</i> (2011)	Espanha	Oceano Atlântico Norte	LO	Juvenil	<i>Trichophyton</i> spp.
PATINO-MARTINEZ <i>et al.</i> (2011)	Colômbia	Oceano Atlântico Norte	DC	Ovos	Complexo das espécies <i>Fusarium solani</i> e <i>Fusarium oxysporum</i> .
WILLIAMS <i>et al.</i> (2012)*	EUA	Oceano Atlântico Norte	LK	Adulto	Complexo da espécie <i>Fusarium solani</i> .
BÉZY, VALVERDE e PLANTE (2014)	Costa Rica	Oceano Pacífico Norte	LO	Ovos	Correlação entre sucesso de eclosão e atividade microbiológica.
DOMICIANO <i>et al.</i> (2014)	Brasil	Oceano Atlântico Sul	CC	Adulto	<i>Alternaria arborenses</i> , <i>Ampelomyces</i> sp., <i>Cladosporium cladosporioides</i> .
KEENE, SOULE e PALADINO (2014)	Costa Rica	Oceano Atlântico Norte	CM e LO	Adultos e Ovos	No fluido cloacal das fêmeas: <i>Fusarium</i> sp. e <i>Geotrichum</i> sp. Em associação com os ovos: <i>Aspergillus</i> sp., <i>Cladosporium</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Geotrichum</i> sp., <i>Penicillium</i> sp. e <i>Mucor</i> sp.
PHILLOTT e PARMENTER (2014)	Austrália	Oceano Pacífico Sul	CM	Ovos e Filhotes	Ninhos com e sem invasões fúngicas apresentaram resultados semelhantes, quanto ao sucesso de eclosão.
SCHUMACHER <i>et al.</i> (2014)*	EUA	Oceano Atlântico Norte	CC	Adulto	<i>Beauveria bassiana</i> e <i>Purpureocillium lilacinum</i> .
SARMIENTO-RAMÍREZ <i>et al.</i> (2014b)	Equador	Oceano Pacífico Sul	EI	Ovos	<i>Fusarium falciforme</i> .
BRILHANTE <i>et al.</i> (2015)	Brasil	Oceano Atlântico Sul	CC; CM; EI e LO	Adultos	<i>Candida albicans</i> , <i>C. famata</i> , <i>C. guilliermondii</i> , <i>C. tropicalis</i> , complexo <i>Candida intermedia</i> e <i>C. parapsilosis</i> .
DONNELLY <i>et al.</i> (2015)	EUA	Oceano Atlântico Norte	CM	Juvenis	<i>Cladosporium</i> sp., <i>Cochliobolus</i> sp., <i>Ochroconis</i> sp. e <i>Veronaea botryosa</i> .
NEVES, MOURA e OLIVEIRA (2015)	Brasil	Oceano Atlântico Sul	EI	Ovos	<i>Aspergillus flavus</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. terreus</i> , <i>Cladosporium cladosporioides</i> , <i>Fusarium solani</i> , <i>F. lateritium</i> , <i>F. oxysporum</i> e <i>Nigrospora grisea</i> .
GARCIA-HARTMANN <i>et al.</i> (2016)*	França	Mar Mediterrâneo	CC	Juvenis	Complexo da espécie <i>Fusarium solani</i> .
ROSADO-RODRÍGUEZ e MALDONADO-RAMÍREZ (2016)	Porto Rico	Oceano Atlântico Norte	DC	Ovos	<i>Aspergillus</i> sp., <i>A. niveus</i> , <i>A. ochraceus</i> , <i>A. sclerotiorum</i> , <i>Cladosporium</i> spp., <i>Fusarium solani</i> spp., <i>Penicillium</i> sp., <i>P. islandicum</i> , <i>Scedosporium aurantiacum</i> e <i>Trichoderma longibrachiatum</i> .
SARMIENTO-RAMÍREZ <i>et al.</i> (2016)	Santa Helena	Oceano Atlântico Sul	CM	Ovos	<i>Alternaria</i> sp., <i>Aspergillus sclerotiorum</i> , <i>A. tamarii</i> , <i>Aspergillus</i> sp., <i>Fusarium chlamydosporum</i> , <i>F. equiseti</i> , <i>F. falciforme</i> , <i>F. keratoplasticum</i> , <i>Gymnascella hyalinospora</i> , <i>Phoma multirostrata</i> , <i>Phoma</i> sp., <i>Pleosporales</i> , <i>Pseudallescheria boydii</i> e <i>Scedosporium aurantiacum</i> .
SIDIQUE, AZUDDIN e JOSEPH (2017)	Malásia	Oceano Pacífico Norte	CM e EI	Ovos	Complexo das espécies <i>Fusarium oxysporum</i> , <i>F. proliferatum</i> . e <i>F. solani</i> .
BAILEY <i>et al.</i> (2018)	EUA	Oceano Atlântico Norte	CC	Ovos	<i>Fusarium falciforme</i> e <i>F. keratoplasticum</i> .
CANDAN (2018)	Turquia	Mar Mediterrâneo	CM	Ovos	<i>Actinomyces elegans</i> , <i>Apophysomyces variabilis</i> , <i>Aspergillus fumigatus</i> , <i>A. nidulans</i> , <i>A. niger</i> , <i>A. quadrilineatus</i> , <i>A. terreus</i> , <i>A. tubingensis</i> , <i>A. varicolor</i> , <i>Emericella</i> sp., <i>Rhizopus oryzae</i> e <i>Rhizopus stolonifer</i> .
ARPINI <i>et al.</i> (2019)*	Brasil	Oceano Atlântico Sul	CC	Filhotes	<i>Purpureocillium lilacinum</i> .
CAFARCHIA <i>et al.</i> (2019)	Itália	Mar Mediterrâneo	CC	Adultos	<i>Alternaria</i> spp., <i>Aspergillus</i> spp., <i>Cladosporium</i> spp., <i>Fusarium</i> spp., <i>Penicillium</i> spp., <i>Rizophus</i> spp. e <i>Rodothorula</i> spp.
GAMBINO <i>et al.</i> (2020)	Itália	Mar Mediterrâneo	CC	Ovos	<i>Aspergillus fumigatus</i> , <i>A. flavus</i> , Complexo das espécies <i>Fusarium oxysporum</i> e <i>F. solani</i> .

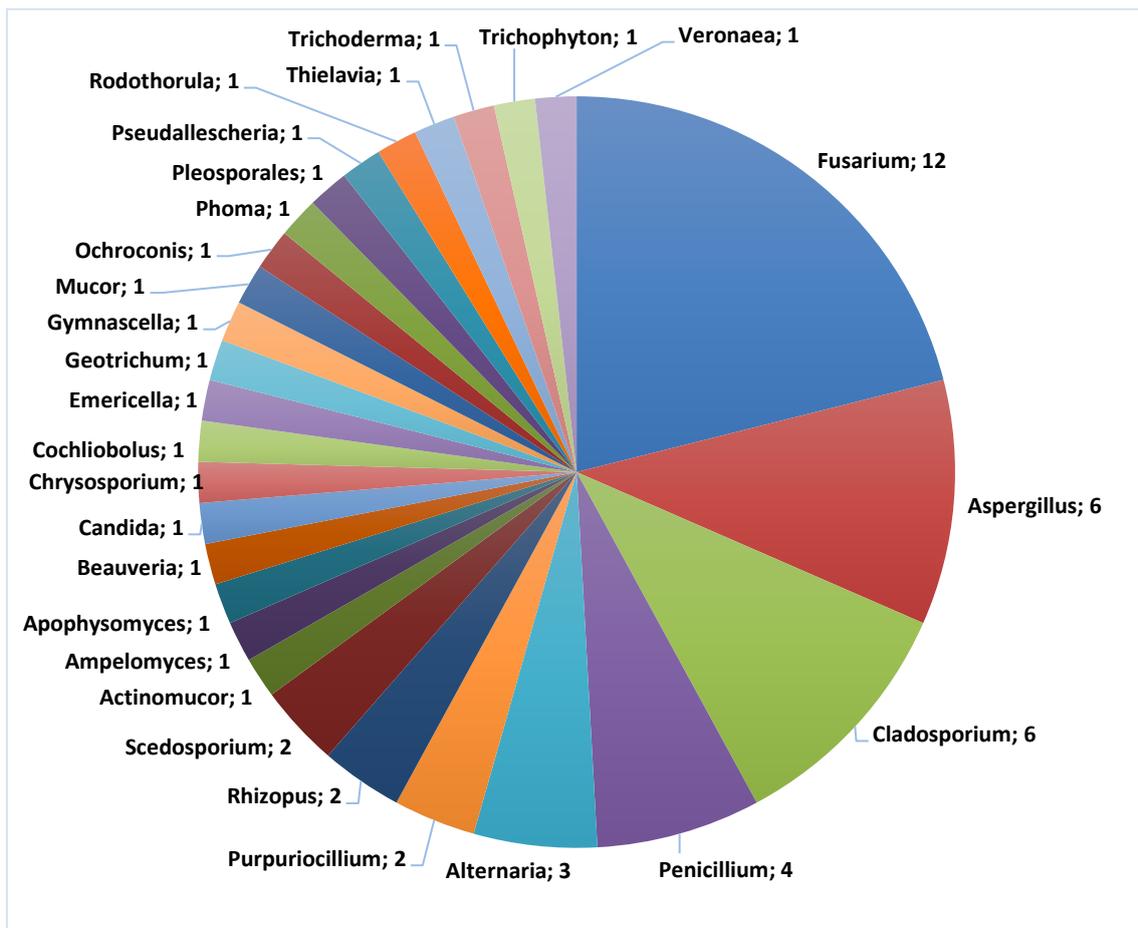
* = Tartarugas criadas em cativeiro

Fonte: Autor.

Em relação a fase da interação com as tartarugas, 50% dos trabalhos exploratórios foram realizados em ovos e ninhos, totalizando 12 artigos. Seis (25%) avaliaram fungos em tartarugas adultas, três (12,5%) em tartarugas juvenis, um em filhotes (4,1%), um (4,1%) em fêmeas adultas e seus ovos (durante a oviposição) e outro (um) em filhotes após a eclosão (4,1%).

Quanto aos fungos, foram identificados 29 gêneros, sendo *Fusarium* (21%) o mais frequente. Esse gênero foi detectado em todas as fases de desenvolvimento das tartarugas, desde o ovo até o estágio adulto, representando um fator deletério importante para estes animais. Os outros gêneros encontrados em maior frequência correspondem ao *Aspergillus* (11%), *Cladosporium* (11%) e *Penicillium* (7%), ver figura 2.

Figura 1: Diversidade fungica relatada em tartarugas marinhas em todo o mundo, durante o período de 2010 a 2020



Fonte: Autor.

Discussão

Esta pesquisa corresponde a um levantamento bibliográfico que descreve a diversidade fúngica encontrada em tartarugas marinhas no período de 2010 a 2020. Os estudos abordaram diversas espécies de tartarugas marinhas em diferentes estágios ontogenéticos e em diferentes bacias oceânicas. As espécies de tartarugas mais estudadas em relação aos fungos foram *C. caretta*, *C. mydas*, *L. olivacea*, *E. imbricata*, *D. coriacea* e *L. kempii*. O levantamento bibliográfico identificou uma alta diversidade fúngica representada por 29 gêneros, sendo o *Fusarium* o mais prevalente. Esses resultados destacam a importância das interações ecológicas entre estes organismos e demonstram os impactos dessas interações nos diferentes estágios de desenvolvimento das tartarugas marinhas em seus respectivos habitats. Apesar de sua relevância, em uma escala mundial, ainda existem poucos estudos abordando as interações entre fungos e tartarugas marinhas.

A diversidade fúngica compilada e apresentada neste artigo de revisão, demonstra que há um vasto campo de pesquisa a ser explorado e compreendido entre essas interações ecológicas, incluindo a identificação de outros fungos envolvidos, a compreensão dos fatores que influenciam a suscetibilidade das tartarugas às comunidades fúngicas e o impacto dessas interações na saúde e sobrevivência dessas populações. Essas pesquisas adicionais serão fundamentais para a conservação e manejo adequado dessas espécies ameaçadas, bem como para o entendimento mais abrangente dos ecossistemas marinhos em que elas habitam.

Os estudos revelam que diversas espécies de fungos demáceos oportunistas apareceram nas análises histológicas de algumas tartarugas debilitadas e mortas, tanto em indivíduos adultos quanto juvenis e até filhotes que passaram por estresse imunológico, causando infecções, comumente cutâneas e sistêmicas, também nomeado de feo-hifomicoses, porque geralmente acomete indivíduos imunocomprometidos (Rossetto et al., 2010; Orós et al., 2011; Williams et al., 2012; Domiciano et al., 2014; Schumacher et al., 2014; Donnelly et al., 2015; Garcia-Hartmann et al., 2016; Arpini et al., 2019; Cafarchia et al., 2019).

Alguns fungos, como *Fusarium*, *Cladosporium* e *Purpureocillium*, foram frequentemente identificados como causadores de lesões nestes animais, conforme mencionado no estudo realizado por Domiciano et al. (2014) no sul do Brasil. Os autores confirmaram a presença de *Cladosporium*, juntamente com *Alternaria* sp., nos rins de uma tartaruga da espécie *C. caretta* afetada por nefrite e peritonite (granulomas peritoneais) graves associados aos fungos intralésionais. De maneira similar, Donnelly

et al. (2015) detectaram *Cladosporium* sp., *Veronaea botryosa* e outras espécies por meio de culturas fúngicas em três tartarugas juvenis da espécie *C. mydas* encontradas debilitadas na Flórida (EUA) apresentando infecção generalizada, sendo o primeiro registro de *V. botryosa* em animais marinhos. Já o fungo *Purpureocillium lilacinum* foi responsável pela morte de sete filhotes mantidos em cativeiro no sudeste do Brasil, causando lesões visíveis a partir dos dois meses de idade. Após a necropsia, um dos filhotes apresentou abscesso caseoso no pulmão (Arpini et al., 2019). Schumacher et al. (2014) também evidenciaram a presença desse mesmo fungo, juntamente com *Beauveria bassiana*, no pulmão de uma fêmea da espécie *C. caretta* mantida em cativeiro. Essa tartaruga foi diagnosticada com pleurite e pneumonia após a necropsia e os autores observaram estruturas reprodutivas do fungo nos tecidos, o que é um fenômeno pouco comum.

Garcia-Hartmann et al. (2016) identificaram espécies do complexo *Fusarium solani* como responsáveis pela morte de dois dos quatro animais juvenis de *C. caretta* afetados. No entanto, a recuperação dos demais animais debilitados foi possível graças ao uso da terapia antifúngica com Posaconazol, que demonstrou eficácia contra o fungo. Por sua vez, Cafarchia et al. (2019) realizaram a análise de 43 tartarugas da espécie *C. caretta* com ferimentos macroscópicos em seus corpos em uma clínica de resgate na Itália e isolaram o *Fusarium* spp. em 39% desses animais.

Outro fato que merece atenção é a capacidade de associação desses fungos com outros microrganismos, como as bactérias, o que pode resultar no surgimento de doenças. Essas interações podem potencializar os efeitos negativos causados pelos fungos, levando ao desenvolvimento de doenças mais graves do que se eles estivessem atuando de forma isolada. A associação entre fungos e bactérias pode ocorrer de diferentes maneiras. Williams et al. (2012) em sua pesquisa, por exemplo, descreveram um caso de feo-hifomicose em uma espécie de *L. kempii* que exigiu intervenção cirúrgica. Apesar das medidas de tratamento e do uso adequado de agentes antimicrobianos, faixas variadas e espessas de tecido colágeno denso cercavam parcialmente as áreas afetadas, limitando a penetração da droga no tecido. Esse abscesso foi resultado da combinação do *Fusarium* com as bactérias *Shewanella* sp. e *Vibrio alginolyticus* spp.

Em um estudo realizado por Orós et al. (2011), os autores relataram a presença de *Trichophyton* spp. em *L. olivacea* no litoral da Espanha, utilizando vários anticorpos para a identificação do fungo responsável pelas lesões. Embora seja conhecida por

infectar outros animais terrestres, incluindo humanos, até então não se tinha conhecimento dessa espécie afetando tartarugas marinhas, o que evidencia a falta de conhecimento sobre a microbiota desses animais e a necessidade de estudos emergentes para identificar esses patógenos, considerando que eles estão entre as causas de morte desses animais (Flint et al., 2010; Duarte et al., 2019).

Brilhante et al. (2015), ao analisarem amostras de saliva e cloaca de quatro espécies de tartarugas marinhas do litoral brasileiro, constataram que *Candida* spp. foi isolada apenas em *C. mydas*, indicando uma colonização exclusiva dessa espécie. Isso ressalta que, apesar da existência de semelhanças entre os fungos encontrados nas tartarugas, também pode haver particularidades específicas para cada espécie.

De forma geral, estudos que investigaram a micobiota de ninhos e ovos de tartarugas marinhas frequentemente relataram a presença de *Fusarium* spp. Entre estas, *F. falciforme* e *F. keratoplasticum* são destacadas devido a alta virulência e adaptabilidade a condições naturais no ambiente marinho, podendo causar a mortalidade de até 90% dos embriões (Sarmiento-Ramírez et al., 2014a; Smyth et al., 2019). De acordo com Gambino et al. (2020), foi detectada uma frequência superior a 80% deste gênero na costa litorânea da Sicília.

Sarmiento-Ramirez et al. (2016), ao estudarem ninhos de *C. mydas* em quatro praias da Ilha da Ascensão, constataram a presença de *F. keratoplasticum* em todas as praias, enquanto *F. falciforme* foi observado em apenas uma. Esses resultados divergem de estudos anteriores, como os de Sarmiento-Ramirez et al. (2014b), Rosado-Rodríguez e Maldonado-Ramírez (2016), Sidique, Azuddin e Joseph (2017) e Bailey et al. (2018), nos quais a presença de *F. falciforme* foi predominante em relação a *F. keratoplasticum*. Por outro lado, Cadan (2018), ao analisar 48 amostras de ovos e areia de ninhos de tartarugas marinhas em quatro praias do Mediterrâneo, não encontrou a presença de *Fusarium* em seus resultados. Essa ausência de fungos em determinadas regiões geográficas sugere a existência de fatores limitantes para a sua sobrevivência.

Conhecendo as características gerais dos fungos e sua sensibilidade aos fatores externos, tanto bióticos quanto abióticos, pode-se considerar o clima das localidades como um possível agente limitante para o desenvolvimento e persistência de algumas espécies (Garcia-Solache e Casadevall, 2010). Bézy, Valverde e Plante (2014) afirmam que o êxito da incubação está condicionado a fatores como oxigênio, temperatura e matéria orgânica, uma vez que esses elementos podem contribuir para

o aumento da decomposição na areia das praias, afetando os ovos e, conseqüentemente, resultando em mortalidade embrionária. Além disso, os pesquisadores argumentam que em áreas onde ocorrem arribadas, apesar da alta concentração de ninhos, a taxa de eclosão é reduzida devido à atividade microbiológica intensa. Na maioria das pesquisas realizadas, foi possível observar uma forte correlação entre a infestação fúngica e a elevada taxa de mortalidade embrionária, indicando a presença destes fungos como prejudicial a sobrevivência das tartarugas marinhas, conforme pode ser detectado nos testes conduzidos por Cadan (2018), onde os ninhos com níveis elevados de infestação fúngica apresentaram uma taxa de eclosão até 24% menor em comparação aos ninhos sem infestação.

Similarmente, Neves, Moura e Oliveira (2015) confirmaram a predominância da espécie *Fusarium* spp. em ninhos, ovos e natimortos em tartarugas marinhas encontradas em três praias de Ipojuca (Pernambuco - Brasil), e constataram uma taxa de eclosão mais baixa nas praias de Cupe e Merepe. Por outro lado, em Muro Alto, outra praia do litoral pernambucano, os recém-nascidos demonstraram índices de sobrevivência mais altos, chegando a 86,96%, devido à menor diversidade fúngica, com a presença apenas da espécie *N. grisea* no solo e nos natimortos. Os estudos de Güçlü, Biyik e Ahiner (2010), também identificam esta correlação. Em seu estudo, os autores evidenciaram uma correlação entre a quantidade de fungos e a mortalidade embrionária, ou seja, o aumento da presença fúngica no ninho reduziu o sucesso da eclosão. De maneira semelhante, Sarmiento-Ramírez et al. (2010) conseguiram comprovar, por meio de testes de inoculação de *F. solani* em ovos, taxas de mortalidade embrionária de até 83,3%, enquanto nos grupos de controle esse índice não ultrapassou 8,3%.

No entanto, os testes estatísticos conduzidos por Patino-Martinez et al. (2011), nos quais cascas de ovos em decomposição foram inoculadas dentro dos ninhos, não revelaram diferenças significativas nas taxas de eclosão. Neste trabalho, os autores observaram mudanças negativas no peso e tamanho dos filhotes quando comparados aos ninhos de controle. Esses resultados diferem do estudo realizado na Ilha Heron por Phillott e Parmenter (2014), que, ao analisar 599 filhotes em 61 ninhos, com e sem a presença de fungos, nas temporadas reprodutivas de 1996/97 e 1997/98, não encontraram diferenças significativas no sucesso de eclosão e na ocorrência de anomalias corporais devido a colonização fúngica.

As espécies do gênero *Fusarium* têm recebido destaque em diversos estudos

devido sua importante interação patogênica com os ovos e as próprias tartarugas. Keene, Soule e Paladino (2014) investigaram o fluido cloacal das fêmeas antes de entrarem em contato com a areia, o que possibilitou a identificação de *Fusarium* sp. e *Geotrichum* sp. depositados nos ninhos juntamente com os ovos, indicando o transporte dos fungos pelas próprias tartarugas, representando um risco tanto para os ovos quanto para estes animais. Além disso, durante análises histológicas em *C. caretta*, Cafarchia et al. (2019) encontraram hifas fúngicas nas estruturas internas dos cascos, representando uma ameaça, uma vez que lesões na carapaça podem resultar em infecções fatais para os animais. No trabalho do Rosado-Rodríguez e Maldonado-Ramírez (2016), embora os autores tenham identificado uma variedade de fungos associados aos ninhos, estes determinaram que *Fusarium* foi o único gênero isolado diretamente do interior dos ovos não eclodidos e dos ovos que permaneceram fechados, sendo o responsável pela mortalidade dos embriões em ninhos de *D. coriacea* no litoral de Porto Rico.

Já o estudo de Bailey et al. (2018), ao utilizarem ferramentas moleculares para identificação dos fungos *F. keratoplasticum* e *F. falciforme* nos ninhos da Ilha Jekyll, comprovaram a similaridade em nível de DNA destas espécies com as encontradas na Ilha da Ascensão (Sarmiento-Ramirez et al., 2016), Austrália (Flint et al., 2010) e Cabo Verde (Sarmiento-Ramírez et al., 2010), confirmando sua distribuição generalizada. Este fato também confirma a disseminação dos fungos pelas tartarugas adultas e revela um dado preocupante da sua disseminação geográfica. Gleason, Allerstorfer e Lilje (2020), por outro lado, indicaram em sua pesquisa que a propagação desses fungos pode estar intimamente ligada a elementos como partículas de tecidos vegetais, silte e plásticos transportados pelo vento e através das correntes marítimas; além disso, como os fungos podem se desenvolver em tecido animal, as tartarugas são capazes de transportar esporos dos fungos. Sidique, Azuddin e Joseph (2017) reforçam que as espécies de *Fusarium* podem estar presentes na areia, nas raízes e nos detritos ao redor dos ninhos, sendo de enorme importância examinar a natureza dessas colonizações e suas relações com as falhas de eclosão, independentemente da localidade, auxiliando para atenuar os impactos desses fungos.

Um ponto importante que merece destaque corresponde ao trabalho realizado por Sarmiento-Ramirez et al. (2014b), os quais reportaram a presença das bactérias benéficas biocontroladoras *Streptomyces*, *Amycolaptosis*, *Micromonospora*, *Plantactinospora* e *Solwaraspora* nas cascas de ovos da *E. imbricata* e inibiram o

crescimento hifal do *F. falciforme*. No entanto, novas pesquisas podem contribuir para esclarecer dúvidas e adicionar novas perspectivas e possibilidades para a conservação das tartarugas marinhas. A relevância desses estudos, podem trazer benefícios tanto para a sobrevivência das tartarugas quanto para a proteção ambiental de uma forma geral, devido a importância dessas espécies para o ecossistema marinho.

Considerações finais

Os estudos micológicos em tartarugas marinhas têm fornecido informações esclarecedoras, mas ainda insuficientes para conhecer a micobiota completa desses animais, devido a dinâmica destes ambientes e do estilo de vida desses animais. Ademais, o trabalho demonstra a necessidade de investigações mais abrangentes que englobem todas as sete espécies de tartarugas marinhas, tendo em vista que pouco se sabe sobre a ecologia micológica das espécies de *N. depressus*, *D. coriacea* e *L. Kempii*.

O monitoramento constante dos ninhos das tartarugas revelou-se de extrema importância, pois os estudos demonstraram interações significativas entre o sucesso de eclosão e a colonização fúngica, além da disseminação geográfica de algumas espécies.

A análise dos estudos ecológicos sobre a interação entre tartarugas marinhas e fungos em todo o mundo revela a necessidade de mais pesquisas nesta área e demonstra que este é um tema necessário que deve ser, cada vez mais, emergente para conservação dessas espécies e redução da taxa de mortalidade.

Agradecimentos

Os autores gostariam de expressar seus sinceros agradecimentos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo suporte financeiro fornecido a G. S. Ferreira para a realização deste estudo.

Referências

Abreu-Grobois, A. & Plotkin, P. (Grupo de Especialistas em Tartarugas Marinhas da

IUCN SSC). 2008. *Lepidochelys olivacea*. A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN 2008: e.T11534A3292503.

<https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T11534A3292503.en>. Último acesso em 07 de setembro de 2021.

Arpini, C. M.; Nóbrega, Y. C.; Castheloge, V. D., Neves, D. S.; Tadokoro, C. E.; Costa, G. L.; Oliveira, M. M. E. & Santos, M. R. D. (2019, October 25).

Purpuricillium lilacinum infection in captive loggerhead sea turtle hatchlings. *Medical Mycology Case Reports*, 8-11. <https://doi.org/10.1016/j.mmcr.2018.10.002>. Último acesso em 08 de setembro de 2021.

Assis, F. P. G. & Caldara, S. R. L. (2016). Causa de óbitos de tartarugas marinhas das praias de Aracruz - ES, Brasil. *Natureza Online*, 14(2), 7-13.

<http://www.naturezaonline.com.br/natureza/conteudo/pdf/NOL20150103.pdf>. Último acesso em 08 de setembro de 2021.

Bailey, J. B.; Lamb, M.; Walker, M.; Weed, C. & Craven, K. S. (2018, June 13).

Detection of potential fungal pathogens *Fusarium falciforme* and *F. keratoplasticum* in unhatched loggerhead turtle eggs using a molecular approach. *Endangered Species Research*, 36, 111-119. <https://doi.org/10.3354/esr00895>. Último acesso em 08 de setembro de 2021.

Bézy, V. S.; Valverde, R. A.; & Plante, C. J. (2014, dez 22). Olive ridley sea turtle hatching success as a function of microbial abundance and the microenvironment of in situ nest sand at Ostional, Costa Rica. *Journal of Marine Biology*. 2014, 1-10 <https://doi.org/10.1155/2014/351921>. Último acesso em 05 de setembro de 2021.

Bolten, A. B. (2003) Variation in sea turtle life history patterns: neritic versus oceanic developmental stages. In: Lutz PL, Musick JA, Wyneken J (eds) *The biology of sea turtles*, Vol 2. CRC Press, Boca Raton, FL, p 243–257

Brilhante, R. S. N.; Rodrigues, P. H. A.; Riello, G. B., Oliveira, J. S., Castelo-Branco, D. S. C. M., Monteiro, A. J., Rocha, M. F. G., Cordeiro, R. A., Moreira, J. L. B., & Sidrim, J. J. C. (2015, September 12). Evidence of fluconazole-resistant *Candida* species in tortoises and sea turtles. *Mycopathologia*, 180(5), 421-426.

<https://doi.org/10.1007/s11046-015-9923-0>. Último acesso em 05 de setembro de 2021.

Cafarchia, C.; Paradies, R.; Figueredo, L. A.; Iatta, R., Desantis, S.; Bello, A. V. F. & Diepeningen, A. D. V. (2019, September 21). *Fusarium* spp. in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): from colonization to infection. *Veterinary Pathology*, 57(1), 139-146. <https://doi.org/10.1177%2F0300985819880347>. Último acesso em 05 de setembro de 2021

Candan, E. D. (2018, February 26). Molecular identification of fungal isolates and hatching success of green turtle (*Chelonia mydas*) nests. *Archives of Microbiology*, 200(6), 911-919. <https://doi.org/10.1007/s00203-018-1496-0>. Último acesso em 05 de setembro de 2021

Cardoso-Brito, V.; Raposo, A. C. S.; Pires, T. T.; Pires, M. H. & Oriá, A. P. (2019, September). Conjunctival bacterial flora and antimicrobial susceptibility of captive and free-living sea turtles in Brazil. *Veterinary Ophthalmology*, 22(3), 246-255. <https://doi.org/10.1111/vop.12584>. Último acesso em 11 de setembro de 2021.

Casale, P. & Tucker, AD 2017. *Caretta caretta* (versão alterada da avaliação de 2015). *A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN 2017*: e.T3897A119333622. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-2.RLTS.T3897A119333622.en>. Último acesso em 07 de setembro de 2021.

Corrêa, G. V. V.; Ingels, J.; Valdes, Y. V.; Fosêca-Genevois, V. G.; Farrapeira, C. M. R. & Santos, G. A. P. (2014). Diversity and composition of macro- and meiofaunal carapace epibionts of the hawksbill sea turtle (*Eretmochelys imbricata* Linnaeus, 1822) in Atlantic waters. *Marine Biodiversity*, 44(3), 391-401. <https://doi.org/10.1007/s12526-013-0189-9>. Último acesso em 30 de setembro de 2021.

Domiciano, I. G.; Domit, C.; Trigo, C. C.; Alcântara, B. K. & Bracarense, A. S. (2014, June 20). Phaeohyphomycoses in a free-ranging loggerhead turtle (*Caretta caretta*) from southern Brazil. *Mycopathologia*, 178, 123-128. <https://doi.org/10.1007/s11046-014-9769-x>. Último acesso em 25 de setembro de 2021.

Donnelly, Y. K.; Waltzek, T. B.; Wellehan Jr, J. F. X.; Sutton, D. A.; Wiederhold, N. P. & Stacy, B. A. (2015, April 8). Phaeohyphomycosis resulting in obstructive tracheitis in three green sea turtles *Chelonia mydas* stranded along the Florida coast. *Diseases of Aquatic Organisms*, 113(3), 257-262. <https://doi.org/10.3354/dao02843>. Último acesso em 25 de setembro de 2021.

Duarte, L. S. I.; Meza, M. Y.; Negrete, M. T. M. A.; Aldama, O. M.; Brunelli, J. G. P.; Caballero, A. B. F. A.; Molas, S. C. I. & Duarte, J. M. G. (2019, December). Epidemiological characteristics of onychomycosis in dermatological consultation. *Revista del Nacional* (Itauguá), 11(2), 4-18. <https://doi.org/http://doi.org/10.18004/rdn2019.0011.02.005-018>. Último acesso em 3 de setembro de 2021.

Flint, M.; Patterson-Kane, J. C.; Limpus, C. J. & Mills, P. C. (2010, March 16). Health surveillance of stranded green turtles in southern Queensland, Australia (2006–2009): an epidemiological analysis of causes of disease and mortality. *EcoHealth*, 7, 135-145. <https://doi.org/10.1007/s10393-010-0300-7>. Último acesso em 21 de

setembro de 2021.

Frick, M. G. & Pfaller, J. B. (2013). *The biology of sea turtles* (3rd ed., cap. 15, 399-426). New York: CRC Press.

Gambino, D.; Persichetti, M. F.; Gentile, A.; Arcileo, M.; Visconti, G.; Currò, V.; Caracappa, G.; Crucitti, D.; Piazza, A.; Mancianti, F.; Nardini, S.; Vicari, D. & Caracappa, S. (2020, January 29). First data on microflora of loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nests from the coastlines of Sicily. *Biology Open*, 9(1).
<https://doi.org/http://doi.org/10.1242/bio.045252>. Último acesso em 20 de setembro 2021.

Garcia-Hartmann, M.; Hennequin, C.; Catteau, S. & Bèatini, C. (2016, december 5). Cas groupés d'infection à *Fusarium solani* chez de jeunes tortues marines *Caretta caretta* nées en captivité. *Journal de Mycologie Médicale*, 27(1), 113-118.
<https://doi.org/10.1016/j.mycmed.2016.12.001>. Último acesso em 20 de setembro de 2021.

Garcia-Solache, M. A. & Casadevall, A. (2010, May 18). Global Warming Will Bring New Fungal Diseases for Mammals. *mBio*, 1(1), 1-3.
<https://doi.org/10.1128/mBio.00061-10>.

Gil, A. C. (2017). Como elaborar projetos de pesquisa (6th ed.). *Atlas*. ISBN 9788597012927.

Gleason, F. H.; Allerstorfer, M. & Lilje, O. (2020, January 7). Newly emerging diseases of marine turtles, especially sea turtle egg fusariosis (SEFT), caused by species in the *Fusarium solani* complex (FSSC). *Mycology*, 1-11.
<https://doi.org/10.1080/21501203.2019.1710303>. Último acesso em 8 de setembro 2021.

Goldberg, D. W.; Cegoni, C. T.; Rogério, D. W.; Wanderlinde, J., Lima, E. P.; Silveira, R. L.; Jerdy, H. & Carvalho, E. C. Q. (2016). Fatal *Citrobacter coelomitis* in a juvenile green turtle (*Chelonia mydas*): a case report. *Marine Turtle Newsletter*, 10-13.
https://www.tamar.org.br/publicacoes_html/pdf/2016/2016_Fatal_Citrobacter_Coelomitis_in_a_Juvenile.pdf. Último acesso em 12 setembro 2021.

Gomes, D. N. F.; Cavalcanti, M. A. Q.; Fernandes, M. J. S.; Lima, D. M. M. & Passevante, J. Z. O. (2008, August 31). Filamentous fungi isolated from sand and water of "Bairro Novo" and "Casa Caiada" beaches, Olinda, Pernambuco, Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 68(3), 577-582.
<https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1590/S1519-69842008000300016>. Último acesso em 20 setembro 2021.

Greiner, E. C. (2013). Parasites of marine turtles. Em: Wyneken, J.; Lohmann, K. J.; Musick, J. A. (Ed.). *The biology of sea turtles*. (pp. 427-446) New York, NY: CRC Press.

Grzelak, K. & Kuklinski, P. (2010). Benthic assemblages associated with rocks in a brackish environment of the southern Baltic Sea. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 90(1), 115-124.
<https://doi.org/10.1017/S0025315409991378>. Último acesso em 30 de setembro 2021.

Güçlü, Ö.; Biyik, H. & Ahiner, A. (2010). Mycoflora identified from loggerhead turtle (*Caretta caretta*) egg shells and nest sand at Fethiye beach, Turkey. *African Journal of Microbiology Research*, 4(5), 408-413.

Gutiérrez, M.; Pantoja, S.; Quiñones, R. & González, R. (2010, April 15). First record of filamentous fungi in the coastal upwelling ecosystem off central Chile. *Gayana*, 74(1), 66-73.

İşler, C. T.; Altuğ, M.; Cantekin, Z.; Özsoy, Ş. Y.; Yurtal, Z.; Deveci, M. Z. Y. (2014). Evaluation of the eye diseases seen in Loggerhead Sea turtle (*Caretta caretta*). *Revue de Médecine Vétérinaire*, 165(9-10), 258-262.
https://www.revmedvet.com/2014/RMV165_258_262.pdf. Último acesso em 11 de setembro 2021.

Keene, E.; Soule, T. & Paladino, F. (2014, July). Microbial isolations from Olive ridley (*Lepidochelys olivacea*) and East Pacific green (*Chelonia mydas agassizii*) sea turtle nests in Pacific Costa Rica, and testing of cloacal fluid antimicrobial properties. *Chelonian Conservation and Biology*, 13(1), 49-55.
<https://doi.org/http://dx.doi.org/10.2744/CCB-1051.1>. Último acesso em 21 de setembro 2021.

Koivisto, M.; Westerbom, M. & Arnkil, A. (2011). Quality or quantity: small-scale patch structure affects patterns of biodiversity in a sublittoral blue mussel community. *Aquatic Biology*, 12(3), 261-270. <https://doi.org/10.3354/ab00339>. Último acesso em 1 de setembro de 2021.

Miguel, C. (2019, May 28). Tartarugas marinhas do Brasil e do mundo. Instituto Marcos Daniel: Projeto *Chelonia mydas*. Retrieved July 1, 2021, from <https://www.imd.org.br/single-post/2019/05/27/Tartarugas-Marinhas-do-Brasil-e-do-Mundo>.

Mortimer, J.A & Donnelly, M. (Grupo de Especialistas em Tartarugas Marinhas da IUCN SSC). 2008. *Eretmochelys imbricata*. A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN 2008: e.T8005A12881238.

<https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T8005A12881238.en>. Último acesso em 07 de setembro de 2021.

Neves, M. S. C.; Moura, C. C. M. & Oliveira, L. G. (2015, April 29). Mycobiota from the eggs, nests and stillbirths of *Eretmochelys imbricata* Linneus 1766 (Testudines: Cheloniidae) in Pernambuco State, Brazil. *African Journal of Microbiology Research*, 9(17), 1195-1199. <https://doi.org/http://doi.org/10.5897/AJMR2015.7389>. Último acesso em 13 de setembro de 2021.

Oliveira, L. G.; Cavalcanti, M. A. Q.; Passavante, J. Z. O.; Fernandes, M. J. S. & Lima, D. M. M. (2011, June). Fungos filamentosos isolados da praia de Candeias Pernambuco, Brasil. *Hoehnea*, 38(2), 215-220. <https://doi.org/10.1590/S2236-89062011000200003>. Último acesso em 10 de setembro 2021.

Orós, J.; Calabuig, P.; Arencibia, A., Camacho, M. & Jensen, H. E. (2011, March 15). Systemic mycosis caused by *Trichophyton* spp. in an olive ridley sea turtle (*Lepidochelys olivacea*): an immunohistochemical study. *New Zealand Veterinary Journal*, 29(2), 92-95. <https://doi.org/10.1080/00480169.2011.552859>. Último acesso em 21 de setembro de 2021

Patino-Martinez, J.; Marco, A.; Quiñones, L.; Abella, E.; Abad, R. M. & Diéguez-Uribeondo, J. (2011, October 21). How do hatcheries influence embryonic development of sea turtle eggs? Experimental analysis and isolation of microorganisms in leatherback turtle eggs. *Journal of Experimental Zoology*, 317(1), 47-54. <https://doi.org/http://doi.org/10.1002/jez.719>. Último acesso em 20 de setembro de 2020.

Phillott, A. D. & Parmenter, C. J. (2014, October 12). Fungal colonization of green sea turtle (*Chelonia mydas*) nests is unlikely to affect hatchling condition. *Herpetological Conservation and Biology*, 9(2), 297-301.

Poli, C.; Lopez, L. C. S.; Mesquita, D. O.; Saska, C. & Mascarenhas, R. (2014). Patterns and inferred processes associated with sea turtle strandings in Paraíba State, Northeast Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 74(2), 283-289. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1590/1519-6984.13112>. Último acesso em 10 de setembro de 2021.

Rosado-Rodríguez, G. & Maldonado-Ramírez, S. L. (2016, December 1). Mycelial fungal diversity associated with the leatherback sea turtle (*Dermochelys coriacea*) nests from Western Puerto Rico. *Chelonian Conservation and Biology*, 15(2), 265-272. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.2744/CCB-1217.1>. Último acesso em 25 de setembro de 2021.

Rosseto, A. L.; Pérsio, R. A.; Cruz, R. C. B.; Dellatorre, G. & Romeiro, J. C. M. (2010, July). Feo-hifomicose subcutânea por *Exophiala jeanselmei* localizada na bolsa escrotal: Relato de caso. *Anais Brasileiros de Dermatologia*, 85(4), 517-520. <https://doi.org/10.1590/S0365-05962010000400013>. Último acesso em 5 de setembro de 2021.

Santos, R. G.; Martins, A. S.; Farias, J. N.; Horta, P. A.; Pinheiro, H. T.; Torezani, E.; Baptistotte, C.; Seminoff, J. A.; Balazs, G. H. & Work, T. M. (2011). Coastal habitat degradation and green sea turtle diets in Southeastern Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, 62, 1297-1302.

Sarmiento-Ramírez, J. M.; Abella, E.; Martín, M. P.; Tellería, M. T.; López-Jurado, L. F.; Marco, A. & Diéguez-Uribeondo, J. (2010, September 28). *Fusarium solani* is responsible for mass mortalities in nests of loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*, in Boa Vista, Cape Verde. *FEMS Microbiology Letters*, 312(2), 192-200. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.2010.02116.x>. Último acesso em 21 de outubro 2021.

Sarmiento-Ramírez, J. M.; Abella-Pérez, E.; Sim, J.; Van West, P. Martín, M. P.; Marco, A. & Diéguez-Uribeondo, J. (2014a, January 21). Global distribution of two fungal pathogens threatening endangered sea turtles. *PLoS ONE*, 9(1), 1-9. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0085853>. Último acesso em 11 de outubro de 2021.

Sarmiento-Ramirez, J. M.; Sim, J.; West, P. V. & Diéguez-Uribeondo, J. (2016, December 5). Isolation of fungal pathogens from eggs of the endangered sea turtle species *Chelonia mydas* in Ascension Island. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 97(4), 661-667. <https://doi.org/10.1017/S0025315416001478>. Último acesso em 20 de outubro de 2021.

Sarmiento-Ramirez, J. M.; Voort, M. V. D.; Raaijmakers, J. M. & Diéguez-Uribeondo, J. (2014b, April 17). Unravelling the microbiome of eggs of the endangered sea turtle *Eretmochelys imbricata* identifies bacteria with activity against the emerging pathogen *Fusarium falciforme*. *PLoS ONE*, 9(4), 1-8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0095206>. Último acesso em 25 de outubro de 2021.

Schumacher, V. L.; Mangold, B.; Lenzycki, J.; Hinckley, L.; Sutton, D. A. & Frasca Jr, S. (2014, July 6). Occurrence of fruiting structures allows determination of *Purpureocillium lilacinum* as an inciting agent of pleuritis and pneumonia in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) by histopathologic correlation to culture. *Medical Mycology Case Reports*, 6, 42-45.

<https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.mmcr.2014.07.007>. Último acesso em 21 de outubro de 2021.

Seminoff, J.A (Southwest Fisheries Science Center, EUA). 2004. *Chelonia mydas*. A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN, 2004: e.T4615A11037468. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2004.RLTS.T4615A11037468.en>. Último acesso em 07 de outubro de 2021.

Sidique, S. N. M.; Azuddin, N. F. & Joseph, J. (2017, October 4). First report of *Fusarium* species at nesting sites of endangered sea turtles in Terengganu and Melaka, Malaysia. *Malaysian Applied Biology*, 46(3), 195-205.

Simões, T. N.; Silva, A. C.; Barbosa, A. M. P.; Guimarães, E. S.; Lima, M. C. S.; Santos, E. M.; Correia, J. M. S. & Moura, G. J. B. (2016). Ecoassociados e história de conservação das tartarugas marinhas em Pernambuco. In: Correia, J. M. S.; Santos, E. M.; Moura, G. J. B. (org.). *Conservação de tartarugas marinhas no Nordeste do Brasil: pesquisas, desafios e perspectivas*. (pp. 139-168) Recife/PE: Editora Universitária da UFRPE. ISBN 978.85.7946.238-2.

Smyth, C. W.; Sarmiento-Ramírez, J. M.; Short, D. P. G.; Diéguez-Uribeondo, J.; O'Donnell, O. & Geiser, D. M. (2019, May 16). Unraveling the ecology and epidemiology of an emerging fungal disease, sea turtle egg fusariosis (STEF). *PLoS Pathogens*, 15(5): e1007682. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1007682>. Último acesso em 10 de outubro de 2020.

Subcomitê de Padrões & Petições da Lista Vermelha. 1996. *Natator depressus*. A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN 1996: e.T14363A4435952. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T14363A4435952.en>. Último acesso em 07 de outubro de 2021.

Tarman, K.; Lindequist, U.; Wende, K.; Porzel, A.; Arnold, N. O. & Wessjohann, L. A. (2011, February 25). Isolation of a new natural product and cytotoxic and antimicrobial activities of extracts from fungi of Indonesian marine habitats. *Marine drugs*, (9), 294-306. <https://doi.org/10.3390/md9030294>. Último acesso em 15 de outubro de 2021.

Tavares, S. (2017, November 9). *O impressionante ritual das tartarugas marinhas*. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade: ICMBio. Retrieved July 1, 2021, from <http://www.icmbio.gov.br/portal/ultimas-noticias/20-geral/9289-temporada-reprodutiva-das-tartarugas-marinhas-a-pleno-vapor>.

Velasco-Charpentier, C.; Pizarro-Mora, F.; Estrades, A. & Veléz-Rubio, G. M. (2016). Epibiontes en juveniles de tortugas *Carey Eretmochelys imbricata* varadas en la costa del Departamento de Rocha, Uruguay. *Revista de Biología Marina y*

Oceanografía, 51(2), 449-453. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572016000200022>. Último acesso em 10 de outubro de 2021.

Violante-Huerta, M. (2018). La epibiosis en los grandes vertebrados marinos de México: una revisión y su relevancia ecosistémica. *Revista Peruana de Biología*, 25(3), 335-342. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.15381/rpb.v25i3.14786>. Último acesso em 1 de outubro de 2021.

Wallace, B.P.; Tiwari, M. & Girondot, M. 2013. *Dermochelys coriacea* (subpopulação do Sudoeste do Oceano Índico). *A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN 2013*: e.T46967863A46967866. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2013-2.RLTS.T46967863A46967866.en>. Último acesso em 07 de outubro de 2021.

Wang, Y.; Shao, C.; Zheng, C.; Chen, Y. & Wang, C. (2011, August 12). Diversity and antibacterial activities of fungi derived from the gorgonian *Echinogorgia rebekka* from the south China sea. *Marine Drugs*, 9, 1379-1390. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.3390/md9081379>. Último acesso em 15 de outubro de 2021.

Wibbels, T. & Bevan, E. 2019. *Lepidochelys kempii* (versão da errata publicada em 2019). *A Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da IUCN 2019*: e.T11533A155057916. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2019-2.RLTS.T11533A155057916.en>. Último acesso em 07 de outubro de 2021.

Williams, S. R.; Sims, M. A.; Roth-Johnson, L. & Wickes, B. (2012, June 1). Surgical removal of an abscess associated with *Fusarium solani* from a kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 43(2), 402-406. <https://doi.org/10.1638/2011-0102.1>. Último acesso em 25 de outubro de 2021.

Yu, K.; Ren, B.; Wei, J.; Chen, C.; Sun, J.; Song, F.; Dai, H. & Zhang, L. (2010, November 1). Verrucisidinol and Verrucosidinol Acetate, Two Pyrone-Type Polyketides Isolated from a Marine Derived Fungus, *Penicillium aurantiogriseum*. *Marine drugs*, 8, 2744-2754. <https://doi.org/10.3390/md8112744>. Último acesso em 17 de outubro de 2021.

4.2 ARTIGO 2

Incidência de *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces* em ninhos de *Caretta caretta* Linnaeus, 1758 no litoral de Ipojuca, Pernambuco - Brasil

Gabriel da Silva Ferreira¹, Renan do Nascimento Barbosa², Cristina Maria de Souza-Motta², Valdir de Queiroz Balbino³, Vivian Chimendes da Silva Neves⁴, Neiva Tinti de Oliveira², Maria Betânia Melo de Oliveira¹

¹Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Bioquímica.

²Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Micologia.

³Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Genética.

⁴Organização Não Governamental Ecoassociados

Resumo

A tartaruga marinha *Caretta caretta* é amplamente distribuída nas águas costeiras do Brasil, mas o conhecimento sobre a comunidade fúngica associada aos seus ninhos ainda é limitado. Este estudo teve como objetivo investigar a ocorrência de fungos dos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces* em ovos não eclodidos e na areia ao redor dos ninhos localizados ao longo da costa litorânea do município de Ipojuca, Pernambuco, Brasil. Foram coletadas amostras em três ninhos nas praias de Porto de Galinhas, Muro Alto e Maracaípe. Os fungos foram isolados por meio de diluição das amostras em meios de cultura específicos, incluindo Ágar extrato de Malte, SDA, BDA e DG18 com adição de cloranfenicol. No total, foram obtidos 207 isolados, dos quais 104 (50,2%) correspondiam aos aos gêneros investigados. *Penicillium* apresentou 11 espécies, incluindo *P. allii-sativi*, *P. brocae*, *P. citreosulfuratum*, *P. citrinum*, *P. coffae*, *P. mallochii*, *P. meliponae*, *P. oxalicum*, *P. steckii*, *P. sp. Nov. 1* e *P. sp. Nov. 2*; *Aspergillus* foi representado por oito espécies, incluindo *A. flavus*, *A. hortae*, *A. insulicola*, *A. niger*, *A. sidowii*, *A. tamarii*, *A. terreus* e *A. Unguis* e *Talaromyces* foi representado por quatro espécies, incluindo *T. albobiverticillius*, *T. alveolaris*, *T. pigmentosus* e *T. wortmannii*. Algumas, como *A. sidowii* e *P. citrinum*, foram encontradas em abundância tanto dentro dos ovos quanto na areia, enquanto as espécies de *Talaromyces* foram identificadas exclusivamente no conteúdo interno dos ovos. Esses resultados sugerem a existência de interações ecológicas específicas ainda não completamente compreendidas e contribuem para ampliar nosso conhecimento sobre a ecologia das tartarugas marinhas e o potencial impacto dos fungos em sua reprodução. No entanto, são necessários estudos adicionais para aprofundar nosso entendimento em relação ao potencial benéfico, neutro ou maléfico das espécies encontradas na espécie *C. caretta*.

Palavras-chave: Diversidade fúngica. Eurotiales. Reprodução. Ovos. Fungos.

Introdução

A tartaruga-cabeçuda (*C. caretta* Linneus, 1758) é uma das espécies que ocorrem no litoral do estado de Pernambuco. Caracteriza-se por sua carapaça robusta, cabeça proporcionalmente grande em relação ao corpo, possui carapaça óssea, com cinco pares de placas laterais de queratina e coloração variando entre tons de marrom e amarelo. Os indivíduos adultos alcançam em média um metro de comprimento e podem atingir um peso de aproximadamente 135 kg (TAMAR, 2023). Essa espécie é reconhecida por suas extensas migrações entre áreas de alimentação e áreas de desova (BOLTEN, 2003; SPOTILA, 2004; ECKERT et al., 2008).

Devido a diversos fatores antropogênicos, como a pesca excessiva, a degradação dos habitats de reprodução e alimentação, a poluição marinha e a captura acidental em redes de pesca, estes animais enfrentam ameaças significativas a sua sobrevivência e têm sido amplamente considerados como espécies em perigo ou ameaçadas de extinção em todo o mundo (WALLACE et al., 2013; HAMANN & LIMPUS, 2013; TOMILLO et al., 2014; POLI et al., 2014). A compreensão da ecologia dos quelônios marinhos é fundamental para a conservação de suas populações e o estabelecimento de estratégias efetivas de conservação (GODFREY; BARRETO & MROSOVSKY, 1996; TOMILLO et al., 2014).

O estudo da microbiota presente nos ninhos de tartarugas marinhas é altamente relevante devido ao seu papel na vitalidade dos ovos e no desenvolvimento dos embriões, pois a presença de microrganismos como bactérias e fungos, nos ninhos pode influenciar tanto positivamente quanto negativamente o seu sucesso reprodutivo (KAMEL & WAHAB, 2009; VAN NEER et al., 2014; HERNÁNDEZ-CARLOS et al., 2020). Algumas bactérias têm a capacidade de produzir substâncias antimicrobianas que protegem os ovos contra patógenos prejudiciais, enquanto outras podem ser patogênicas e causar infecções nos embriões (VAN NEER et al., 2014; JENSEN et al., 2019). Portanto, é fundamental a compreensão da composição e função da microbiota nestes ninhos.

A diversidade fúngica desempenha um papel importante nos ecossistemas e nas interações com os hospedeiros (SILVA et al., 2017). Nos últimos anos, tem se tornado cada vez mais necessário o desenvolvimento de estudos que busquem conhecer a microbiota presente em ambientes extremos e as espécies de animais e

vegetais ameaçadas de extinção. Por exemplo, Bailey et al. (2018) conduziram um estudo que investigou a distribuição dos fungos em ninhos de tartarugas marinhas da espécie *C. caretta* na Ilha Jekyll. Em seu estudo, foi constatado que fungos como *Fusarium keratoplasticum*, estavam presentes em ovos não eclodidos ao longo da ilha, resultando na morte dos embriões dentro dos ninhos. A presença deste fungo também foi detectada no estudo realizado por Cafarchia et al. (2019). Neste trabalho os autores relatam a presença de *F. keratoplasticum* tanto em animais sem lesões quanto em animais com lesões cutâneas. No caso dos animais com lesões, os fungos demonstraram sua capacidade oportunista causando infecções. Esses achados ressaltam a importância de investigar a ecologia dos fungos associados às tartarugas marinhas, a fim de compreender melhor suas interações e os potenciais impactos na saúde das espécies ameaçadas de extinção.

Os gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces* são particularmente relevantes devido sua ampla distribuição geográfica e capacidade para produzir compostos secundários com potencial bioativo (BARBOSA et al., 2022; DASZAK; CUNNINGHAM & HYATT, 2000; HOUBRAKEN et al., 2020; PEIHAI et al., 2023). Esses fungos podem estar presentes nos ninhos de tartarugas marinhas, interagindo com os ovos e embriões (GÜÇLÜ, BIYIK & AHINER 2010; CANDAN, 2018). A compreensão da diversidade fúngica nos ninhos com a identificação das espécies podem fornecer informações valiosas sobre a ecologia das tartarugas marinhas e sobre os possíveis efeitos benéficos ou prejudiciais dos fungos, contribuindo para o desenvolvimento de estratégias de conservação e manejo mais eficientes, e assim apoiar a preservação da saúde e do sucesso reprodutivo dessas espécies (ROSADO-RODRÍGUEZ & MALDONADO-RAMÍREZ, 2016).

Sendo assim, este estudo investigou a diversidade fúngica em ninhos de *Caretta caretta*, com ênfase nos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces* ao longo do litoral de Ipojuca, Pernambuco - Brasil. A amostragem das espécies identificadas nesse estudo é de grande importância para órgãos de conservação ambiental e gestores de áreas protegidas que com base nessa lista, poderão tomar medidas para monitorar a diversidade destes fungos nos habitats das tartarugas marinhas. Além disso, também pode servir como referência para futuros estudos sobre a interação entre os fungos e as tartarugas marinhas, contribuindo para a compreensão dos ecossistemas costeiros e a conservação das espécies ameaçadas.

Materiais e métodos

Área de estudo O local de estudo desta pesquisa localiza-se no município de Ipojuca, situado no estado de Pernambuco, nordeste do Brasil, em uma área costeira do Oceano Atlântico. A escolha desta localidade deve-se, ao fato de que, Ipojuca abriga um conjunto de praias com características distintas e relevância científica. A quantidade significativa de desovas realizadas pelas tartarugas marinhas *C. caretta*, *L. olivacea*, *E. imbricata* e *C. mydas* tem despertado o interesse científico e a preocupação com a preservação deste ecossistema. Para realização deste estudo foi selecionada a espécie *C. caretta*, em virtude da sua ocorrência na localidade e disponibilidade simultânea dos ninhos.

Entre as praias monitoradas pela Organização Não-Governamental (ONG) Ecoassociados – uma instituição dedicada a conservação das tartarugas marinhas – merecem destaque Muro Alto, Cupe, Merepe, Porto de Galinhas, Maracaípe e Serrambi, abrangendo aproximadamente 25 km do litoral ipojucano. Cada uma dessas praias possui particularidades geográficas e ecológicas únicas, contribuindo para a diversidade dos habitats marinhos.

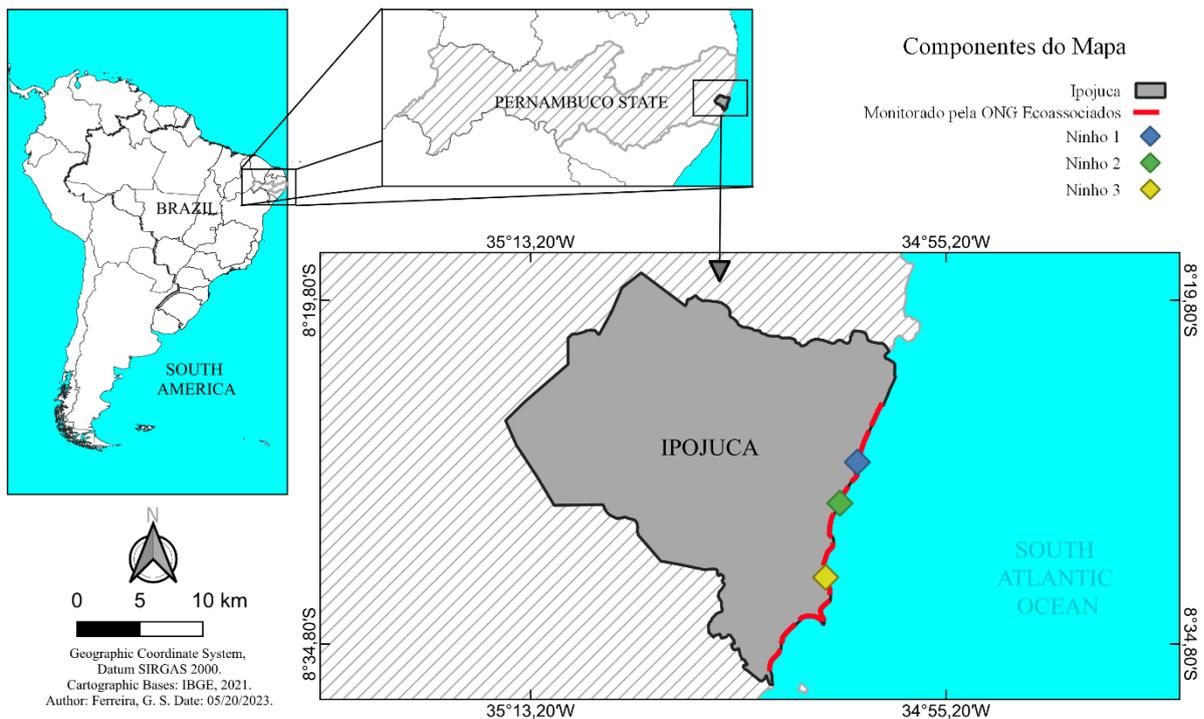
As praias de Ipojuca apresentam uma localização estratégica, desempenhando um papel significativo tanto do ponto de vista científico quanto econômico, atraindo visitantes de diferentes partes do mundo em busca de suas características naturais e impulsionando o turismo na região. A escolha dessa área de estudo oferece uma valiosa oportunidade para investigar e compreender os aspectos relacionados a conservação das tartarugas marinhas, bem como avaliar os impactos das atividades humanas nesse ecossistema costeiro.

Coleta das amostras e análise de dados

As coletadas foram realizadas de acordo com as temporadas de desovas (setembro a maio) abrangendo a temporada reprodutiva 2021/22. As amostras foram coletadas de 24 a 72 horas após a emergência/liberação dos filhotes ou após 70 dias de incubação. Em cada ninho, foram coletados no mínimo cinco ovos não eclodidos, a menos que o ninho não possuísse essa quantidade. Além disso, foram feitas duas coletas de areia ($\geq 15g$) da parte interna do ninho, no dia da desova e após o nascimento dos filhotes. Todas as coletas foram realizadas assepticamente, com mãos enluvas, e as amostras foram armazenadas em sacos e frascos esterilizados individuais. Em seguida, foram acondicionadas em caixas térmicas e conduzidas ao laboratório dentro do prazo de 3 a 6 horas após a coleta, no qual as amostras foram processadas imediatamente.

No decorrer das coletas foram registrados e avaliados aspectos qualitativos, como número total de ovos depositados; período até o nascimento; taxa de natalidade; total de morte embrionária e identificação visual de ovos colonizados por fungos, ou seja, àqueles que exibiam manchas coloridas incomuns (amarelo, azul, cinza, vermelho, entre outros).

Figura 1: Mapa de localização com ênfase no município de Ipojuca, localizado em Pernambuco, Brasil, área de estudo, que abrange a região monitorada pela ONG Ecoassociados, e os três ninhos de tartarugas marinhas estudados.



Fonte: Autor.

Isolamento dos fungos

Para obtenção dos fungos nas amostras, foi adotada a técnica de diluição para todos os substratos analisados. Para os ovos foram realizadas diluições seriadas dos seus conteúdos internos, incluindo as diluições de 1:10, 1:100 e 1:1000 (CANDAN, 2018). A suspensão da areia coletada foi realizada seguindo o método descrito por Pereira et al. (2013), até a diluição de 1:1000. Essas diluições permitem reduzir a carga inicial de partículas e materiais indesejados, garantindo uma amostra mais representativa e adequada para as análises futuras.

Todas as amostras foram inoculadas em triplicata nos meios de cultura Ágar Sabouraud, Ágar extrato de Malte, Ágar Batata Dextrose e Ágar Dicloran Glicerol, que foram previamente preparadas segundo o fabricante de cada meio. A estratégia de inoculação em triplicatas permite obter resultados mais confiáveis e reproduzíveis, além de fornecer uma maior representatividade da microbiota presente (BARNETT & HUNTER, 1998; SAMSON, HOEKSTRA & FRISVAD, 2010).

As amostras uma vez inoculadas em placas de Petri foram incubadas em uma estufa do tipo Biological Oxygen Demand (BOD) a uma temperatura controlada entre 25 °C e 28 °C, durante um período de 7 a 20 dias. Após a confirmação do crescimento e a contagem das Unidades Formadoras de Colônias (UFCs), representantes de cada UFC foram repicadas em novas placas de Petri, utilizando a técnica de esgotamento, a fim de confirmar a pureza do fungo isolado. Para garantir a viabilidade dos fungos isolados, estes foram armazenados em freezer em uma solução criopreservante contendo glicerol a 60% e solução fisiológica na proporção 1:1.

Extração de DNA e PCR

As extrações de DNA genômico dos fungos foram realizadas a partir de colônias crescidas por sete dias em ágar extrato de malte. Foi utilizado o kit Wizard® Genomic DNA Purification (Promega, Madison, WI) seguindo as recomendações do fabricante. Após obtenção do DNA, foram realizadas as amplificações da região da beta tubulina por meio da PCR) usando *primers Bt2a* e *Bt2b* (GLASS & DONALDSON 1995) e condições sugeridas em Samson et al. 2010. Os produtos de PCR foram purificados com o mix de exonuclease e fosfatase alcalina, de acordo com o fabricante

(Cellco Biotec.). Os *amplicons* foram sequenciados em ambas as direções com os mesmos *primers* usando kit Big Dye® de sequenciamento e Terminator v. 3.1 (Applied Biosystems Life Technologies, Carlsbad, CA, EUA). Os *contigs* foram montados usando o programa SeqMan (v. 10.0.1; Madison, WI, EUA).

Análise filogenética e estatística

Para análise filogenética, conjuntos de dados foram gerados combinando as sequências recém-geradas com sequências de referência (ex-tipo) de estudos anteriores depositados no banco de dados de nucleotídeos do NCBI (GenBank). As sequências foram alinhadas usando MAFFT v.7 (Kato & Standley 2013) e otimizadas manualmente usando MEGA v. 6.06 (Tamura et al. 2013). As árvores filogenéticas foram construídas por análises de máxima verossimilhança (ML) usando RAxML-HPC v. 8.2.8 (Stamatakis 2014) BlackBox com 1.000 inferências rápidas de *bootstrap* por meio do portal CIPRES (<http://www.phylo.org/>) (Miller et al. 2010), adotando os parâmetros padrão. As árvores foram visualizadas no FigTree v. 1.1.2 (Rambaut 2009) e editadas no Adobe Illustrator v. 5.1. Os valores de *bootstrap* (bs) foram rotulados nos nós. Valores abaixo de 70% bs foram indicados com hífen.

Análises de frequência utilizando o software estatístico Jamovi v. 2.3 foram realizadas para investigar a ocorrência e a distribuição dos diferentes gêneros fúngicos nos ninhos das tartarugas. Gráficos e diagramas também foram plotados no referido programa.

Resultados e Discussão

Durante o desenvolvimento deste estudo, foram analisadas 21 amostras provenientes de três ninhos de *C. caretta* localizados na costa litorânea de Ipojuca: Ninho 1, Ninho 2 e Ninho 3 (N1, N2 e N3) coletados nas praias de Muro Alto, Porto de Galinhas e Maracaípe respectivamente (Figura 1). As informações gerais das coletas estão apresentados de forma resumida na Tabela 1.

Durante a abertura dos ovos de tartarugas, constatou-se que sete dos 15 ovos coletados apresentaram interrupção embrionária, o que corresponde a uma taxa de quase 50%. No ovos coletados do ninho N1, não foram registrados sinais de desenvolvimento embrionário. Por outro lado, no ninho N2, foram encontrados dois ovos com sinais de interrupção embrionária. No entanto, o ninho N3 os dados foram preocupantes, pois todos os ovos apresentaram sinais de contaminação fúngica e interrupção do desenvolvimento embrionário em estágios variados, desde os estágios iniciais até os de desenvolvimento mais avançados (Figura 2 – F, G e H).

Estes resultados podem ser confirmados com outros descritos na literatura, como por exemplo, o estudo realizado por Candan (2018), onde os autores investigaram a presença de fungos nos ninhos de tartarugas marinhas na Turquia e observaram que a contaminação fúngica estava associada a altas taxas de mortalidade. Similarmente, no estudo conduzido por Güçlü, Biyik e Şahiner (2010), foi

Figura 2: Sintomas morfológicos de infecção fúngica em ovos e filhotes de *Caretta caretta* coletados em praias de Ipojuca, Pernambuco, Brasil. (A) Ovo não eclodido, sem sinais de colonização fúngica. (B-E) Coloração anormal, apresentando-se em manchas nas cores cinza, verde claro, rosa a preto. (F) Desenvolvimento interrompido durante as primeiras semanas. (G) Mancha verde incomum próximo ao pedúnculo vitelínico. (H) Desenvolvimento interrompido nas semanas finais.



Fonte: Autor.

possível verificar que contaminação fúngica nos ninhos de *C. caretta* estava associada a mortalidade embrionária detectada. Estes pesquisadores observaram que espécies de fungos pertencentes aos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Fusarium* foram frequentes nos ninhos contaminados levando, portanto, a deterioração dos ovos e morte dos embriões. Para viabilizar essa associação, os autores analisaram um número de ninhos representativo, garantindo assim uma amostragem confiável para investigar a relação entre a contagem total de fungos, a ocorrência de embriões mortos e o sucesso da eclosão.

No presente estudo, através da análise dos substratos coletados nos ninhos, foram isolados 207 fungos pertencentes a 25 gêneros. Os dados revelaram que o N1 apresentou a ocorrência de 10 gêneros, enquanto o N2 14 gêneros e o N3, 13. Ao analisar a distribuição dos isolados por gênero, foi constatado que *Penicillium* foi o mais abundante, representado por 68 isolados, seguido do *Aspergillus* com 56, demonstrando uma elevada representatividade nos ninhos estudados. Outros gêneros também foram identificados, como *Fusarium* (25 isolados), *Cladosporium* (17), *Talaromyces* (11), *Candida* e *Curvularia* cada um com três isolados, enquanto os gêneros *Cystobasidium*, *Moesziomyces*, *Periconia*, *Schizophyllum* e *Ustilago* foram representados por dois isolados cada. Por outro lado, os gêneros *Anthracocytis*, *Dirkmeia*, *Flavodon*, *Hortaea*, *Hyphopichia*, *Hypoxylon*, *Irpex*, *Meyerozyma*, *Orbilina*, *Scolecobasidium*, *Sporobolomyces*, *Sterigmatomyces* e *Trametes* foram encontrados representados por apenas um isolado, cada (Figura 2).

Essa distribuição dos isolados nos diferentes gêneros indica uma variação na diversidade e abundância fúngica nos ninhos das tartarugas (GARNER et al., 2006; ROSADO-RODRÍGUEZ; MALDONADO-RAMÍREZ, 2016; VECCHIONI et al., 2022). É importante ressaltar que a presença de apenas um isolado de um determinado gênero não indica necessariamente uma menor importância ou ocorrência menos comum. Cada gênero pode ter diferentes requisitos ecológicos e ser influenciado por fatores ambientais específicos (CHARLES et al., 2023; EMBACHER et al., 2023; POINTING, 2001; RAMADHANI et al., 2019).

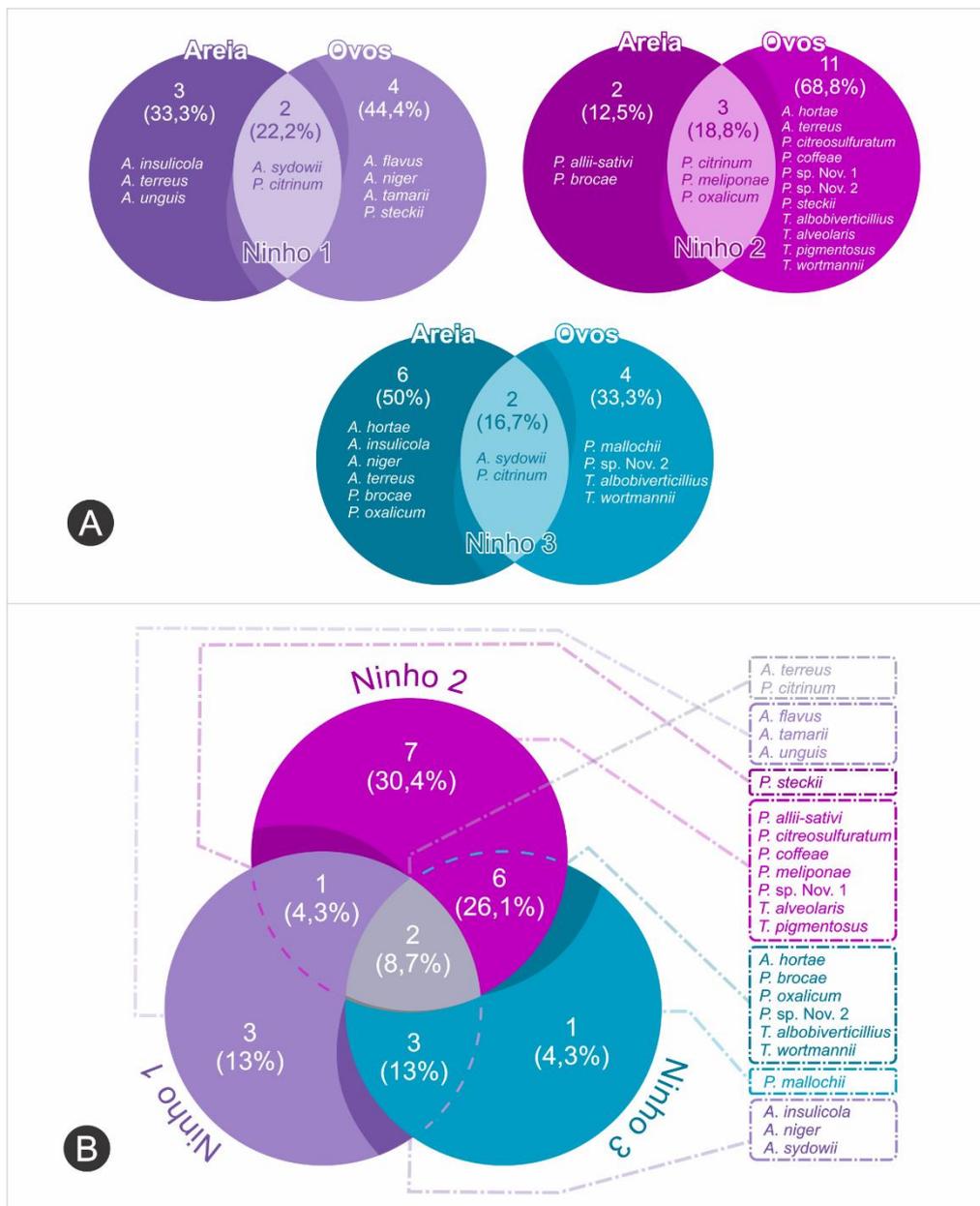
Tabela 1: Dados de coleta, incubação, isolamento fúngico e taxa de sobrevivência em ovos de tartarugas marinhas *Caretta caretta* nos diferentes locais de estudo no litoral de Ipojuca, Pernambuco, Brasil. N/A*: Não aplicável.

Praia	Tempo de incubação	Total de Ovos	Vivos	Natimortos	Não eclodidos	% de sucesso	Vegetação	Samples	Interrupção embrionária	Número total de isolados fúngicos das amostras
Ninho 1 Muro Alto (08° 26' 59" S 034° 59' 03" W)	50 dias	129	81	01	47	62,79%	Não foi observado vegetação ao redor dos ninhos.	Ovo 1	Não	19 (9.2%)
								Ovo 2	Não	9 (4.3%)
								Ovo 3	Não	4 (1.9%)
								Ovo 4	Não	5 (2.4%)
								Ovo 5	Não	8 (3.9%)
								Areia depois do nascimento	N/A*	11 (5.3%)
								Areia antes do nascimento	N/A*	6 (2.9%)
Ninho 2 Porto de Galinhas (08° 28' 57.54" S 034° 59' 56.62" W)	45 dias	129	105	10	14	81,39%	Não foi observado vegetação ao redor dos ninhos.	Ovo 1	Sim	21 (10.1%)
								Ovo 2	Não	9 (4.3%)
								Ovo 3	Não	10 (4.8%)
								Ovo 4	Não	24 (11.6%)
								Ovo 5	Sim	10 (4.8%)
								Areia depois do nascimento	N/A*	10 (4.8%)
								Areia antes do nascimento	N/A*	8 (3.9%)
Ninho 3 Maracajá (08° 31' 41" S 035° 00' 26" W)	46 dias	119	70	17	32	58,82%	Não foi observado vegetação ao redor dos ninhos.	Ovo 1	Sim	8 (3.9%)
								Ovo 2	Sim	8 (3.9%)
								Ovo 3	Sim	4 (1.9%)
								Ovo 4	Sim	2 (1.0%)
								Ovo 5	Sim	2 (1.0%)
								Areia depois do nascimento	N/A*	9 (4.3%)
								Areia antes do nascimento	N/A*	20 (9.7%)

Fonte: Autor.

É relevante destacar que o ninho N2, localizado na praia de Porto de Galinhas, demonstrou a maior diversidade de gêneros (Figura 3). Além disso, esse ninho apresentou uma quantidade significativamente maior de isolados em comparação aos outros investigados (Figura 3 e tabela 1). Essa praia é conhecida como um dos cartões postais do nordeste brasileiro e atrai um grande número de turistas anualmente. Desta forma, é importante considerar a possível influência dos fatores antropogênicos na

Figura 3: Diagrama de Venn comparativo para análise da distribuição dos fungos (gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces*) nos ninhos de tartarugas marinhas (*C. caretta*) ao longo do litoral de Ipojuca, Pernambuco, Brasil. (A) Ninho 1, Ninho 2 e Ninho 3 com suas interseções dos fungos encontrados na areia, nos ovos e as áreas sobrepostas nos diagramas indicam a presença simultânea dos fungos nos respectivos substratos. (B) Interseções para comparação da distribuição desses gêneros entre os três ninhos.



diversidade microbiana dos ninhos das tartarugas marinhas, especialmente em locais turísticos como a praia (BAI et al., 2018; SALVO; FABIANO, 2007; SITAL et al., 2020; VENKATACHALAM et al., 2019).

As poluições por resíduos sólidos provenientes da atividade turística também podem interferir na microbiota presente nos seus ninhos e, conseqüentemente, afetar o ciclo de vida das tartarugas cabeçudas. Essas perturbações ambientais podem alterar as condições ideais para o estabelecimento e desenvolvimento de diferentes gêneros fúngicos, resultando em uma menor diversidade microbiana ou na predominância de espécies mais tolerantes a ambientes impactados (BAI et al., 2018; TEDERSOO et al., 2014; TRESEDER et al., 2016; ZHANG et al., 2021).

Devido a ampla diversidade fúngica encontrada, este estudo foi direcionado principalmente para os gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces*. Estes gêneros pertencem ordem Eurotiales e foram significativamente presentes nos ninhos das tartarugas estudadas (Figura 2 e 3). São conhecidos por sua capacidade de se adaptar a diferentes substratos e por serem amplamente distribuídos em diferentes ambientes (BARNES et al., 2017; KELLER, 2019; SABINO et al., 2014; ZAKARIA, 2018). Sua ocorrência nos ninhos das tartarugas *C. caretta* pode estar relacionada a interações ecológicas específicas, ainda não totalmente compreendidas. Estudos anteriores sugerem que algumas espécies de *Aspergillus* e *Penicillium* possam estar envolvidas na degradação de materiais orgânicos, desempenhando um papel importante na ciclagem de nutrientes (PORRAS-ALFARO; BAYMAN, 2011; TEDERSOO; MAY; SMITH, 2010; VELLEND, 2010).

Além disso, algumas espécies são conhecidas por sua produção de metabólitos secundários, que podem ter propriedades antimicrobianas e antifúngicas, o que pode contribuir para a proteção dos ninhos contra patógenos indesejados (EMBACHER et al., 2023; ZHANG et al., 2008). Sua presença nos ninhos pode estar associada a capacidade desses fungos de utilizar uma ampla variedade de nutrientes disponíveis no ninho e até mesmo a formidável adaptação as intempéries do ambiente litorâneo (GLEASON; ALLERSTORFER; LILJE, 2020; RAGHUKUMAR, 2017). Portanto, a investigação dos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces* nos ninhos das tartarugas cabeçudas permite uma melhor compreensão da ecologia desses fungos nesse contexto específico, fornecendo informações importantes para futuras investigações de interações ecológicas com as tartarugas.

Os isolados pertencentes aos três gêneros foram identificados por meio de

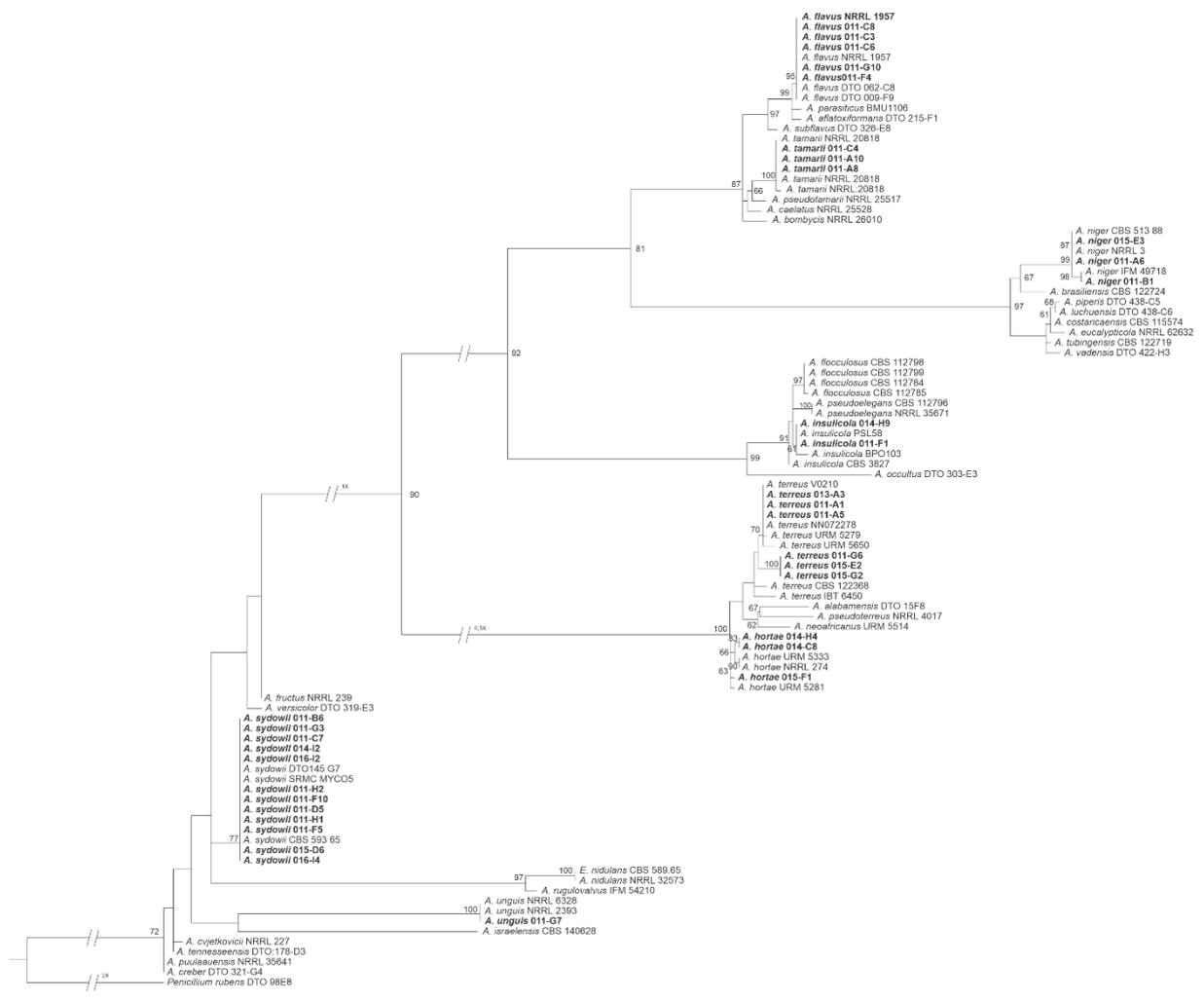
suas características morfológicas e confirmados molecularmente por meio do sequenciamento parcial do gene para β -tubulina, rotineiramente utilizado para identificação de espécies pertencentes a esses gêneros.

Foram identificados 104 isolados de *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces*, além de duas espécies novas que serão objeto de caracterização morfológica e documentação em estudos futuros. Os isolados foram agrupados em oito espécies distintas para o gênero *Aspergillus*: *A. flavus*, *A. hortae*, *A. insulicola*, *A. niger*, *A. sydowii*, *A. tamarii*, *A. terreus*, *A. unguis* (figura 4); 11 para o gênero *Penicillium*: *P. allii-sativi*, *P. brocae*, *P. citreosulfuratum*, *P. citrinum*, *P. coffae*, *P. mallochii*, *P. meliponae*, *P. oxalicum*, *P. steckii*, *P. sp. Nov. 1* e *P. sp. Nov. 2* (figura 5); e quatro para o gênero *Talaromyces* : *T. albobiverticillius*, *T. alveolaris*, *T. pigmentosus* e *T. wortmannii* (figura 6). Representantes de cada espécie serão depositados na coleção de Culturas Micoteca URM da UFPE e as sequências usadas na identificação dos fungos serão depositadas e disponibilizadas pelo GenBank.

Na análise comparativa de frequência dos fungos, para determinar seus padrões de distribuição, foram visto quatro espécies (*A. insulicola*, *A. unguis*, *P. allii-sativi* e *P. brocae*) que se desenvolveram exclusivamente na matriz da areia. Em contraste, sete espécies (*A. hortae*, *A. niger*, *A. sydowii*, *A. terreus*, *P. citrinum*, *P. meliponae*, *P. oxalicum*) foram encontradas tanto na areia quanto no conteúdo interno dos ovos. Notavelmente, um conjunto de doze espécies (*A. flavus*, *A. tamarii*, *P. citreosulfuratum*, *P. coffae*, *P. mallochii*, *Penicillium sp. Nov. 1*, *Penicillium sp. Nov. 2*, *P. steckii*, *T. albobiverticillius*, *T. alveolaris*, *T. pigmentosus*, *T. wortmannii*) foi exclusivamente isolado a partir do interior dos ovos (Figura 3). Essas observações revelam uma clara distinção na distribuição dos fungos entre os diferentes substratos.

A presença exclusiva de certas espécies na areia indica uma associação particular com esse substrato, possivelmente influenciada por características físico-químicas específicas. Por outro lado, a ocorrência de determinadas espécies tanto na areia quanto no conteúdo interno dos ovos sugere uma capacidade de adaptação a múltiplos microambientes. É interessante notar que o grupo de espécies isoladas exclusivamente dos ovos apresenta uma diversidade maior em comparação com as espécies encontradas apenas na areia. Isso pode indicar uma interação específica entre esses fungos e as condições particulares do ambiente intrínseco dos ovos, fornecendo recursos e condições propícias para seu desenvolvimento (EMBACHER et al., 2023; GADD, 2007; POINTING, 2001; RAMADHANI et al., 2019).

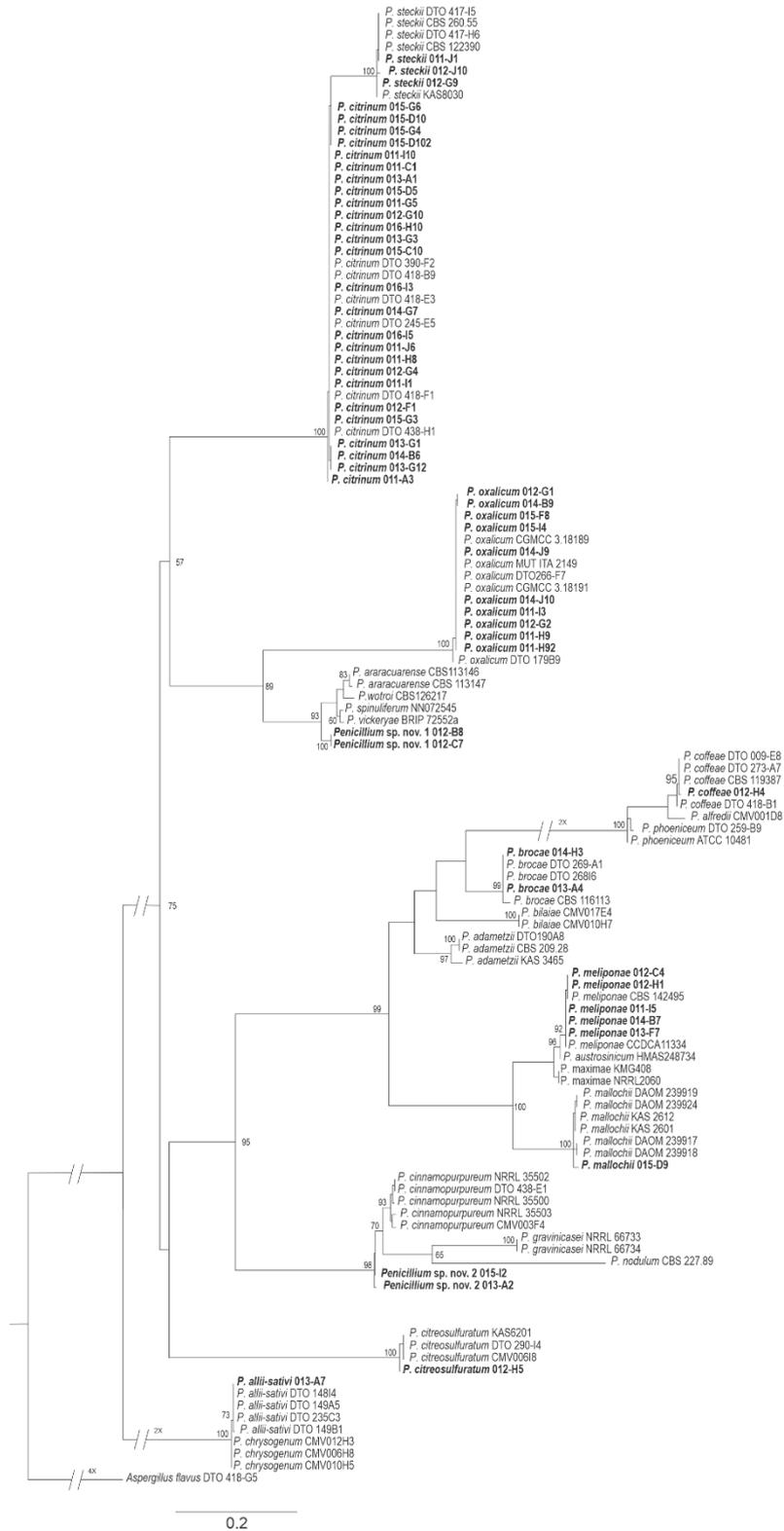
Figura 4: Posição filogenética dos isolados do gênero *Aspergillus*, determinada através da análise de máxima verossimilhança (ML) utilizando um conjunto de dados combinado contendo sequências BenA



Fonte: Autor

Esses resultados ressaltam a importância de investigar os fatores ambientais que influenciam a colonização fúngica em diferentes nichos ecológicos. Compreender

Figura 5: Posição filogenética dos isolados do gênero *Penicillium*, determinada através da análise de máxima verossimilhança (ML) utilizando um conjunto de dados combinado contendo sequências BenA. Com ênfase nas novas espécies *Penicillium* sp. nov. 1 e sp. nov. 2

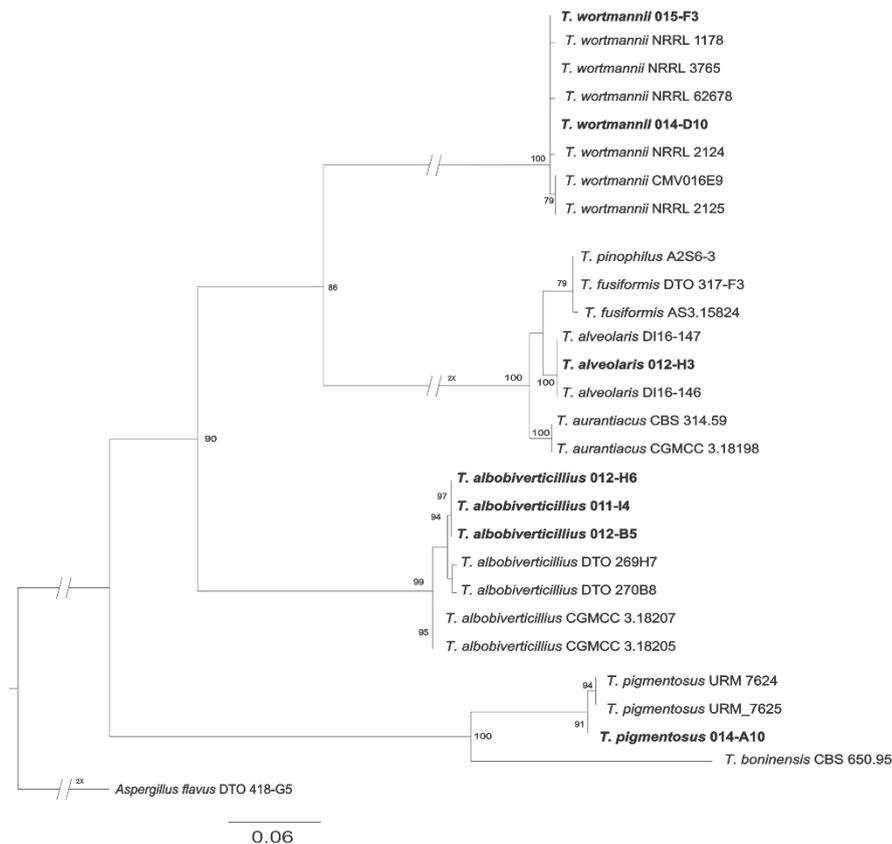


as preferências ecológicas e as interações entre os fungos e os ambientes em que estão inseridos é fundamental para uma melhor compreensão da ecologia e biologia desses organismos. Além disso, essas descobertas podem ter implicações relevantes para estudos relacionados à saúde, conservação de ecossistemas e aplicações industriais envolvendo fungos.

A espécie mais frequente encontrada nos ninhos das tartarugas cabeçudas foi o *P. citrinum*, encontrada em todas as amostras de areia coletadas nas três praias estudadas, além de estar presente em todos os ovos do N2, em quatro ovos do N3 e dois ovos do N1 (Figura 3). Essa espécie de fungo já foi previamente descrita em estudos realizados em praias altamente poluídas, indicando sua capacidade de adaptação a ambientes desafiadores (BARNES et al., 2017; MANIMEGALAI; DEVI; PADMAVATHY, 2013; SALVO; FABIANO, 2007; SITAL et al., 2020).

O *P. citrinum* é conhecido como patógeno oportunista, podendo causar doenças em hospedeiros imunocomprometidos (SALVO; FABIANO, 2007; TANG et al., 2005). Mok et al. (1997) indicam que esse fungo pode estar associado a

Figura 6: Posição filogenética dos isolados do gênero *Talaromyces*, determinada através da análise de máxima verossimilhança (ML) utilizando um conjunto de dados combinado contendo sequências BenA.



Fonte: Autor

complicações pulmonares e pericárdicas, que podem ser fatais em casos graves. Portanto, sua presença dentro dos ovos das tartarugas marinhas é motivo de preocupação devido seu potencial patogênico. O fato de ser encontrado nessa fase crítica (na areia coletada ao redor dos ninhos) aumenta o risco de contaminação dos ovos e pode ter efeitos negativos na saúde e sobrevivência dos embriões e consequentemente resultando em desenvolvimento anormal, enfraquecimento e até mesmo morte ainda no período de desenvolvimento embrionário (CHAI et al., 2023; GLEASON; ALLERSTORFER; LILJE, 2020; PIETROLUONGO et al., 2023; SIDIQUE; AZUDDIN; JOSEPH, 2017).

É interessante destacar que Bourzama et al., (2020) comprovaram que *P. citrinum* possui potencial biotecnológico, especialmente no que diz respeito a redução de metais pesados em ambientes contaminados. Essa característica é relevante considerando a salinidade do ambiente costeiro, que ainda pode sofrer impactos de poluição e acumulação de metais pesados provenientes de diversas fontes. Outrossim, Barnes et al., (2017) demonstraram que esse fungo possui alta eficiência na biodegradação do petróleo bruto, sendo capaz de reduzir significativamente o teor total, indicando que ele pode desempenhar um papel importante na recuperação de áreas contaminadas por derramamentos de petróleo, contribuindo para a restauração e preservação do meio ambiente. Entretanto, é crucial monitorar e avaliar a presença e atividade dessa espécie nos ninhos das tartarugas, a fim de implementar medidas de prevenção e manejo adequadas para garantir o sucesso da reprodução das espécies ameaçadas.

Dentre os isolados do gênero *Aspergillus*, a espécie *A. sydowii* foi a mais frequente, identificada em quatro ovos do ninho N1, além de estar presente na areia coletada posteriormente ao nascimento. Também, foi encontrada em dois ovos de cada um dos outros ninhos, assim como na amostra de areia correspondente. Essa distribuição indica uma associação significativa desta espécie tanto com os ovos quanto com a matriz de areia nos diferentes ninhos estudados, sugerindo uma possível colonização durante o processo de incubação. Esses achados corroboram a adaptabilidade e a capacidade de colonização de *A. sydowii* em diferentes substratos e microambientes (HALLEGRAEFF et al., 2014; ZAKARIA, 2018; ZHANG et al., 2008). A presença desse fungo tanto nos ovos quanto na areia sugere uma potencial interação entre os fungos e os materiais circundantes, possivelmente influenciada por fatores ambientais e recursos disponíveis.

No estudo de Zhang et al. (2008), foi evidenciado que o *A. sidowii*, isolado do ambiente marinho, apresenta citotoxicidade entre leve e fraca contra células, além de demonstrar atividades antimicrobianas significativas contra *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis* e *Micrococcus lysolei*. Confirmando a possibilidade de que a presença desse fungo nos ninhos de tartarugas cabeçadas possa desempenhar um papel na inibição de microrganismos potencialmente patogênicos. Isso sugere uma possível interação benéfica entre o fungo e as tartarugas, oferecendo uma proteção adicional contra patógenos prejudiciais aos ovos e aos embriões em desenvolvimento. De fato, é fundamental realizar uma investigação mais aprofundada para compreender a influência e a capacidade patogênica desses isolados fúngicos nos ovos. Porque presença desses fungos colonizando os ovos e a morte embrionária levantam questões sobre os mecanismos envolvidos na infecção fúngica e os possíveis impactos na sobrevivência das tartarugas. Estudos adicionais podem ser conduzidos para avaliar a virulência desses isolados e identificar os fatores de patogenicidade envolvidos. Essas investigações fornecerão informações valiosas para a compreensão e proteção dessas espécies vulneráveis.

No gênero *Talaromyces*, a espécie *T. albobiverticillius* foi a mais frequente, presente em dois ovos do N2 e em um ovo do N3. Essa espécie é conhecida por sua capacidade de produzir um pigmento vermelho. De acordo com estudos realizados por Venkatachalam et al., (2019), o *T. albobiverticillius* demonstrou ser promissor na produção de compostos bioativos. Um estudo conduzido por Chai et al. (2023) observou que *T. albobiverticillius* foi capaz de crescer em substratos com altos níveis de salinidade. Esses resultados sugerem a capacidade adaptativa dessa espécie a condições salinas e ressaltam seu potencial para aplicações biotecnológicas na produção de compostos de interesse. Outrossim, dentre os onze isolados de *Talaromyces*, todos foram detectados exclusivamente no conteúdo interno dos ovos. Além disso, oito isolados foram encontrados no N2.

Apesar do N2 ter exibido uma maior diversidade e abundância de fungos em relação aos ninhos N1 e N3, os resultados obtidos não permitiram estabelecer uma influência direta sobre a taxa de natalidade dos filhotes. No entanto, observou-se uma tendência interessante: o N2 apresentou uma taxa de sobrevivência mais elevada em comparação aos demais ninhos, e o N3 revelou um cenário preocupante, com mais de 40% dos ovos não eclodindo além da ocorrência de morte embrionária em todos os ovos analisados.

É importante ressaltar que a taxa de natalidade dos filhotes de tartarugas marinhas é influenciada por uma série de fatores, incluindo a qualidade do ninho, a saúde dos embriões e a interação com o ambiente circundante. Embora os fungos desempenhem um papel ecológico importante e possam ter efeitos potenciais sobre o desenvolvimento dos embriões, outros aspectos do ambiente e das condições do ninho também podem ser determinantes para a taxa de natalidade (CHARLES et al., 2023). Por outro lado, a presença excessiva de fungos nos ninhos pode levar a uma competição por recursos, como nutrientes e espaço, o que pode afetar negativamente o desenvolvimento dos ovos. Adicionalmente, a produção de metabólitos secundários por algumas espécies podem ser tóxicos para os embriões ou prejudiciais ao seu desenvolvimento saudável (DYLAĞ et al., 2022; FERRARI et al., 2008; KELLER, 2019; ROHLFS; CHURCHILL, 2011; SCHMITT; LUMBSCH, 2009).

Essas constatações destacam a complexidade das interações ecológicas em um ambiente natural e a necessidade contínua de pesquisas para compreender em profundidade os múltiplos fatores que influenciam o sucesso reprodutivo das tartarugas marinhas. Este é o primeiro relato da diversidade fúngica presente na espécie *C. caretta* no litoral de Ipojuca, nordeste do Brasil.

Conclusão

A presença das espécies predominantes, como é o caso do *P. citrinum* e *A. sydowii*, nos ninhos das tartarugas da espécie *C. caretta* desperta questões intrigantes sobre a interação entre fungos e tartarugas, pois o seu papel e influência nos ninhos ainda são desconhecidos. Embora seja frequente nas amostras coletadas, ainda não foi possível determinar se sua presença é benéfica, neutra ou prejudicial para as tartarugas marinhas. Estudos adicionais são necessários para investigar de forma mais abrangente os possíveis efeitos desses isolados na ecologia das tartarugas marinhas e compreender melhor seu potencial impacto. Este estudo além de apresentar a diversidade fungica presente em animais da espécie *C. caretta* no litoral pernambucano do nordeste do Brasil, possibilitou o isolamento de espécies ainda não descritas que serão identificadas e divulgadas futuramente para comunidade acadêmica.

Agradecimentos

Os autores gostariam de expressar seus sinceros agradecimentos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo suporte financeiro fornecido a G. S. Ferreira para a realização deste estudo. Também agradecemos à ONG Ecoassociados por sua valiosa colaboração e assistência durante as coletas das amostras. Este estudo foi financiado parcialmente pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior Brasil (CAPES, Código de Finanças 001; processo CAPES-PRInt nº 88887.311891/2018-00). Agradecemos Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) através do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) pela emissão do protocolo Nº 80185, que possibilitou a coleta de dados e a análise de ninhos de tartarugas marinhas.

Referências

- ABREU-GROBOIS, A. & P. IUCN Red List of Threatened Species: *Lepidochelys olivacea*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 30 jun. 2008.
- ADELEKE, B. S.; BABALOLA, O. O. Pharmacological Potential of Fungal Endophytes Associated with Medicinal Plants: A Review. **Journal of Fungi**, v. 7, n. 2, p. 147, fev. 2021.
- ALEM, D. et al. Metabarcoding analysis of the soil fungal community to aid the conservation of underexplored church forests in Ethiopia. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 4817, 21 mar. 2022.
- BAI, Y. et al. Fungal Community as a Bioindicator to Reflect Anthropogenic Activities in a River Ecosystem. **Frontiers in Microbiology**, v. 9, 2018.
- CAFARCHIA, C. et al. *Fusarium* spp. in Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*): From Colonization to Infection. **Veterinary Pathology**, v. 57, n. 1, p. 139–146, jan. 2020.
- CHAI, C. X. et al. Fungal infection of sea turtle eggs in the sea turtle hatcheries in Peninsular Malaysia. **Fungal Ecology**, v. 63, p. 101243, 1 jun. 2023.
- FERREIRA, G. DA S. et al. Ação antrópica, conservação e perfil das tartarugas marinhas no Brasil: uma revisão narrativa da literatura. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 12, p. e589111235172–e589111235172, 25 set. 2022.
- FLORES-AGUIRRE, C. et al. Effect of moisture, temperature, and maternal influence on the hatching, phenotype, and performance of hawksbill turtles *Eretmochelys imbricata*. **Endangered Species Research**, v. 50, p. 217–234, 30 mar. 2023.
- GLEASON, F. H.; ALLERSTORFER, M.; LILJE, O. Newly emerging diseases of marine turtles, especially sea turtle egg fusariosis (SEFT), caused by species in the *Fusarium solani*

complex (FSSC). **Mycology**, v. 11, n. 3, p. 184–194, 2020.

GREEFF-LAUBSCHER, M. R.; JACOBS, K. Fusarium species isolated from post-hatchling loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in South Africa. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 5874, 7 abr. 2022.

KAMROWSKI, R. et al. Coastal light pollution and marine turtles: assessing the magnitude of the problem. **Endangered Species Research**, v. 19, n. 1, p. 85–98, 27 nov. 2012.

PIETROLUONGO, G. et al. Environmental and pathological factors affecting the hatching success of the two northernmost loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nests. **Scientific Reports**, v. 13, n. 1, p. 2938, 20 fev. 2023.

RAGHUKUMAR, S. **Fungi in Coastal and Oceanic Marine Ecosystems**. Cham: Springer International Publishing, 2017.

SIDIQUE, S. N. M.; AZUDDIN, N. F.; JOSEPH, J. First report of Fusarium species at nesting sites of endangered sea turtles in Terengganu and Melaka, Malaysia. **Malaysian Applied Biology**, v. 46, n. 3, p. 195–205, out. 2017.

SIMÕES, T. N. et al. Temperatura de incubação e razão sexual em filhotes recém-eclodidos da tartaruga marinha *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus, 1766) no município do Ipojuca, Pernambuco, Brasil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 54, p. 363–374, 2014.

WALLACE, B. P. et al. Regional management units for marine turtles: a novel framework for prioritizing conservation and research across multiple scales. **PloS One**, v. 5, n. 12, p. e15465, 17 dez. 2010.

BARNES, N. M. et al. Bioremediation potential of hydrocarbon-utilizing fungi from select marine niches of India. **3 Biotech**, v. 8, n. 1, p. 21, 18 dez. 2017.

BÉZY, V. S.; VALVERDE, R. A.; PLANTE, C. J. Olive Ridley Sea Turtle Hatching Success as a Function of the Microbial Abundance in Nest Sand at Ostional, Costa Rica. **PLOS ONE**, v. 10, n. 2, p. e0118579, 25 fev. 2015.

BJORNDAL, K.; BOLTEN, A.; CHALOUPKA, M. Green turtle somatic growth dynamics: distributional regression reveals effects of differential emigration. **Marine Ecology Progress Series**, v. 616, p. 185–195, 9 maio 2019.

BOGAS, A. C. et al. Endophytic fungi: an overview on biotechnological and agronomic potential. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e258557, 2024.

BOURZAMA, G. et al. KINETIC MODELING FOR THE BIOSORPTION OF COPPER, LEAD AND ZINC BY PENICILLIUM CITRINUM ISOLATED FROM POLLUTED ALGERIAN BEACHES. **Scientific Study & Research: Chemistry & Chemical Engineering, Biotechnology, Food Industry**, v. 21, n. 3, p. 321–332, 1 set. 2020.

BRODERICK, A. C. et al. Variation in reproductive output of marine turtles. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 288, n. 1, p. 95–109, 25 mar. 2003.

BUTLER, B.; PEARSON, R. G.; BIRTLES, R. A. Water-quality and ecosystem impacts of recreation in streams: Monitoring and management. **Environmental Challenges**, v. 5, p.

100328, 1 dez. 2021.

BYRD, A. L.; BELKAID, Y.; SEGRE, J. A. The human skin microbiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 16, n. 3, p. 143–155, mar. 2018.

CALLEWAERT, C.; RAVARD HELFFER, K.; LEBARON, P. Skin Microbiome and its Interplay with the Environment. **American Journal of Clinical Dermatology**, v. 21, n. Suppl 1, p. 4–11, 2020.

CAMPBELL, L. M. Seeing Red: Inside the Science and Politics of the IUCN Red List. **Conservation and Society**, v. 10, n. 4, p. 367–380, 2012.

CANDAN, E. D. Molecular identification of fungal isolates and hatching success of green turtle (*Chelonia mydas*) nests. **Archives of Microbiology**, v. 200, n. 6, p. 911–919, ago. 2018.

CARBUNGCO, E. S. et al. Identification and characterization of endophytic fungi associated with the leaves of *Moringa oleifera* Lam. **Acta Horticulturae**, n. 1158, p. 373–380, abr. 2017.

CARVALHO, R. H. et al. Marine debris ingestion by sea turtles (Testudines) on the Brazilian coast: an underestimated threat? **Marine Pollution Bulletin**, v. 101, n. 2, p. 746–749, 30 dez. 2015.

CASALE, P.; TUCKER, A. IUCN Red List of Threatened Species: *Caretta caretta*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 23 ago. 2015.

CHAI, C. X. et al. Fungal infection of sea turtle eggs in the sea turtle hatcheries in Peninsular Malaysia. **Fungal Ecology**, v. 63, p. 101243, 1 jun. 2023.

CHARLES, K. E. et al. Environmental and Nesting Variables Associated with Atlantic Leatherback Sea Turtle (*Dermochelys coriacea*) Embryonic and Hatching Success Rates in Grenada, West Indies. **Animals**, v. 13, n. 4, p. 685, jan. 2023.

CROUS, P. W. et al. Fungal Planet description sheets: 1383–1435. **Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 48, n. 1, p. 261–371, 30 jun. 2022.

DA SILVA, M. K. et al. Fungal and fungal-like diversity in marine sediments from the maritime Antarctic assessed using DNA metabarcoding. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 21044, 6 dez. 2022.

DAMIALIS, A. et al. Fungi in a changing world: growth rates will be elevated, but spore production may decrease in future climates. **International Journal of Biometeorology**, v. 59, n. 9, p. 1157–1167, set. 2015.

DOMICIANO, I.; DOMIT, C.; BRACARENSE, A. P. The green turtle *Chelonia mydas* as a marine and coastal environmental sentinels: Anthropogenic activities and diseases. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, p. 3417, 3 out. 2017.

DYLAĞ, M. et al. Update on *Stachybotrys chartarum*—Black Mold Perceived as Toxicogenic and Potentially Pathogenic to Humans. **Biology**, v. 11, n. 3, p. 352, mar. 2022.

EDWARDS, A. et al. Microbial genomics amidst the Arctic crisis. **Microbial Genomics**, v. 6,

n. 5, p. e000375, 11 maio 2020.

EGHTEDAR NEJAD, E. et al. Molecular identification of *Candida* isolates by Real-time PCR-high-resolution melting analysis and investigation of the genetic diversity of *Candida* species. **Journal of Clinical Laboratory Analysis**, v. 34, n. 10, p. e23444, 12 jul. 2020.

EMBACHER, J. et al. Wood decay fungi and their bacterial interaction partners in the built environment – A systematic review on fungal bacteria interactions in dead wood and timber. **Fungal Biology Reviews**, v. 45, p. 100305, 1 set. 2023.

FERRARI, S. et al. Transgenic Expression of a Fungal endo-Polygalacturonase Increases Plant Resistance to Pathogens and Reduces Auxin Sensitivity. **Plant Physiology**, v. 146, n. 2, p. 323–324, 1 fev. 2008.

FERREIRA, G. DA S. et al. Ação antrópica, conservação e perfil das tartarugas marinhas no Brasil: uma revisão narrativa da literatura. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 12, p. e589111235172–e589111235172, 25 set. 2022.

FLORES-AGUIRRE, C. et al. Effect of moisture, temperature, and maternal influence on the hatching, phenotype, and performance of hawksbill turtles *Eretmochelys imbricata*. **Endangered Species Research**, v. 50, p. 217–234, 30 mar. 2023.

FRANCO-DUARTE, R. et al. Advances in Chemical and Biological Methods to Identify Microorganisms—From Past to Present. **Microorganisms**, v. 7, n. 5, p. 130, maio 2019.

GAD, A. et al. Characterization and screening of marine-derived fungi along the coastline of Alexandria, Mediterranean Sea, Egypt. **Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries**, v. 25, p. 215–239, 3 set. 2021.

GADD, G. M. Geomycology: biogeochemical transformations of rocks, minerals, metals and radionuclides by fungi, bioweathering and bioremediation. **Mycological Research**, v. 111, n. 1, p. 3–49, 1 jan. 2007.

GAMBINO, D. et al. First data on microflora of loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nests from the coastlines of Sicily. **Biology Open**, v. 9, n. 1, p. bio045252, 29 jan. 2020.

GAMS, W. Phialophora and some similar morphologically little-differentiated anamorphs of divergent Ascomycetes. **Studies in Mycology**, v. 2000, p. 187–199, 10 maio 2000.

GARCÍA-MARTÍN, J. M.; SARMIENTO-RAMÍREZ, J. M.; DIÉGUEZ-URIBEONDO, J. Beyond Sea Turtles: *Fusarium keratoplasticum* in Eggshells of *Podocnemis unifilis*, a Threatened Amazonian Freshwater Turtle. **Journal of Fungi**, v. 7, n. 9, p. 742, set. 2021.

GARNER, T. W. J. et al. The emerging amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* globally infects introduced populations of the North American bullfrog, *Rana catesbeiana*. **Biology Letters**, v. 2, n. 3, p. 455–459, 22 set. 2006.

GATTO, C. R.; REINA, R. D. A review of the effects of incubation conditions on hatchling phenotypes in non-squamate reptiles. **Journal of Comparative Physiology B**, v. 192, n. 2, p. 207–233, 1 mar. 2022.

GLEASON, F. H.; ALLERSTORFER, M.; LILJE, O. Newly emerging diseases of marine

turtles, especially sea turtle egg fusariosis (SEFT), caused by species in the *Fusarium solani* complex (FSSC). **Mycology**, v. 11, n. 3, p. 184–194, 2020.

GODLEY, B. et al. Satellite tracking of sea turtles: Where have we been and where do we go next? **Endangered Species Research**, v. 4, p. 3–22, 21 dez. 2008.

GOMES, D. N. F. et al. Filamentous fungi isolated from sand and water of “Bairro Novo” and “Casa Caiada” beaches, Olinda, Pernambuco, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, p. 577–582, ago. 2008.

GREEFF-LAUBSCHER, M. R.; JACOBS, K. *Fusarium* species isolated from post-hatchling loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in South Africa. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 5874, 7 abr. 2022.

GÜÇLÜ, Ö.; BIYIK, H.; ŞAHINER, A. Mycoflora identified from loggerhead turtle (*Caretta caretta*) egg shells and nest sand at Fethiye beach, Turkey. **African Journal of Microbiology Research**, v. 4, p. 408–413, 1 mar. 2010.

HALLEGRAEFF, G. et al. Australian Dust Storm Associated with Extensive *Aspergillus sydowii* Fungal “Bloom” in Coastal Waters. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 80, n. 11, p. 3315–3320, jun. 2014.

HALLS, J. N.; RANDALL, A. L. Nesting Patterns of Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*): Development of a Multiple Regression Model Tested in North Carolina, USA. **ISPRS International Journal of Geo-Information**, v. 7, n. 9, p. 348, set. 2018.

HAMANN, M. et al. Global research priorities for sea turtles: informing management and conservation in the 21st century. **Endangered Species Research**, v. 11, n. 3, p. 245–269, 26 maio 2010.

HAWKSWORTH, D. L. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited* *Paper presented at the Asian Mycological Congress 2000 (AMC 2000), incorporating the 2nd Asia-Pacific Mycological Congress on Biodiversity and Biotechnology, and held at the University of Hong Kong on 9-13 July 2000. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1422–1432, 1 dez. 2001.

HAWKSWORTH, D. L. Global species numbers of fungi: are tropical studies and molecular approaches contributing to a more robust estimate? **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 9, p. 2425–2433, 1 ago. 2012.

HAWKSWORTH, D. L.; LÜCKING, R. Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. **Microbiology Spectrum**, v. 5, n. 4, jul. 2017.

HERNÁNDEZ-RESTREPO, M.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. Taxonomic and phylogenetic re-evaluation of *Microdochium*, *Monographella* and *Idriella*. **Persoonia : Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 36, p. 57–82, jun. 2016.

HOH, D. Z. et al. Nest microbiota and pathogen abundance in sea turtle hatcheries. **Fungal Ecology**, v. 47, p. 100964, 1 out. 2020.

HOUBRAKEN, J. et al. Classification of *Aspergillus*, *Penicillium*, *Talaromyces* and related genera (Eurotiales): An overview of families, genera, subgenera, sections, series and

- species. **Studies in Mycology**, Genera of Hyphomycetes: a Tribute to Keith A. Seifert. v. 95, p. 5–169, 1 mar. 2020.
- IRINYI, L. et al. International Society of Human and Animal Mycology (ISHAM)-ITS reference DNA barcoding database--the quality controlled standard tool for routine identification of human and animal pathogenic fungi. **Medical Mycology**, v. 53, n. 4, p. 313–337, maio 2015.
- JEEWON, R.; HYDE, K. D. Establishing species boundaries and new taxa among fungi: recommendations to resolve taxonomic ambiguities. **Mycosp**, v. 7, n. 11, p. 1669–1677, 2016.
- KAMROWSKI, R. et al. Coastal light pollution and marine turtles: assessing the magnitude of the problem. **Endangered Species Research**, v. 19, n. 1, p. 85–98, 27 nov. 2012.
- KEELING, P. J.; LUKER, M. A.; PALMER, J. D. Evidence from Beta-Tubulin Phylogeny that Microsporidia Evolved from Within the Fungi. **Molecular Biology and Evolution**, v. 17, n. 1, p. 23–31, 1 jan. 2000.
- KELLER, N. P. Fungal secondary metabolism: regulation, function and drug discovery. **Nature Reviews Microbiology**, v. 17, n. 3, p. 167–180, mar. 2019.
- KHALIL, A. M. A. et al. Isolation and Characterization of Fungal Endophytes Isolated from Medicinal Plant Ephedra pachyclada as Plant Growth-Promoting. **Biomolecules**, v. 11, n. 2, p. 140, 22 jan. 2021.
- KONTA, S. et al. A new genus Allodiatrype, five new species and a new host record of diatrypaceous fungi from palms (Arecaceae). **mycosphere**, v. 11, p. 239–268, 28 jan. 2020.
- KRAUSS, G.-J. et al. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 35, n. 4, p. 620–651, 1 jul. 2011.
- LI, T. et al. Progress and Prospects of Mycorrhizal Fungal Diversity in Orchids. **Frontiers in Plant Science**, v. 12, 2021.
- LIMA, E. P. E. et al. Nesting Ecology and Conservation of the Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*) in Rio de Janeiro, Brazil. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 11, n. 2, p. 249–254, dez. 2012.
- LIU, F.-F. et al. Current Progress on Marine Microplastics Pollution Research: A Review on Pollution Occurrence, Detection, and Environmental Effects. **Water**, v. 13, n. 12, p. 1713, jan. 2021.
- LOGUERCIO-LEITE, C. et al. A particularidade de ser um fungo – I. Constituintes celulares. **Biotemas**, v. 19, n. 2, p. 17–27, 1 jan. 2006.
- MANIMEGALAI, K.; DEVI, N. K. A.; PADMAVATHY, S. Marine Fungi as a Source of Secondary Metabolites of Antibiotics. v. 4, n. 3, p. 275–282, 2013.
- MARCOVALDI, M. Â.; DEI MARCOVALDI, G. G. Marine turtles of Brazil: the history and structure of Projeto TAMAR-IBAMA. **Biological Conservation**, v. 91, n. 1, p. 35–41, 1 nov. 1999.

- MARGARITOU LIS, D. et al. Loggerhead turtles in the Mediterranean Sea: present knowledge and conservation perspectives. Em: **Loggerhead Sea Turtles (editors: AB Bolten, BE Witherington). Smithsonian Institution Press, Washington DC.** [s.l: s.n.].
- MATSUZAWA, Y. et al. Fine-scale genetic population structure of loggerhead turtles in the Northwest Pacific. **Endangered Species Research**, v. 30, p. 83–93, 14 abr. 2016.
- MOK, T. et al. Fatal *Penicillium citrinum* pneumonia with pericarditis in a patient with acute leukemia. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 35, n. 10, p. 2654–2656, out. 1997.
- MOREIRA, G. A. M. et al. Total fungi and yeast distribution in soils over native and modified vegetation in central Brazil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 44, p. e0200097, 4 dez. 2020.
- MORTIMER, J. A. & D. IUCN Red List of Threatened Species: *Eretmochelys imbricata*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 30 jun. 2008.
- NEVES, M. S. C.; MOURA, C. C. DE M.; OLIVEIRA*, L. G. DE. Mycobiota from the eggs, nests and stillbirths of *Eretmochelys imbricata* Linneus 1766 (Testudines: Cheloniidae) in Pernambuco State, Brazil. **African Journal of Microbiology Research**, v. 9, n. 17, p. 1195–1199, 29 abr. 2015.
- NILSSON, R. H. et al. The UNITE database for molecular identification of fungi: handling dark taxa and parallel taxonomic classifications. **Nucleic Acids Research**, v. 47, n. D1, p. D259–D264, 8 jan. 2019.
- O'BRIEN, H. E. et al. Fungal Community Analysis by Large-Scale Sequencing of Environmental Samples. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 71, n. 9, p. 5544–5550, set. 2005.
- PANG, K.-L. et al. Insights into fungal diversity of a shallow-water hydrothermal vent field at Kueishan Island, Taiwan by culture-based and metabarcoding analyses. **PLoS ONE**, v. 14, n. 12, p. e0226616, 30 dez. 2019.
- PEAY, K. G.; KENNEDY, P. G.; TALBOT, J. M. Dimensions of biodiversity in the Earth mycobiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 14, n. 7, p. 434–447, jul. 2016.
- PECORARO, L. et al. Fungal diversity driven by bark features affects phorophyte preference in epiphytic orchids from southern China. **Scientific Reports**, v. 11, p. 11287, 28 maio 2021.
- PHAM, T. T.; DINH, K. V.; NGUYEN, V. D. Biodiversity and Enzyme Activity of Marine Fungi with 28 New Records from the Tropical Coastal Ecosystems in Vietnam. **Mycobiology**, v. 49, n. 6, p. 559–581, 2 nov. 2021.
- PIETROLUONGO, G. et al. Environmental and pathological factors affecting the hatching success of the two northernmost loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nests. **Scientific Reports**, v. 13, n. 1, p. 2938, 20 fev. 2023.
- POINTING, S. B. Feasibility of bioremediation by white-rot fungi. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 57, n. 1–2, p. 20–33, out. 2001.
- PORRAS-ALFARO, A.; BAYMAN, P. Hidden fungi, emergent properties: endophytes and

microbiomes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 49, p. 291–315, 2011.

RAGHUKUMAR, S. **Fungi in Coastal and Oceanic Marine Ecosystems**. Cham: Springer International Publishing, 2017.

RAMADHANI, I. et al. Screening of potential lignin-degrading fungi from the tropical forest for lignocellulose biotreatment. **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**, v. 308, p. 012014, 4 set. 2019.

RICHARDS, T. A. et al. Marine fungi: their ecology and molecular diversity. **Annual Review of Marine Science**, v. 4, p. 495–522, 2012.

RODRIGUES, D. H. G. et al. Diversidade fúngica em diferentes áreas de utilização do solo do Bioma Pampa. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 18, n. 1, p. 09–16, 19 fev. 2023.

ROHLFS, M.; CHURCHILL, A. C. L. Fungal secondary metabolites as modulators of interactions with insects and other arthropods. **Fungal genetics and biology: FG & B**, v. 48, n. 1, p. 23–34, jan. 2011.

ROSADO-RODRÍGUEZ, G.; MALDONADO-RAMÍREZ, S. L. Mycelial Fungal Diversity Associated with the Leatherback Sea Turtle (*Dermochelys coriacea*) Nests from Western Puerto Rico. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 15, n. 2, p. 265–272, 1 dez. 2016.

SABINO, R. et al. Molecular screening of 246 Portuguese *Aspergillus* isolates among different clinical and environmental sources. **Medical Mycology**, v. 52, n. 5, p. 519–529, 1 jul. 2014.

SALVO, V.-S.; FABIANO, M. Mycological assessment of sediments in Ligurian beaches in the Northwestern Mediterranean: Pathogens and opportunistic pathogens. **Journal of Environmental Management**, v. 83, n. 3, p. 365–369, 1 maio 2007.

SARMIENTO RAMIREZ, J. et al. Isolation of fungal pathogens from eggs of the endangered sea turtle species *Chelonia mydas* in Ascension Island. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 97, p. 1–7, 5 dez. 2016.

SCHMITT, I.; LUMBSCH, H. T. Ancient horizontal gene transfer from bacteria enhances biosynthetic capabilities of fungi. **PLoS One**, v. 4, n. 2, p. e4437, 2009.

SCHOCH, C. L. et al. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 109, n. 16, p. 6241–6246, 17 abr. 2012.

SCHUYLER, Q. A. et al. Risk analysis reveals global hotspots for marine debris ingestion by sea turtles. **Global Change Biology**, v. 22, n. 2, p. 567–576, 2016.

SEIFERT, K. A. Progress towards DNA barcoding of fungi. **Molecular Ecology Resources**, v. 9 Suppl s1, p. 83–89, maio 2009.

SEMINOFF, J. A. (SOUTHWEST F. S. C. IUCN Red List of Threatened Species: *Chelonia mydas*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 30 abr. 2004.

- SEMINOFF, J.; SHANKER, K. Marine turtles and IUCN Red Listing: A review of the process, the pitfalls, and novel assessment approaches. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 356, p. 52–68, 1 mar. 2008.
- SHAMBLIN, B. et al. Expanded mitochondrial control region sequences increase resolution of stock structure among North Atlantic loggerhead turtle rookeries. **Marine Ecology Progress Series**, v. 469, p. 145–160, 26 nov. 2012.
- SITAL, V. D. et al. Investigating the diversity of endophytic fungi colonizing leaves of three species of mangroves in Corentyne, Berbice, Guyana. **GSC Biological and Pharmaceutical Sciences**, v. 13, n. 3, p. 244–250, 2020.
- SMYTH, C. W. et al. Unraveling the ecology and epidemiology of an emerging fungal disease, sea turtle egg fusariosis (STEF). **PLOS Pathogens**, v. 15, n. 5, p. e1007682, 16 maio 2019.
- SUN, X.; GUO, L.-D.; HYDE, K. D. Community composition of endophytic fungi in *Acer truncatum* and their role in decomposition. **Fungal Diversity**, v. 47, n. 1, p. 85–95, 1 mar. 2011.
- TANG, A. M. C.; JEEWON, R.; HYDE, K. D. Phylogenetic utility of protein (RPB2, β -tubulin) and ribosomal (LSU, SSU) gene sequences in the systematics of Sordariomycetes (Ascomycota, Fungi). **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 91, n. 4, p. 327–349, 1 maio 2007.
- TANG, J. et al. Mycobiome: Approaches to analysis of intestinal fungi. **Journal of Immunological Methods**, v. 421, p. 112–121, jun. 2015.
- TANG, R.-B. et al. cDNA cloning and immunologic characterization of a novel EF-1 β allergen from *Penicillium citrinum*. **Allergy**, v. 60, n. 3, p. 366–371, 2005.
- TEDERSOO, L. et al. Global diversity and geography of soil fungi. **Science**, v. 346, n. 6213, p. 1256688, 28 nov. 2014.
- TEDERSOO, L.; LINDAHL, B. Fungal identification biases in microbiome projects. **Environmental Microbiology Reports**, v. 8, n. 5, p. 774–779, out. 2016.
- TEDERSOO, L.; MAY, T. W.; SMITH, M. E. Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 4, p. 217–263, abr. 2010.
- TEZAK, B. et al. Incubation environment and parental identity affect sea turtle development and hatchling phenotype. **Oecologia**, v. 192, 1 abr. 2020.
- TRESEDER, K. K. et al. Experimental warming alters potential function of the fungal community in boreal forest. **Global Change Biology**, v. 22, n. 10, p. 3395–3404, out. 2016.
- TROËNG, S.; CHALOUPKA, M. Variation in adult annual survival probability and remigration intervals of sea turtles. **Marine Biology**, v. 151, n. 5, p. 1721–1730, jun. 2007.
- VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; BARDGETT, R. D.; VAN STRAALLEN, N. M. The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. **Ecology Letters**, v. 11, n. 3, p. 296–310, mar. 2008.

- VECCHIONI, L. et al. Unveiling the egg microbiota of the loggerhead sea turtle *Caretta caretta* in nesting beaches of the Mediterranean Sea. **PLOS ONE**, v. 17, n. 5, p. e0268345, 26 maio 2022.
- VELEZ, P. et al. Fungal Diversity in Sediments From Deep-Sea Extreme Ecosystems: Insights Into Low- and High-Temperature Hydrothermal Vents, and an Oxygen Minimum Zone in the Southern Gulf of California, Mexico. **Frontiers in Marine Science**, v. 9, 2022.
- VELLEND, M. Conceptual synthesis in community ecology. **The Quarterly Review of Biology**, v. 85, n. 2, p. 183–206, jun. 2010.
- VENKATACHALAM, M. et al. Salinity and Temperature Influence Growth and Pigment Production in the Marine-Derived Fungal Strain *Talaromyces albobiverticillius* 30548. **Microorganisms**, v. 7, n. 1, p. 10, 8 jan. 2019.
- WAGNER, K. et al. Molecular detection of fungal pathogens in clinical specimens by 18S rDNA high-throughput screening in comparison to ITS PCR and culture. **Scientific Reports**, v. 8, p. 6964, 3 maio 2018.
- WALLACE, B. P. et al. Regional management units for marine turtles: a novel framework for prioritizing conservation and research across multiple scales. **PloS One**, v. 5, n. 12, p. e15465, 17 dez. 2010.
- WALLACE, B. P. et al. Global Conservation Priorities for Marine Turtles. **PLoS ONE**, v. 6, n. 9, p. e24510, 28 set. 2011.
- WEARN, J. A. et al. Species and organ specificity of fungal endophytes in herbaceous grassland plants. **Journal of Ecology**, v. 100, n. 5, p. 1085–1092, 2012.
- WIBBELS, T.; BEVAN, E. IUCN Red List of Threatened Species: *Lepidochelys kempii*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 14 jan. 2019.
- YILMAZ, N. et al. Polyphasic taxonomy of the genus *Talaromyces*. **Studies in Mycology**, v. 78, p. 175–341, jun. 2014.
- YUAN, Z.; NAG, R.; CUMMINS, E. Human health concerns regarding microplastics in the aquatic environment - From marine to food systems. **Science of The Total Environment**, v. 823, p. 153730, 1 jun. 2022.
- ZAKARIA, L. Microscopic characteristics as preliminary identification of *Aspergillus* spp. from beach sand: **Malaysian Journal of Microscopy**, v. 14, n. 1, 31 dez. 2018.
- ZHANG, M. et al. Cytotoxic Alkaloids and Antibiotic Nordammarane Triterpenoids from the Marine-Derived Fungus *Aspergillus sydowi*. **Journal of Natural Products**, v. 71, n. 6, p. 985–989, 1 jun. 2008.
- ZHANG, Z. et al. Patterns of Sediment Fungal Community Dependent on Farming Practices in Aquaculture Ponds. **Frontiers in Microbiology**, v. 12, 2021.
- ZHOU, D.; HYDE, K. D. Host-specificity, host-exclusivity, and host-recurrence in saprobic fungi* *Paper presented at the Asian Mycological Congress 2000 (AMC 2000) incorporating the 2nd Asia-Pacific Mycological Congress on Biodiversity and Biotechnology, and held at

the University of Hong Kong on 9-13 July 2000. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1449–1457, 1 dez. 2001.

5 CONCLUSÕES

- Os resultados desta pesquisa forneceram uma revisão abrangente sobre a ocorrência de fungos em tartarugas marinhas em diferentes regiões do mundo, contribuindo para o conhecimento atual sobre essa interação pouco explorada.
- A identificação dos fungos isolados por meio de técnicas morfológicas e moleculares proporcionou uma caracterização precisa das espécies encontradas nas tartarugas-cabeçudas no litoral pernambucano, revelando a abundância destes microrganismos nos diferentes locais de coleta.
- Os isolamentos de fungos em amostras de ovos não eclodidos da espécie *C. caretta* e na areia ao redor dos ninhos foram bem-sucedidos, ampliando nosso entendimento sobre a diversidade de *Aspergillus*, *Penicillium* e *Talaromyces* associadas a esses ambientes.
- O depósito dos isolados representantes de cada espécie de fungo na coleção da Micoteca URM da UFPE contribui para a preservação e disponibilidade desses microrganismos para futuras pesquisas e estudos.
- Os resultados obtidos sugerem a existência de interações ecológicas específicas entre as tartarugas marinhas e os fungos, destacando a importância de investigar os potenciais efeitos benéficos, neutros ou maléficos dessas interações para a conservação das espécies.
- Com base nos achados deste estudo, recomenda-se a continuidade de pesquisas relacionadas a interação entre tartarugas marinhas e fungos, incluindo estudos mais abrangentes e longitudinais que explorem diferentes aspectos dessa relação complexa.
- Espera-se que os resultados desta pesquisa estimulem a conscientização sobre a importância da conservação das tartarugas marinhas e incentivem a implementação de estratégias efetivas de preservação, levando em consideração a interação dessas espécies com os fungos em seus habitats naturais.

6 SÚMULA CURRICULAR

- Participação em comissão organizadora no III Congresso Internacional das Ciências da Saúde – III COINTER PDVS 2021 (01 a 03 de dezembro de 2021).
- Apresentação na modalidade Comunicação Oral e Artigo Completo, “Educação Ambiental por Meios Virtuais Devido ao Distanciamento Social: Percepção sobre Estuários e Manguezais de Alunos do Ensino Básico no Estado de Pernambuco, Brasil”, publicado no Anais do evento.
- Publicação do Artigo “Ação antrópica, conservação e perfil das tartarugas marinhas no Brasil: uma revisão narrativa da literatura” em 10 de setembro de 2022. <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i12.35172>
- Participação como co-autor do artigo “Influência do resveratrol no tratamento da doença de Alzheimer: uma revisão da literatura” em 02 de agosto de 2022. <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i11.33679>
- Participação como co-autor do artigo “Levantamento bibliográfico sobre a associação de rizóbios e fungos micorrízicos arbusculares em *Vigna unguiculata* L. Walp. (feijão-caupi)” em 16 de setembro de 2022. <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v11i13.35412>
- Participação como co-autor do artigo “Influência de variáveis abióticas sobre os grupos morfofuncionais fitoplanctônicos de um reservatório eutrófico tropical no estado de Pernambuco” em 01 de outubro de 2022. <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v11i13.36030>
- Publicação do capítulo de livro “Percepção Sobre Estuários e Manguezais de Alunos do Ensino Básico da Cidade de Escada em Pernambuco, Brasil: A Abordagem Virtual Como Principal Alternativa Devido a Necessidade de Distanciamento Social” Carta de aceite em 16 de maio de 2022. <https://www.editorapublicar.com.br/metodologias-praticas-e-inovacao-na-educacao-contemporanea-volume-5>
- Apresentação do trabalho durante o I Encontro do PPGCB: A ciência como uma ferramenta da AGENDA 2030 para o desenvolvimento sustentável, promovido pela Diretoria do Centro de Biociências (20 a 21 de Setembro de 2022).

REFERÊNCIAS

- ABREU-GROBOIS, A. & P. IUCN Red List of Threatened Species: *Lepidochelys olivacea*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 30 jun. 2008.
- ADELEKE, B. S.; BABALOLA, O. O. Pharmacological Potential of Fungal Endophytes Associated with Medicinal Plants: A Review. **Journal of Fungi**, v. 7, n. 2, p. 147, fev. 2021.
- ALEM, D. et al. Metabarcoding analysis of the soil fungal community to aid the conservation of underexplored church forests in Ethiopia. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 4817, 21 mar. 2022.
- BAI, Y. et al. Fungal Community as a Bioindicator to Reflect Anthropogenic Activities in a River Ecosystem. **Frontiers in Microbiology**, v. 9, 2018.
- BARNES, N. M. et al. Bioremediation potential of hydrocarbon-utilizing fungi from select marine niches of India. **3 Biotech**, v. 8, n. 1, p. 21, 18 dez. 2017.
- BÉZY, V. S.; VALVERDE, R. A.; PLANTE, C. J. Olive Ridley Sea Turtle Hatching Success as a Function of the Microbial Abundance in Nest Sand at Ostional, Costa Rica. **PLOS ONE**, v. 10, n. 2, p. e0118579, 25 fev. 2015.
- BJORNDAL, K.; BOLTEN, A.; CHALOUPKA, M. Green turtle somatic growth dynamics: distributional regression reveals effects of differential emigration. **Marine Ecology Progress Series**, v. 616, p. 185–195, 9 maio 2019.
- BOGAS, A. C. et al. Endophytic fungi: an overview on biotechnological and agronomic potential. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e258557, 2024.
- BOURZAMA, G. et al. KINETIC MODELING FOR THE BIOSORPTION OF COPPER, LEAD AND ZINC BY *PENICILLIUM CITRINUM* ISOLATED FROM POLLUTED ALGERIAN BEACHES. **Scientific Study & Research: Chemistry & Chemical Engineering, Biotechnology, Food Industry**, v. 21, n. 3, p. 321–332, 1 set. 2020.
- BRODERICK, A. C. et al. Variation in reproductive output of marine turtles. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 288, n. 1, p. 95–109, 25 mar. 2003.
- BUTLER, B.; PEARSON, R. G.; BIRTLES, R. A. Water-quality and ecosystem impacts of recreation in streams: Monitoring and management. **Environmental Challenges**, v. 5, p. 100328, 1 dez. 2021.
- BYRD, A. L.; BELKAID, Y.; SEGRE, J. A. The human skin microbiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 16, n. 3, p. 143–155, mar. 2018.
- CALLEWAERT, C.; RAVARD HELFFER, K.; LEBARON, P. Skin Microbiome and its Interplay with the Environment. **American Journal of Clinical Dermatology**, v. 21, n. Suppl 1, p. 4–11, 2020.
- CAMPBELL, L. M. Seeing Red: Inside the Science and Politics of the IUCN Red List. **Conservation and Society**, v. 10, n. 4, p. 367–380, 2012.
- CANDAN, E. D. Molecular identification of fungal isolates and hatching success of green

turtle (*Chelonia mydas*) nests. **Archives of Microbiology**, v. 200, n. 6, p. 911–919, ago. 2018.

CARBUNGCO, E. S. et al. Identification and characterization of endophytic fungi associated with the leaves of *Moringa oleifera* Lam. **Acta Horticulturae**, n. 1158, p. 373–380, abr. 2017.

CARVALHO, R. H. et al. Marine debris ingestion by sea turtles (Testudines) on the Brazilian coast: an underestimated threat? **Marine Pollution Bulletin**, v. 101, n. 2, p. 746–749, 30 dez. 2015.

CASALE, P.; TUCKER, A. IUCN Red List of Threatened Species: *Caretta caretta*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 23 ago. 2015.

CHAI, C. X. et al. Fungal infection of sea turtle eggs in the sea turtle hatcheries in Peninsular Malaysia. **Fungal Ecology**, v. 63, p. 101243, 1 jun. 2023.

CHARLES, K. E. et al. Environmental and Nesting Variables Associated with Atlantic Leatherback Sea Turtle (*Dermochelys coriacea*) Embryonic and Hatching Success Rates in Grenada, West Indies. **Animals**, v. 13, n. 4, p. 685, jan. 2023.

CROUS, P. W. et al. Fungal Planet description sheets: 1383–1435. **Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 48, n. 1, p. 261–371, 30 jun. 2022.

DA SILVA, M. K. et al. Fungal and fungal-like diversity in marine sediments from the maritime Antarctic assessed using DNA metabarcoding. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 21044, 6 dez. 2022.

DAMIALIS, A. et al. Fungi in a changing world: growth rates will be elevated, but spore production may decrease in future climates. **International Journal of Biometeorology**, v. 59, n. 9, p. 1157–1167, set. 2015.

DOMICIANO, I.; DOMIT, C.; BRACARENSE, A. P. The green turtle *Chelonia mydas* as a marine and coastal environmental sentinels: Anthropogenic activities and diseases. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, p. 3417, 3 out. 2017.

DYLAĞ, M. et al. Update on *Stachybotrys chartarum*—Black Mold Perceived as Toxicogenic and Potentially Pathogenic to Humans. **Biology**, v. 11, n. 3, p. 352, mar. 2022.

EDWARDS, A. et al. Microbial genomics amidst the Arctic crisis. **Microbial Genomics**, v. 6, n. 5, p. e000375, 11 maio 2020.

EGHTEDAR NEJAD, E. et al. Molecular identification of *Candida* isolates by Real-time PCR-high-resolution melting analysis and investigation of the genetic diversity of *Candida* species. **Journal of Clinical Laboratory Analysis**, v. 34, n. 10, p. e23444, 12 jul. 2020.

EMBACHER, J. et al. Wood decay fungi and their bacterial interaction partners in the built environment – A systematic review on fungal bacteria interactions in dead wood and timber. **Fungal Biology Reviews**, v. 45, p. 100305, 1 set. 2023.

FERRARI, S. et al. Transgenic Expression of a Fungal endo-Polygalacturonase Increases Plant Resistance to Pathogens and Reduces Auxin Sensitivity. **Plant Physiology**, v. 146, n. 2, p. 323–324, 1 fev. 2008.

- FERREIRA, G. DA S. et al. Ação antrópica, conservação e perfil das tartarugas marinhas no Brasil: uma revisão narrativa da literatura. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 12, p. e589111235172–e589111235172, 25 set. 2022.
- FLORES-AGUIRRE, C. et al. Effect of moisture, temperature, and maternal influence on the hatching, phenotype, and performance of hawksbill turtles *Eretmochelys imbricata*. **Endangered Species Research**, v. 50, p. 217–234, 30 mar. 2023.
- FRANCO-DUARTE, R. et al. Advances in Chemical and Biological Methods to Identify Microorganisms—From Past to Present. **Microorganisms**, v. 7, n. 5, p. 130, maio 2019.
- GAD, A. et al. Characterization and screening of marine-derived fungi along the coastline of Alexandria, Mediterranean Sea, Egypt. **Egyptian Journal of Aquatic Biology and Fisheries**, v. 25, p. 215–239, 3 set. 2021.
- GADD, G. M. Geomycology: biogeochemical transformations of rocks, minerals, metals and radionuclides by fungi, bioweathering and bioremediation. **Mycological Research**, v. 111, n. 1, p. 3–49, 1 jan. 2007.
- GAMBINO, D. et al. First data on microflora of loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nests from the coastlines of Sicily. **Biology Open**, v. 9, n. 1, p. bio045252, 29 jan. 2020.
- GAMS, W. Phialophora and some similar morphologically little-differentiated anamorphs of divergent Ascomycetes. **Studies in Mycology**, v. 2000, p. 187–199, 10 maio 2000.
- GARCÍA-MARTÍN, J. M.; SARMIENTO-RAMÍREZ, J. M.; DIÉGUEZ-URIBEONDO, J. Beyond Sea Turtles: *Fusarium keratoplasticum* in Eggshells of *Podocnemis unifilis*, a Threatened Amazonian Freshwater Turtle. **Journal of Fungi**, v. 7, n. 9, p. 742, set. 2021.
- GARNER, T. W. J. et al. The emerging amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* globally infects introduced populations of the North American bullfrog, *Rana catesbeiana*. **Biology Letters**, v. 2, n. 3, p. 455–459, 22 set. 2006.
- GATTO, C. R.; REINA, R. D. A review of the effects of incubation conditions on hatchling phenotypes in non-squamate reptiles. **Journal of Comparative Physiology B**, v. 192, n. 2, p. 207–233, 1 mar. 2022.
- GLEASON, F. H.; ALLERSTORFER, M.; LILJE, O. Newly emerging diseases of marine turtles, especially sea turtle egg fusariosis (SEFT), caused by species in the *Fusarium solani* complex (FSSC). **Mycology**, v. 11, n. 3, p. 184–194, 2020.
- GODLEY, B. et al. Satellite tracking of sea turtles: Where have we been and where do we go next? **Endangered Species Research**, v. 4, p. 3–22, 21 dez. 2008.
- GOMES, D. N. F. et al. Filamentous fungi isolated from sand and water of “Bairro Novo” and “Casa Caiada” beaches, Olinda, Pernambuco, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, p. 577–582, ago. 2008.
- GREEFF-LAUBSCHER, M. R.; JACOBS, K. *Fusarium* species isolated from post-hatchling loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in South Africa. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 5874, 7 abr. 2022.

GÜÇLÜ, Ö.; BIYIK, H.; ŞAHINER, A. Mycoflora identified from loggerhead turtle (*Caretta caretta*) egg shells and nest sand at Fethiye beach, Turkey. **African Journal of Microbiology Research**, v. 4, p. 408–413, 1 mar. 2010.

HALLEGRAEFF, G. et al. Australian Dust Storm Associated with Extensive *Aspergillus sydowii* Fungal “Bloom” in Coastal Waters. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 80, n. 11, p. 3315–3320, jun. 2014.

HALLS, J. N.; RANDALL, A. L. Nesting Patterns of Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*): Development of a Multiple Regression Model Tested in North Carolina, USA. **ISPRS International Journal of Geo-Information**, v. 7, n. 9, p. 348, set. 2018.

HAMANN, M. et al. Global research priorities for sea turtles: informing management and conservation in the 21st century. **Endangered Species Research**, v. 11, n. 3, p. 245–269, 26 maio 2010.

HAWKSWORTH, D. L. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited* *Paper presented at the Asian Mycological Congress 2000 (AMC 2000), incorporating the 2nd Asia-Pacific Mycological Congress on Biodiversity and Biotechnology, and held at the University of Hong Kong on 9-13 July 2000. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1422–1432, 1 dez. 2001.

HAWKSWORTH, D. L. Global species numbers of fungi: are tropical studies and molecular approaches contributing to a more robust estimate? **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 9, p. 2425–2433, 1 ago. 2012.

HAWKSWORTH, D. L.; LÜCKING, R. Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. **Microbiology Spectrum**, v. 5, n. 4, jul. 2017.

HERNÁNDEZ-RESTREPO, M.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. Taxonomic and phylogenetic re-evaluation of *Microdochium*, *Monographella* and *Idriella*. **Persoonia : Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 36, p. 57–82, jun. 2016.

HOH, D. Z. et al. Nest microbiota and pathogen abundance in sea turtle hatcheries. **Fungal Ecology**, v. 47, p. 100964, 1 out. 2020.

HOUBRAKEN, J. et al. Classification of *Aspergillus*, *Penicillium*, *Talaromyces* and related genera (Eurotiales): An overview of families, genera, subgenera, sections, series and species. **Studies in Mycology**, Genera of Hyphomycetes: a Tribute to Keith A. Seifert. v. 95, p. 5–169, 1 mar. 2020.

IRINYI, L. et al. International Society of Human and Animal Mycology (ISHAM)-ITS reference DNA barcoding database--the quality controlled standard tool for routine identification of human and animal pathogenic fungi. **Medical Mycology**, v. 53, n. 4, p. 313–337, maio 2015.

JEEWON, R.; HYDE, K. D. Establishing species boundaries and new taxa among fungi: recommendations to resolve taxonomic ambiguities. **Mycosp**, v. 7, n. 11, p. 1669–1677, 2016.

KAMROWSKI, R. et al. Coastal light pollution and marine turtles: assessing the magnitude of the problem. **Endangered Species Research**, v. 19, n. 1, p. 85–98, 27 nov. 2012.

- KEELING, P. J.; LUKER, M. A.; PALMER, J. D. Evidence from Beta-Tubulin Phylogeny that Microsporidia Evolved from Within the Fungi. **Molecular Biology and Evolution**, v. 17, n. 1, p. 23–31, 1 jan. 2000.
- KELLER, N. P. Fungal secondary metabolism: regulation, function and drug discovery. **Nature Reviews Microbiology**, v. 17, n. 3, p. 167–180, mar. 2019.
- KHALIL, A. M. A. et al. Isolation and Characterization of Fungal Endophytes Isolated from Medicinal Plant Ephedra pachyclada as Plant Growth-Promoting. **Biomolecules**, v. 11, n. 2, p. 140, 22 jan. 2021.
- KONTA, S. et al. A new genus Allodiatrype, five new species and a new host record of diatrypaceous fungi from palms (Arecaceae). **mycosphere**, v. 11, p. 239–268, 28 jan. 2020.
- KRAUSS, G.-J. et al. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 35, n. 4, p. 620–651, 1 jul. 2011.
- LI, T. et al. Progress and Prospects of Mycorrhizal Fungal Diversity in Orchids. **Frontiers in Plant Science**, v. 12, 2021.
- LIMA, E. P. E. et al. Nesting Ecology and Conservation of the Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*) in Rio de Janeiro, Brazil. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 11, n. 2, p. 249–254, dez. 2012.
- LIU, F.-F. et al. Current Progress on Marine Microplastics Pollution Research: A Review on Pollution Occurrence, Detection, and Environmental Effects. **Water**, v. 13, n. 12, p. 1713, jan. 2021.
- LOGUERCIO-LEITE, C. et al. A particularidade de ser um fungo – I. Constituintes celulares. **Biotemas**, v. 19, n. 2, p. 17–27, 1 jan. 2006.
- MANIMEGALAI, K.; DEVI, N. K. A.; PADMAVATHY, S. Marine Fungi as a Source of Secondary Metabolites of Antibiotics. v. 4, n. 3, p. 275–282, 2013.
- MARCOVALDI, M. Â.; DEI MARCOVALDI, G. G. Marine turtles of Brazil: the history and structure of Projeto TAMAR-IBAMA. **Biological Conservation**, v. 91, n. 1, p. 35–41, 1 nov. 1999.
- MARGARITOU, D. et al. Loggerhead turtles in the Mediterranean Sea: present knowledge and conservation perspectives. Em: **Loggerhead Sea Turtles (editors: AB Bolten, BE Witherington)**. Smithsonian Institution Press, Washington DC. [s.l.: s.n.].
- MATSUZAWA, Y. et al. Fine-scale genetic population structure of loggerhead turtles in the Northwest Pacific. **Endangered Species Research**, v. 30, p. 83–93, 14 abr. 2016.
- MOK, T. et al. Fatal *Penicillium citrinum* pneumonia with pericarditis in a patient with acute leukemia. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 35, n. 10, p. 2654–2656, out. 1997.
- MOREIRA, G. A. M. et al. Total fungi and yeast distribution in soils over native and modified vegetation in central Brazil. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 44, p. e0200097, 4 dez. 2020.

MORTIMER, J. A. & D. IUCN Red List of Threatened Species: *Eretmochelys imbricata*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 30 jun. 2008.

NEVES, M. S. C.; MOURA, C. C. DE M.; OLIVEIRA*, L. G. DE. Mycobiota from the eggs, nests and stillbirths of *Eretmochelys imbricata* Linneus 1766 (Testudines: Cheloniidae) in Pernambuco State, Brazil. **African Journal of Microbiology Research**, v. 9, n. 17, p. 1195–1199, 29 abr. 2015.

NILSSON, R. H. et al. The UNITE database for molecular identification of fungi: handling dark taxa and parallel taxonomic classifications. **Nucleic Acids Research**, v. 47, n. D1, p. D259–D264, 8 jan. 2019.

O'BRIEN, H. E. et al. Fungal Community Analysis by Large-Scale Sequencing of Environmental Samples. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 71, n. 9, p. 5544–5550, set. 2005.

PANG, K.-L. et al. Insights into fungal diversity of a shallow-water hydrothermal vent field at Kueishan Island, Taiwan by culture-based and metabarcoding analyses. **PLoS ONE**, v. 14, n. 12, p. e0226616, 30 dez. 2019.

PEAY, K. G.; KENNEDY, P. G.; TALBOT, J. M. Dimensions of biodiversity in the Earth mycobiome. **Nature Reviews Microbiology**, v. 14, n. 7, p. 434–447, jul. 2016.

PECORARO, L. et al. Fungal diversity driven by bark features affects phorophyte preference in epiphytic orchids from southern China. **Scientific Reports**, v. 11, p. 11287, 28 maio 2021.

PHAM, T. T.; DINH, K. V.; NGUYEN, V. D. Biodiversity and Enzyme Activity of Marine Fungi with 28 New Records from the Tropical Coastal Ecosystems in Vietnam. **Mycobiology**, v. 49, n. 6, p. 559–581, 2 nov. 2021.

PIETROLUONGO, G. et al. Environmental and pathological factors affecting the hatching success of the two northernmost loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nests. **Scientific Reports**, v. 13, n. 1, p. 2938, 20 fev. 2023.

POINTING, S. B. Feasibility of bioremediation by white-rot fungi. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 57, n. 1–2, p. 20–33, out. 2001.

PORRAS-ALFARO, A.; BAYMAN, P. Hidden fungi, emergent properties: endophytes and microbiomes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 49, p. 291–315, 2011.

RAGHUKUMAR, S. **Fungi in Coastal and Oceanic Marine Ecosystems**. Cham: Springer International Publishing, 2017.

RAMADHANI, I. et al. Screening of potential lignin-degrading fungi from the tropical forest for lignocellulose biotreatment. **IOP Conference Series: Earth and Environmental Science**, v. 308, p. 012014, 4 set. 2019.

RICHARDS, T. A. et al. Marine fungi: their ecology and molecular diversity. **Annual Review of Marine Science**, v. 4, p. 495–522, 2012.

RODRIGUES, D. H. G. et al. Diversidade fúngica em diferentes áreas de utilização do solo do Bioma Pampa. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 18,

n. 1, p. 09–16, 19 fev. 2023.

ROHLFS, M.; CHURCHILL, A. C. L. Fungal secondary metabolites as modulators of interactions with insects and other arthropods. **Fungal genetics and biology: FG & B**, v. 48, n. 1, p. 23–34, jan. 2011.

ROSADO-RODRÍGUEZ, G.; MALDONADO-RAMÍREZ, S. L. Mycelial Fungal Diversity Associated with the Leatherback Sea Turtle (*Dermochelys coriacea*) Nests from Western Puerto Rico. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 15, n. 2, p. 265–272, 1 dez. 2016.

SABINO, R. et al. Molecular screening of 246 Portuguese *Aspergillus* isolates among different clinical and environmental sources. **Medical Mycology**, v. 52, n. 5, p. 519–529, 1 jul. 2014.

SALVO, V.-S.; FABIANO, M. Mycological assessment of sediments in Ligurian beaches in the Northwestern Mediterranean: Pathogens and opportunistic pathogens. **Journal of Environmental Management**, v. 83, n. 3, p. 365–369, 1 maio 2007.

SARMIENTO RAMIREZ, J. et al. Isolation of fungal pathogens from eggs of the endangered sea turtle species *Chelonia mydas* in Ascension Island. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 97, p. 1–7, 5 dez. 2016.

SCHMITT, I.; LUMBSCH, H. T. Ancient horizontal gene transfer from bacteria enhances biosynthetic capabilities of fungi. **PloS One**, v. 4, n. 2, p. e4437, 2009.

SCHOCH, C. L. et al. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 109, n. 16, p. 6241–6246, 17 abr. 2012.

SCHUYLER, Q. A. et al. Risk analysis reveals global hotspots for marine debris ingestion by sea turtles. **Global Change Biology**, v. 22, n. 2, p. 567–576, 2016.

SEIFERT, K. A. Progress towards DNA barcoding of fungi. **Molecular Ecology Resources**, v. 9 Suppl s1, p. 83–89, maio 2009.

SEMINOFF, J. A. (SOUTHWEST F. S. C. IUCN Red List of Threatened Species: *Chelonia mydas*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 30 abr. 2004.

SEMINOFF, J.; SHANKER, K. Marine turtles and IUCN Red Listing: A review of the process, the pitfalls, and novel assessment approaches. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 356, p. 52–68, 1 mar. 2008.

SHAMBLIN, B. et al. Expanded mitochondrial control region sequences increase resolution of stock structure among North Atlantic loggerhead turtle rookeries. **Marine Ecology Progress Series**, v. 469, p. 145–160, 26 nov. 2012.

SIMÕES, T. N. et al. Temperatura de incubação e razão sexual em filhotes recém-eclodidos da tartaruga marinha *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus, 1766) no município do Ipojuca, Pernambuco, Brasil. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 54, p. 363–374, 2014.

SITAL, V. D. et al. Investigating the diversity of endophytic fungi colonizing leaves of three species of mangroves in Corentyne, Berbice, Guyana. **GSC Biological and Pharmaceutical**

Sciences, v. 13, n. 3, p. 244–250, 2020.

SMYTH, C. W. et al. Unraveling the ecology and epidemiology of an emerging fungal disease, sea turtle egg fusariosis (STEF). **PLOS Pathogens**, v. 15, n. 5, p. e1007682, 16 maio 2019.

SUN, X.; GUO, L.-D.; HYDE, K. D. Community composition of endophytic fungi in *Acer truncatum* and their role in decomposition. **Fungal Diversity**, v. 47, n. 1, p. 85–95, 1 mar. 2011.

TAMAR, Projeto Tartaruga Marinha. **Tartaruga-cabeçuda ou Tartaruga-mestiça**. Brasil, 25 maio 2023. Disponível em: <https://www.tamar.org.br/tartaruga.php?cod=18>. Acesso em: 25 maio 2023.

TANG, A. M. C.; JEEWON, R.; HYDE, K. D. Phylogenetic utility of protein (RPB2, β -tubulin) and ribosomal (LSU, SSU) gene sequences in the systematics of Sordariomycetes (Ascomycota, Fungi). **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 91, n. 4, p. 327–349, 1 maio 2007.

TANG, J. et al. Mycobiome: Approaches to analysis of intestinal fungi. **Journal of Immunological Methods**, v. 421, p. 112–121, jun. 2015.

TANG, R.-B. et al. cDNA cloning and immunologic characterization of a novel EF-1 β allergen from *Penicillium citrinum*. **Allergy**, v. 60, n. 3, p. 366–371, 2005.

TEDERSOO, L. et al. Global diversity and geography of soil fungi. **Science**, v. 346, n. 6213, p. 1256688, 28 nov. 2014.

TEDERSOO, L.; LINDAHL, B. Fungal identification biases in microbiome projects. **Environmental Microbiology Reports**, v. 8, n. 5, p. 774–779, out. 2016.

TEDERSOO, L.; MAY, T. W.; SMITH, M. E. Ectomycorrhizal lifestyle in fungi: global diversity, distribution, and evolution of phylogenetic lineages. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 4, p. 217–263, abr. 2010.

TEZAK, B. et al. Incubation environment and parental identity affect sea turtle development and hatchling phenotype. **Oecologia**, v. 192, 1 abr. 2020.

TRESEDER, K. K. et al. Experimental warming alters potential function of the fungal community in boreal forest. **Global Change Biology**, v. 22, n. 10, p. 3395–3404, out. 2016.

TROËNG, S.; CHALOUPKA, M. Variation in adult annual survival probability and remigration intervals of sea turtles. **Marine Biology**, v. 151, n. 5, p. 1721–1730, jun. 2007.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; BARDGETT, R. D.; VAN STRAALLEN, N. M. The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. **Ecology Letters**, v. 11, n. 3, p. 296–310, mar. 2008.

VECCHIONI, L. et al. Unveiling the egg microbiota of the loggerhead sea turtle *Caretta caretta* in nesting beaches of the Mediterranean Sea. **PLOS ONE**, v. 17, n. 5, p. e0268345, 26 maio 2022.

VELEZ, P. et al. Fungal Diversity in Sediments From Deep-Sea Extreme Ecosystems:

Insights Into Low- and High-Temperature Hydrothermal Vents, and an Oxygen Minimum Zone in the Southern Gulf of California, Mexico. **Frontiers in Marine Science**, v. 9, 2022.

VELLEND, M. Conceptual synthesis in community ecology. **The Quarterly Review of Biology**, v. 85, n. 2, p. 183–206, jun. 2010.

VENKATACHALAM, M. et al. Salinity and Temperature Influence Growth and Pigment Production in the Marine-Derived Fungal Strain *Talaromyces albobiverticillius* 30548. **Microorganisms**, v. 7, n. 1, p. 10, 8 jan. 2019.

WAGNER, K. et al. Molecular detection of fungal pathogens in clinical specimens by 18S rDNA high-throughput screening in comparison to ITS PCR and culture. **Scientific Reports**, v. 8, p. 6964, 3 maio 2018.

WALLACE, B. P. et al. Regional management units for marine turtles: a novel framework for prioritizing conservation and research across multiple scales. **PLoS One**, v. 5, n. 12, p. e15465, 17 dez. 2010.

WALLACE, B. P. et al. Global Conservation Priorities for Marine Turtles. **PLoS ONE**, v. 6, n. 9, p. e24510, 28 set. 2011.

WEARN, J. A. et al. Species and organ specificity of fungal endophytes in herbaceous grassland plants. **Journal of Ecology**, v. 100, n. 5, p. 1085–1092, 2012.

WIBBELS, T.; BEVAN, E. IUCN Red List of Threatened Species: *Lepidochelys kempii*. **IUCN Red List of Threatened Species**, 14 jan. 2019.

YILMAZ, N. et al. Polyphasic taxonomy of the genus *Talaromyces*. **Studies in Mycology**, v. 78, p. 175–341, jun. 2014.

YUAN, Z.; NAG, R.; CUMMINS, E. Human health concerns regarding microplastics in the aquatic environment - From marine to food systems. **Science of The Total Environment**, v. 823, p. 153730, 1 jun. 2022.

ZAKARIA, L. Microscopic characteristics as preliminary identification of *Aspergillus* spp. from beach sand: **Malaysian Journal of Microscopy**, v. 14, n. 1, 31 dez. 2018.

ZHANG, M. et al. Cytotoxic Alkaloids and Antibiotic Nordammarane Triterpenoids from the Marine-Derived Fungus *Aspergillus sydowi*. **Journal of Natural Products**, v. 71, n. 6, p. 985–989, 1 jun. 2008.

ZHANG, Z. et al. Patterns of Sediment Fungal Community Dependent on Farming Practices in Aquaculture Ponds. **Frontiers in Microbiology**, v. 12, 2021.

ZHOU, D.; HYDE, K. D. Host-specificity, host-exclusivity, and host-recurrence in saprobic fungi* *Paper presented at the Asian Mycological Congress 2000 (AMC 2000) incorporating the 2nd Asia-Pacific Mycological Congress on Biodiversity and Biotechnology, and held at the University of Hong Kong on 9-13 July 2000. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1449–1457, 1 dez. 2001.