



UNIVERSIDADE ESTADUAL DA REGIÃO TOCANTINA DO MARANHÃO  
CENTRO DE CIÊNCIAS EXATAS, NATURAIS E TECNOLÓGICAS  
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

ARABUTAN MARACAIPE DA SILVA NETO

**BIODIVERSIDADE DE CIANOBACTÉRIAS CORTICÍCOLAS DO PARQUE  
NATURAL MUNICIPAL DE PROTEÇÃO INTEGRAL ARARA AZUL, PORÇÃO  
ORIENTAL DO BIOMA AMAZÔNICO**

Imperatriz - MA

2025

Rua Godofredo Viana, 1.300 – Centro. CEP. 65901- 480 – Imperatriz/MA. Fone: (99) 3524-5387  
C.N.P.J 26.677.304/0001- 81 - Criada nos termos da Lei nº. 10.525, de 03.11.2016





ARABUTAN MARACAIPE DA SILVA NETO

**BIODIVERSIDADE DE CIANOBACTÉRIAS CORTICÍCOLAS DO PARQUE  
NATURAL MUNICIPAL DE PROTEÇÃO INTEGRAL ARARA AZUL, PORÇÃO  
ORIENTAL DO BIOMA AMAZÔNICO**

Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) apresentado ao Centro de Ciências Exatas, Naturais e Tecnológicas – CCENT, da Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – UEMASUL, como requisito para obtenção do grau de Licenciado em Ciências Biológicas.

**Orientador:** Prof. Dr. Marcelo Francisco da Silva

**Coorientador:** Prof. Dr. Watson Arantes Gama Júnior

Imperatriz - MA

2025

Rua Godofredo Viana, 1.300 – Centro. CEP. 65901- 480 – Imperatriz/MA. Fone: (99) 3524-5387  
C.N.P.J 26.677.304/0001- 81 - Criada nos termos da Lei nº. 10.525, de 03.11.2016





S586b

Silva Neto, Arabutan Maracaípe da

Biodiversidade de Cianobactérias Corticícolas do Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul, Porção Oriental do Bioma Amazônico. / Arabutan Maracaípe da Silva Neto. – Imperatriz, MA, 2025.

103 f.: il.

Trabalho de Conclusão de Curso (Ciências Biológicas) – Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – UEMASUL, Imperatriz, MA, 2025.

1. Taxonomia. 2. Comunidade Cianobacteriana. 3. Nordeste Maranhense. 4. Imperatriz - MA. I. Título.

CDU 579.2(812.1)

Ficha elaborada pelo Bibliotecário: **Mateus de Araújo Souza CRB 13/955**





ARABUTAN MARACAIPE DA SILVA NETO

**BIODIVERSIDADE DE CIANOBACTÉRIAS CORTICÍCOLAS DO PARQUE  
NATURAL MUNICIPAL DE PROTEÇÃO INTEGRAL ARARA AZUL, PORÇÃO  
ORIENTAL DO BIOMA AMAZÔNICO**

Aprovado em: 24/07/2025

Banca Examinadora:

Documento assinado digitalmente  
**gov.br** MARCELO FRANCISCO DA SILVA  
Data: 29/07/2025 12:33:05-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Prof. Dr. Marcelo Francisco da Silva – Orientador**  
Doutor em Biologia de Agentes Infecciosos e parasitários  
Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão (UEMASUL)

Documento assinado digitalmente  
**gov.br** REGIANE SATURNINO FERREIRA  
Data: 29/07/2025 13:21:49-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Profa. Dra. Regiane Saturnino Ferreira – Membro I**  
Doutora em Zoologia  
Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão (UEMASUL)

Documento assinado digitalmente  
**gov.br** NIARA PORTO DE CARVALHO  
Data: 29/07/2025 13:43:25-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Profa. Dra. Niara Porto de Carvalho – Membro II**  
Doutora em Produtos Naturais e Sintéticos Bioativos  
Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão (UEMASUL)

Imperatriz – MA

2025

Rua Godofredo Viana, 1.300– Centro. CEP. 65901- 480 – Imperatriz/MA. Fone: (99) 3524-5387  
C.N.P.J 26.677.304/0001- 81 - Criada nos termos da Lei nº. 10.525, de 03.11.2016





## DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho a Deus, aos meus pais, que, ao longo de toda a minha graduação, estiveram incondicionalmente ao meu lado, oferecendo-me apoio em todas as esferas. Estendo, igualmente, a todos os meus ilustres professores e valorosos amigos da minha querida casa UEMASUL, que contribuíram para minha formação intelectual e profissional.





## AGRADECIMENTOS

Primeiramente, gostaria de expressar minha profunda gratidão a Deus pelo cuidado imensurável ao longo de toda minha trajetória acadêmica. Foi Ele quem me deu força e coragem para enfrentar cada etapa, cada ciclo, cada dia, especialmente diante da difícil renúncia de estar longe da minha querida família. Houve muitos momentos de lutas, dias em que parecia impossível seguir adiante, mas, por Sua graça e bondade, encontrei forças para continuar. Foi essa fé inabalável que me sustentou, lembrando-me de que cada esforço fazia parte de um propósito maior: não apenas a realização de um sonho, mas também da transformação da minha vida e da emancipação da minha família.

Agradeço imensuravelmente aos meus pais, Marcos de Moraes Silva e Rosely Leite Ferreira, que sempre foram e continuam sendo minha base, meu alicerce e minha maior motivação para seguir em frente e lutar por uma vida melhor. Foi por eles que enfrentei cada desafio, que passei noites em claro cumprindo minhas responsabilidades acadêmicas, determinado a alcançar meus objetivos.

Sou profundamente grato pelo cuidado incansável que sempre tiveram com minha saúde mental e física, pelos conselhos sábios que me guiaram nos momentos de incerteza e por serem a luz que iluminou meus dias mais difíceis. Além disso, reconheço que sem o apoio financeiro que me proporcionaram, meu maior sonho, tornar-me biólogo, não teria sido possível. Cada conquista minha é, acima de tudo, fruto do amor, da força e da dedicação deles, que me deram tudo o que precisava para vencer cada batalha ao longo dessa jornada.

Meu agradecimento também se estende aos meus irmãos, Marcos Vinicius e Welder Leite, que são parte do meu tesouro, minha família. Foram por eles que persisti dia após dia para conquistar este título. Não tenho palavras para expressar o amor que sinto por eles; são meus cúmplices, minha alegria e minha motivação para seguir em frente. E foi pensando neles, que decidi mudar minha vida e buscar um futuro que possibilite conforto e suporte para todos nós.

Rendo homenagens à minha amada avó, Divina de Moraes, minha segunda mãe, que sempre esteve ao meu lado, especialmente durante a graduação. Seu apoio incondicional e seus conselhos sábios foram essenciais em minha jornada acadêmica. É impossível medir o impacto que teve na minha formação, pois ela foi uma das pessoas que mais me amparou em todos os





sentidos. Cada palavra sua ressoou como um farol orientador, guiando-me com sabedoria e ternura.

Às vezes, pode parecer um clichê quando alguém simplesmente diz: "Agradeço a toda minha família", muitas vezes por querer ser breve ou para não correr o risco de esquecer ninguém. Mas, para mim, essa gratidão vai muito além de palavras genéricas. Minha família é meu maior tesouro, minha verdadeira felicidade. São eles que me dão força nos momentos difíceis e em quem deposito toda a minha esperança.

Cada um deles tem um lugar especial no meu coração, pois são essenciais na minha vida, e não imagino minha jornada sem eles. Com todo amor e carinho, agradeço a: minha mãe, meu pai, Vinícius, Welder, Noemi, vó Divina, vô Arabutan, vó Rosa, vó Zélia, Mayara, Lucas, Pedro, Raquel, tio Márcio, tia Fernanda, tio Marcelo, Andreza, Rose, Duda, tio Cleiton, tia Toquinha, Kauã, Rosana, Ruan, tia Rita e tia Nenê. Meu coração transborda gratidão por cada um de vocês!

Agradeço também a todos os meus professores, que foram inspiração para a minha transformação acadêmica e profissional. Foram eles que me ensinaram a ser o Arabutan Maracaípe que sou hoje, com uma nova visão de mundo, novos propósitos e uma compreensão mais ampla sobre a importância da ciência e da natureza. Em especial, agradeço ao professor Marcelo Francisco e ao professor Joaquim Paulo, meus "pais científicos", pela confiança e pelas oportunidades ao longo de três anos de trabalho conjunto. Foram tempos de grande aprendizado e crescimento, repletos de descobertas e desafios científicos inesquecíveis, como as memoráveis coletas nos riachos Água Branca e Mosquito em Açailândia. Esses momentos mudaram minha vida para sempre, inclusive profissionalmente. Foi ali, realizando coletas de água, que descobri minha verdadeira paixão pela ciência.

Sou eternamente grato ao professor Júnior por ter sido meu primeiro orientador de PIBIC, não teria outro melhor é claro, costume brincar que ele me ensinou ser violentíssimo igual ele na química. Foram três anos de estudo intenso e parceria, que resultaram na conquista do primeiro lugar como melhor trabalho de química da região Tocantina do Maranhão, além de bons trabalhos publicados

Ainda, expresso minha profunda gratidão ao professor Marcelo pela parceria e pelas oportunidades que me proporcionou. Uma das experiências mais marcantes que vivenciei sob sua orientação foi a expedição embarcada em alto-mar, explorando a pluma na plataforma continental do Amazonas. Essa jornada não apenas ampliou meus conhecimentos científicos,





mas também fortaleceu minha conexão com a pesquisa e o ambiente marinho, tornando-se um aprendizado inesquecível.

Apesar de sua intensa e exaustiva carga de trabalho, sempre encontrou tempo para me ensinar com paciência, dedicação e um cuidado genuíno, especialmente durante minhas primeiras análises químicas e biológicas. Muito do que sei hoje aprendi com ele ou por meio dele. Sempre digo, com orgulho, que sou seu discípulo fiel. Não há palavras suficientes para descrever o quanto ele foi e continua sendo minha maior inspiração profissional. Sempre que tenho oportunidade, repito: "Quando crescer, quero ser como o senhor". Sinto-me profundamente grato pela formação que recebi e pela influência que ele exerceu sobre minha caminhada.

Agradeço também ao professor Watson por acreditar no meu potencial desde nosso primeiro contato. Nossa história começou de forma inusitada: enquanto estudava cianobactérias no meu primeiro PIBIC, assisti a uma palestra sua no YouTube e fiquei imediatamente fascinado. Movido pela curiosidade e pela admiração, resolvi entrar em contato por e-mail, numa abordagem ousada, mas cheia de esperança. Para minha surpresa e sorte, ele me respondeu no mesmo dia, demonstrando sua imensa disponibilidade e abrindo as portas de seu laboratório na UFRPE para mim.

Em meados de 2023, tive a honra de aprender com esse gigante no estudo das cianobactérias, organismos que me fascinam e cuja complexidade adoro desvendar. Desde então, mesmo à distância, mantivemos uma conexão constante entre Maranhão e Pernambuco, e ele sempre se mostrou solícito, generoso e disposto a compartilhar seu conhecimento. Sou profundamente grato por todo o carinho e apoio que recebi. Hoje, ele se tornou uma figura essencial na minha trajetória acadêmica: meu coorientador, meu mestre e meu tutor nesta nova caminhada.

Além disso, gostaria de expressar minha profunda gratidão a todos os amigos e colegas que conheci na universidade. Foram eles que tornaram meus dias mais leves, especialmente nos momentos em que estive distante da minha família. Sou imensamente grato a cada pessoa que cruzou meu caminho e, principalmente, àquelas que permaneceram, construindo laços que levarei comigo para sempre.

Cada um ocupa um lugar especial na minha vida, e guardo com carinho os momentos que compartilhamos, repletos de amizade, apoio e boas lembranças. Entre essas pessoas tão queridas, destaco: Ísis, Lívia Chagas, Nailthon, Brunna Almeida, Gabriela Sá, Kayky, Brenda,





Mathe, Alex, Samira Sousa, Samira Santos, Duda Murari e Mayarão. Meu coração se enche de gratidão por todas essas amizades que marcaram minha trajetória.

Finalizo agradecendo à Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão, em nome da Vice-Reitora Professora Lílian Castelo Branco, pessoa que tenho enorme carinho e respeito, pelo fomento às bolsas de iniciação científica e permanência, bem como pelos auxílios de transporte, alimentação e viagem. Esses recursos permitiram que eu vivenciasse a universidade de forma integral, promovendo um verdadeiro protagonismo estudantil e contribuindo para minha formação científica, humana, política e profissional.

Meu sincero agradecimento a todos que, de alguma forma, contribuíram para que este sonho se tornasse realidade.





## EPÍGRAFE

O REFICOFAGE transcende a simples sistematização dos seres vivos, ele nos convida a decifrar a teia intrincada da vida, conectando cada organismo à sua história evolutiva e às interações que sustentam a biodiversidade. Ao compreender essa estrutura, não apenas revisitamos o passado da vida na Terra, mas também traçamos caminhos para o futuro da ciência.

Essa organização do conhecimento não se limita à classificação, ela pavimenta a estrada para descobertas transformadoras, revelando os papéis ecológicos essenciais que moldam e sustentam os ecossistemas.

Arabutan Maracaipe





## RESUMO

As cianobactérias corticícolas, uma subclassificação do grupo das aerofíticas, são aquelas que epifitam o súber de árvores. Este é um nicho limitante ao desenvolvimento microbiano devido a fatores como baixa disponibilidade de água e nutrientes, grandes variações de temperatura, estresse luminoso e exposição a poluentes atmosféricos. Apesar da literatura indicar uma grande diversidade biológica entre as cianobactérias aerofíticas, as corticícolas em ambientes tropicais no Brasil ainda são pouco estudadas. Atualmente, apenas dois trabalhos taxonômicos relacionados a esse grupo foram descritos na literatura para a região Nordeste do Brasil. Quando analisada a situação do estado do Maranhão, observa-se a escassez de estudos sobre esses organismos, o que é problemático, tendo em vista que essa comunidade de cianobactérias apresenta uma altíssima diversidade biogeográfica em regiões tropicais, além de desempenhar atividades ecossistêmicas imprescindíveis, bem como nos ciclos biogeoquímicos e na manutenção da biosfera. Diante do exposto, objetivou-se realizar o levantamento da biodiversidade das cianobactérias corticícolas, no Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul, para mapear e catalogar essa diversidade microbiana. O procedimento metodológico consistiu na coleta de biofilmes de cianobactérias corticícolas com crescimento visível sobre o súber dos caules de árvores. Foram realizadas duas campanhas de coleta, totalizando 26 amostras provenientes de diferentes pontos da área de estudo. As análises taxonômicas foram conduzidas por meio da técnica morfométrica tradicional, utilizando microscopia óptica, com a montagem de cinco lâminas por amostra. As análises resultaram na identificação de 43 táxons de cianobactérias, incluindo formas cocoides, homocitadas e heterocitadas, distribuídos em 6 ordens, 11 famílias e 19 gêneros distintos. A elevada diversidade de táxons registrada neste estudo, revela que a região Nordeste do Brasil, em especial o estado do Maranhão, abriga uma cianoflora corticícola expressiva, cuja biodiversidade ainda permanece amplamente subexploradas. Entre os grupos analisados, as cianobactérias cocoides foram as mais frequentes, seguidas pelas formas heterocitadas e homocitadas, evidenciando uma comunidade estruturalmente diversa. Ressalta-se que a área de transição entre os biomas Cerrado e Amazônico, onde está inserido o PNMPIAA, representa um ambiente ecologicamente propício à ocorrência de táxons raros, novos gêneros e até mesmo linhagens com complexidades taxonômicas ainda não reconhecidas formalmente. Ainda, a identificação inédita dos gêneros *Cyanoarbor* e *Wilmottia* para o Nordeste brasileiro, ambos registrados pela primeira vez sobre o substrato de casca de árvore, amplia significativamente o conhecimento biogeográfico e ecológico dessas linhagens, destacando o valor científico da área estudada. Os ensaios bioestatísticos aplicados, incluindo o índice ecológico de riqueza e a frequência de ocorrência, revelaram uma comunidade cianobacteriana estruturalmente heterogênea, com alto grau de complexidade ecológica. Portanto, este estudo contribui de maneira significativa para o avanço da taxonomia, ecologia e biogeografia das cianobactérias no Brasil, abrindo caminhos para futuras descrições formais de novas espécies e para investigações mais aprofundadas sobre a diversidade microbiana associada a substratos vegetais em ambientes ainda negligenciados cientificamente.

**Palavras-chave:** Taxonomia; Comunidade Cianobacteriana; Casca de árvore; Nordeste Maranhense; Ecótono Cerrado-Amazônico.





## ABSTRACT

Corticolous cyanobacteria, a subclassification of the aerophytic group, are those that epiphyte tree cork. This niche limits microbial development due to factors such as low water and nutrient availability, wide temperature variations, light stress, and exposure to atmospheric pollutants. Although the literature indicates great biological diversity among aerophytic cyanobacteria, corticolous cyanobacteria in tropical environments in Brazil remain poorly studied. Currently, only two taxonomic studies related to this group have been described in the literature for the Northeast region of Brazil. Analyzing the situation in the state of Maranhão, a scarcity of studies on these organisms is observed, which is problematic, considering that this cyanobacterial community exhibits extremely high biogeographic diversity in tropical regions, in addition to performing essential ecosystem activities, as well as in biogeochemical cycles and the maintenance of the biosphere. Given the above, the objective was to survey the biodiversity of corticospinal cyanobacteria in the Arara Azul Municipal Natural Park, aiming to map and catalog this microbial diversity. The methodological procedure consisted of collecting biofilms of corticospinal cyanobacteria with visible growth on the cork of tree stems. Two collection campaigns were conducted, totaling 26 samples from different points in the study area. Taxonomic analyses were conducted using the traditional morphometric technique, using optical microscopy, with five slides per sample. The analyses resulted in the identification of 43 cyanobacterial taxa, including coccoid, homocytosed, and heterocytosed forms, distributed across 6 orders, 11 families, and 19 distinct genera. The high taxon diversity recorded in this study reveals that the Northeast region of Brazil, especially the state of Maranhão, is home to a significant corticolous cyanoflora, whose biodiversity remains largely underexplored. Among the groups analyzed, coccoid cyanobacteria were the most frequent, followed by heterocytoid and homocytoid forms, demonstrating a structurally diverse community. It is noteworthy that the transition area between the Cerrado and Amazon biomes, where the PNMPIAA is located, represents an ecologically favorable environment for the occurrence of rare taxa, new genera, and even lineages with taxonomic complexities not yet formally recognized. Furthermore, the unprecedented identification of the genera *Cyanoarbor* and *Wilmottia* for the Brazilian Northeast, both recorded for the first time on tree bark substrate, significantly expands the biogeographic and ecological knowledge of these lineages, highlighting the scientific value of the studied area. The biostatistical tests applied, including the ecological richness index and frequency of occurrence, revealed a structurally heterogeneous cyanobacterial community with a high degree of ecological complexity. Therefore, this study contributes significantly to the advancement of the taxonomy, ecology, and biogeography of cyanobacteria in Brazil, paving the way for future formal descriptions of new species and for more in-depth investigations of the microbial diversity associated with plant substrates in environments still scientifically neglected.

**Keywords:** Taxonomy; Cyanobacterial Community; Tree bark; Northeast Maranhão; Cerrado-Amazonian Ecotone.





## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> Organização esquemática das ordens e famílias de cianobactérias (exceto Nostocales) e alguns dos caracteres taxonômicos importantes, usados para distingui-las.....	25
<b>Figura 2:</b> Organização esquemática das famílias nostocales e alguns dos importantes caracteres taxonômicos usados para distingui-las. ....	26
<b>Figura 3:</b> Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul. ....	34
<b>Figura 4:</b> 26 pontos de coleta no PNMPIAA. ....	36
<b>Figura 5:</b> Placas de Petri com amostras que foram submetidas a reidratação controlada em água destilada, a sigla P05 ou P07 na imagem, simboliza o ponto amostral. ....	38
<b>Figura 6:</b> Replicatas de cinco lâminas temporárias por ponto amostral.....	39
<b>Figura 7:</b> Pontos amostrais da primeira coleta (16 pontos), evidenciando os biofilmes. ....	69
<b>Figura 8:</b> Pontos amostrais da segunda coleta (10 pontos), evidenciando os biofilmes. ....	71
<b>Figura 9:</b> Cianobactérias homocitadas ( <i>Pseudanabaena</i> sp.; <i>Phormidium</i> sp.1; <i>Phormidium</i> sp.2; <i>Phormidium</i> sp.3; <i>Leibleinia</i> sp.; <i>Lyngbya</i> sp. e <i>Porphyrosiphon notarisii</i> ). ....	73
<b>Figura 10:</b> Cianobactérias homocitadas e cocoides ( <i>Porphyrosiphon notarisii</i> ; <i>Wilmottia</i> sp. e <i>Aphanocapsa</i> sp.1).....	75
<b>Figura 11:</b> Cianobactérias cocoides ( <i>Aphanocapsa</i> sp.1; <i>Aphanocapsa</i> sp.2; <i>Aphanothece</i> sp.1; <i>Aphanothece</i> sp.2; <i>Aphanothece</i> sp.3 e <i>Aphanothece</i> sp.4).....	77
<b>Figura 12:</b> Cianobactérias cocoides ( <i>Cyanoarbor</i> sp.1; <i>Cyanoarbor</i> sp.2; <i>Entophysalis</i> sp. e <i>Chlorogloea</i> sp.1). ....	79
<b>Figura 13:</b> Cianobactérias cocoides ( <i>Chlorogloea</i> sp.1; <i>Chlorogloea</i> sp.2; <i>Chlorogloea</i> sp.3; <i>Chlorogloea</i> sp.4 e <i>Chlorogloea</i> sp.5).....	81
<b>Figura 14:</b> Cianobactérias cocoides ( <i>Chlorogloea</i> sp.5; <i>Chlorogloea</i> sp.6; <i>Chlorogloea</i> sp.7; <i>Chlorogloea</i> sp.8 e <i>Chroococidiopsis</i> sp.1). ....	83
<b>Figura 15:</b> Cianobactérias cocoides ( <i>Chroococidiopsis</i> sp.1; <i>Chroococidiopsis</i> sp.2; <i>Chroococidiopsis</i> sp.3 e <i>Gloeocapsa</i> sp.1). ....	85
<b>Figura 16:</b> Cianobactérias cocoides e heterocitadas ( <i>Gloeocapsa</i> sp.1; <i>Gloeocapsa</i> sp.2; <i>Gloeocapsopsis</i> sp. e <i>Brasilonema</i> sp.1). ....	87
<b>Figura 17:</b> Cianobactérias heterocitadas ( <i>Brasilonema</i> sp.1; <i>Brasilonema</i> sp.2; <i>Brasilonema</i> sp.3 e <i>Scytonema</i> sp.).....	89
<b>Figura 18:</b> Cianobactérias heterocitadas ( <i>Scytonema</i> sp.; <i>Tolypothrix</i> sp.1; <i>Tolypothrix</i> sp.2; <i>Stigonema</i> sp.1 e <i>Stigonema</i> sp.2). ....	91





**Figura 19:** Cianobactérias heterocitadas (*Stigonema* sp.2; *Stigonema* sp.3; *Stigonema* sp.4 e *Nostoc interbryum*)..... 93

**Figura 20:** Cianobactérias heterocitada (*Nostoc interbryum*) e cocoide (Cyanophyceae não identificada)..... 95





## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1:</b> Dados observado em campo dos biofilmes.....	36
<b>Tabela 2:</b> Táxons cianobacterianos registrados nos 21 pontos amostrais do PNMPIAA. A sigla com a letra “A” seguida de numerais arábicos, indica os diferentes pontos de coleta analisados no estudo.....	46





## LISTA DE GRÁFICOS

<b>Gráfico 1:</b> Relação da distribuição numérica dos táxons entre os grupos cianobacterianos (Cocoides, Heterocitadas e Homocitadas).....	45
<b>Gráfico 2:</b> Relação do Índice de Riqueza de Espécies de Margalef distribuídos pelos Pontos Amostrais.....	65
<b>Gráfico 3:</b> Relação da Frequência de Ocorrência dos Táxons Cianobacterianos.....	66





## LISTA DE SIGLAS

AL – Amazônia Legal

CHIG – Conjunto Habitacional Itamar Guará

CO<sub>2</sub> – Dióxido de Carbono

EPS – Substâncias Poliméricas Extracelulares

GEO – Grande Evento de Oxigenação

LEL – Laboratório de Ecologia e Limnologia

LM – Laboratório de Microscopia

MAAs – Aminoácidos do tipo Microsporina

MPTs – Metais Potencialmente Tóxicos

NMDS – Escalonamento Multidimensional Não Paramétrico

Parna – Parque Nacional

pH – Potencial Hidrogeniônico

PNMPIAA – Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul

RTM – Região Tocantina do Maranhão

SNUC – Sistema Nacional de Unidades de Conservação

UEMASUL/CE – Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – *Campus Estreito*

UEMASUL/CI – Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – *Campus Imperatriz*

UPI – Unidade de Proteção Integral





## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>20</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>22</b>
<b>2.1 Aspectos Gerais das Cianobactérias .....</b>	<b>22</b>
<b>2.1.1 O Papel das Cianobactérias na Evolução e Sustentação da Vida na Terra .....</b>	<b>22</b>
<b>2.1.2 Classificação Taxonômica e Diversidade Filogenética.....</b>	<b>23</b>
<b>2.1.3 Biofilmes de Cianobactérias.....</b>	<b>27</b>
<b>2.2 Cianobactérias Corticícolas .....</b>	<b>28</b>
<b>2.2.1 Definição e Características Ecológicas.....</b>	<b>28</b>
<b>2.2.2 Diversidade e Distribuição Geográfica.....</b>	<b>29</b>
<b>2.2.3 Importância Ecológica .....</b>	<b>29</b>
<b>2.2.4 Ameaças e Conservação .....</b>	<b>30</b>
<b>2.2.5 Potencial Biotecnológico.....</b>	<b>30</b>
<b>2.2.6 Importância de Inventários Regionais.....</b>	<b>31</b>
<b>2.3 Complexidade e Vulnerabilidade: A Biodiversidade dos Biomas Amazônico e Cerrado.....</b>	<b>31</b>
<b>2.4 Amazônia e Cerrado: Dinâmica Ecológica nas Zonas de Transição.....</b>	<b>32</b>
<b>3 OBJETIVOS .....</b>	<b>33</b>
<b>3.1 Objetivo Geral.....</b>	<b>33</b>
<b>3.2 Objetivos Específicos.....</b>	<b>33</b>
<b>4 MATERIAIS E MÉTODOS .....</b>	<b>34</b>
<b>4.1 Área de Estudo.....</b>	<b>34</b>
<b>4.2 Coleta de Campo.....</b>	<b>35</b>
<b>4.3 Processamento Laboratorial.....</b>	<b>38</b>
<b>4.4 Análise Morfométricas e Identificação Taxonômica.....</b>	<b>39</b>
<b>4.5 Deposição e Preservação das Amostras .....</b>	<b>40</b>
<b>4.6 Análise Qualitativa e Bioestatística .....</b>	<b>42</b>





<b>5 RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>43</b>
<b>5.1 Caracterização Taxonômica das Cianobactérias .....</b>	<b>43</b>
<b>5.1.1 Panorama Geral.....</b>	<b>43</b>
<b>5.1.2 Descrição dos Táxons e Considerações Taxonômicas .....</b>	<b>49</b>
<b>5.2 Estrutura da Comunidade de Cianobactérias: Riqueza e Frequência .....</b>	<b>65</b>
<b>6 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>66</b>
<b>PRANCHAS .....</b>	<b>68</b>
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>97</b>



## 1 INTRODUÇÃO

Numericamente, os estudos com cianobactérias concentram-se amplamente nos ecossistemas aquáticos, tendo em vista que esses organismos apresentam uma elevada capacidade de crescimento nas águas superficiais dos corpos hídricos, particularmente, em função do aumento dos nutrientes (eutrofização) descrito através das florações (Sant'anna, 2006; Ribeiro, 2020; Nichetti *et al.*, 2022). Além disso, este evento pode culminar na liberação de cianotoxinas nesses ecossistemas afetando diretamente na qualidade da água que abastece muitas cidades e municípios brasileiros. Essa problemática tem direcionado a atenção de pesquisadores e órgãos públicos para o estudo das cianobactérias aquáticas, com o principal intuito de mitigar os efeitos adversos e promover a sustentabilidade dos recursos hídricos (Dias; Rosado; Menezes, 2021; Albuquerque *et al.*, 2023).

Contudo, referente aos ambientes habitados pelas cianobactérias, os terrestres são onde esses organismos mais se diversificam, tanto morfológicamente quanto fisiologicamente (Gama-Júnior, 2012). Nesse contexto, as cianobactérias aerofíticas formam biofilmes fundamentais, desempenhando papéis biológicos cruciais. Como colonizadores primários, constituem a sinúsia inicial em substratos vegetativos recentemente expostos, especialmente em ambientes com intensa radiação solar e com mudanças diárias acentuadas na temperatura e na disponibilidade hídrica (Silva, 2010). Nessas circunstâncias, elas facilitam a decomposição mineralógica e instauram um ambiente ligeiramente ácido devido à produção de ácido carbônico durante a realização fotossintética (Metting, 1981).

Outrossim, as cianobactérias aerofíticas são reconhecidas como agentes estabilizadores e aprimoradores das propriedades físicas-químicas dos substratos, favorecendo a agregação de novas partículas fundamentadoras (Starks *et al.*, 1981). Elas se diferenciam dos outros microrganismos presentes nos biofilmes devido à sua notável resistência às variações climáticas, à capacidade de suportar elevados níveis de radiação ultravioleta e a dissecações (Paulino, 2022).

As cianobactérias corticícolas, uma subclassificação do grupo das aerofíticas, são aquelas que epifitam o súber de árvores. Este é um nicho limitante ao desenvolvimento microbiano devido a fatores como baixa disponibilidade de água e nutrientes, grandes variações de temperatura, estresse luminoso e exposição a poluentes atmosféricos (Pinto; Lima Júnior; Corrêa, 2015). Apesar de a literatura indicar uma grande diversidade biológica entre as cianobactérias aerofíticas, as corticícolas em ambientes tropicais no Brasil ainda são pouco estudadas (Branco *et al.*, 2009).



Segundo Ribeiro Da Anunciação *et al.*, (2024) no Brasil existem apenas quatro artigos publicados sobre cianobactérias corticícolas e epifíticas fora do estado de São Paulo, número extremamente pequeno quando comparado à grande extensão territorial do país, à diversidade de seus biomas, bem como à variedade de habitats e ecótipos. Isso evidencia que, fora da região Sudeste, ainda há uma lacuna significativa nesse campo do conhecimento. Atualmente, apenas dois trabalhos taxonômicos relacionados a esse grupo foram descritos na literatura para a região Nordeste do Brasil (Paulino, 2022; Ribeiro Da Anunciação *et al.*, 2024), o que indica que há uma diversidade de cianobactérias corticícolas ainda pouco conhecida, revelando um potencial significativo para novos registros e descobertas taxonômicas nesse ambiente.

Quando analisada a situação do estado do Maranhão, observa-se uma escassez de estudos sobre esses organismos, o que é problemático, tendo em vista que essa comunidade de cianobactérias apresenta uma altíssima diversidade biogeográfica em regiões tropicais, além de desempenhar atividades ecossistêmicas imprescindíveis, bem como nos ciclos biogeoquímicos e na manutenção da biosfera. Logo, nota-se que no Maranhão o conhecimento sobre cianobactérias corticícolas é insuficiente, o que torna crucial inventariar e realizar estudos biológicos para consolidar saberes e promover ações de conservação e preservação do patrimônio microbiótico brasileiro.

O Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul (PNMPIAA), situado no município de Imperatriz, na porção sudoeste do Maranhão e no nordeste da Amazônia, representa a única área de remanescente florestal com vegetação secundária abundante na região ecotonal entre bioma amazônico e cerrado. Este parque, portanto, se configura como um local de extrema relevância para a conservação da biodiversidade.

As condições climáticas dessa extensa faixa de contato entre esses dois sistemas ecológicos são marcadas por alta umidade e temperatura elevada, com períodos de estiagem e chuvoso, possibilitando um ambiente ideal para o desenvolvimento de cianobactérias corticícolas. Somado a isso, os biomas Amazônico e Cerrado têm demonstrado, ao longo das décadas, um potencial inestimável em termos de biodiversidade, tanto da flora e fauna quanto de microrganismos, refletindo a importância da região para o avanço do conhecimento científico e biotecnológico (Carvalho, 2007; Dos Santos; De Lima, 2022).

Diante do exposto, objetivou-se realizar o levantamento da biodiversidade das cianobactérias corticícolas, no PNMPIAA, para mapear e catalogar essa diversidade microbiana, além de fornecer subsídios valiosos para estratégias de conservação e manejo sustentável em áreas ecotonais. Portanto, o estudo destaca-se como um trabalho pioneiro para o estado do Maranhão e contribui com novos saberes para o Brasil.



## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Aspectos Gerais das Cianobactérias

#### 2.1.1 O Papel das Cianobactérias na Evolução e Sustentação da Vida na Terra

As cianobactérias são organismos elementares para a manutenção da vida no planeta Terra, habitando a biosfera há aproximadamente 3,5 bilhões de anos (Schopf, 2002; Franceschini *et al.*, 2010). Devido ao seu papel essencial nos processos de produção primária, as cianobactérias desempenharam uma função decisiva na oxigenação primitiva da atmosfera terrestre. Esse fenômeno, conhecido como Grande Evento de Oxigenação (GEO) (Poulton *et al.*, 2021), foi determinante para o surgimento de formas de vida mais complexas, contribuindo para a configuração do cenário atual da biosfera, tal como a conhecemos (Ferreira; Caetano Alves; Simões, 2008).

Biologicamente, as cianobactérias são classificadas no domínio Bacteria e se destacam por constituir o grupo morfológicamente mais diverso entre os procariotos (Woese; Kandler; Wheelis, 1990). Ainda assim, formam um grupo singular dentro dos organismos procarióticos, por apresentarem características típicas tanto de bactérias quanto de algas, o que lhes confere uma natureza dual (Sant'anna *et al.*, 2011).

De modo geral, a semelhança com as algas se deve à presença de características comuns aos seres fotossintetizantes, como a clorofila dos tipos *a*, *b*, *d* e *f* (Chen *et al.*, 2010; Caires, 2013), o que lhes permite realizar fotossíntese oxigênica. Por esse motivo, são consideradas produtoras primárias, desempenhando papel essencial nos ciclos biogeoquímicos e na base das cadeias alimentares aquáticas e terrestres (Marino, 2017).

Além disso, as cianobactérias possuem outras peculiaridades notáveis, como a presença de ficobiliproteínas, incluindo ficocianina, aloficocianina e ficoeritrina, entre outros pigmentos acessórios na categoria de carotenoides (De Brito; Martins; Dos Santos Silva, 2023). Ademais, sua semelhança com as bactérias deve-se à ausência de um núcleo definido por membrana, plastos e outras organelas citoplasmáticas típicas de células eucarióticas. Estruturalmente, apresentam uma parede celular composta de peptidoglicano e não possuem reprodução sexuada (Sant'Anna *et al.*, 2011). Essas características conferem às cianobactérias uma posição única entre os organismos fotossintetizantes, destacando sua importância ecológica e evolutiva (Gradíssimo; Mourão; Santos, 2020).

Segundo Pimentel (2013), as adaptações adquiridas pelas cianobactérias são fruto de relações com o ambiente ao longo de sua história evolutiva, haja vista que bilhões de anos de



evolução propiciaram mecanismos únicos de sobrevivência tanto em ambientes extremófilos (desertos, fontes termais, regiões polares e de alta salinidade) quanto em ambientes que possuem mudanças rápidas, tornando estes seres vivos extremamente complexos e com uma ampla distribuição em diferentes regiões do mundo, o que os torna seres com uma especificidade única, refletindo suas preferências ecológicas e adaptações a determinados habitats.

Assim, as cianobactérias são organismos extremamente diversificados em termos morfo-fisio-ecológicos, apresentando espécies unicelulares, coloniais e filamentosas, que podem ser encontradas em diversos ambientes dentro de uma ampla zona climática, sendo eles, aquáticos e terrestres (Weiss, 2023). Ainda, podem se desenvolver em diferentes substratos, sendo classificadas como edáficas (que vivem no solo), litofílicas (que vivem sobre ou dentro de rochas), cavernícolas (que vivem em cavernas), criobiontes (que vivem na neve ou gelo), epífitas (que vivem sobre vegetais) e epizóicas (que vivem sobre animais) (Silva, 2009). Além do mais, as cianobactérias variam em tamanho, podendo ser tanto microscópicas quanto macroscópicas, formando estruturas visíveis a olho nu (Lima Fernandes, 2022).

As cianobactérias estão aptas a sobreviverem em ambientes oligotróficos, ou seja, onde há escassez de nutrientes, uma vez que elas possuem eficiência na capacidade ou mecanismo de reserva, e muitas delas também são diazotróficas, ou seja, capazes de fixar o nitrogênio atmosférico através das células não vegetativas (Flores; Herrero, 2005).

### **2.1.2 Classificação Taxonômica e Diversidade Filogenética**

Segundo o último censo, foram registradas 6.105 espécies descritas no grupo Cyanobacteria/Cyanophyceae (Guiry; Guiry, 2025). No entanto, o número de espécies consideradas nomenclaturalmente válidas é de apenas 1.653 (Hauer; Komárek, 2022), o que evidencia a necessidade de revisões taxonômicas e padronização dos critérios de validação. Observa-se ainda, que a maioria das descrições formais de espécies continua sendo baseada predominantemente em características ecomorfológicas, como forma, tamanho, coloração, tipo de organização entre outras. Isso demonstra que, apesar dos avanços em técnicas moleculares, a morfologia permanece como ferramenta central para a identificação e classificação desses microrganismos (Ribeiro Da Anunciação *et al.*, 2024).

Segundo Stal (2007 apud Paulino, 2022), as cianobactérias podem ser classificadas em seções morfofisiológicas distintas, com base na organização celular e nos modos de divisão celular:

- (1) formas unicelulares que se reproduzem exclusivamente por fissão binária;



(2) formas unicelulares capazes de realizar fissão binária e/ou múltipla, originando baeócitos ou nanócitos;

(3) formas filamentosas homocitadas, caracterizadas pela presença de células morfológicamente semelhantes ao longo de todo o filamento;

(4) formas filamentosas heterocitadas, que apresentam células especializadas, como heterócitos e acinetos, subdividindo-se em:

(4.1) filamentos não ramificados ou com ramificações falsas;

(4.2) filamentos com ramificações verdadeiras, evidenciando maior complexidade estrutural.

Os avanços em genética e biologia molecular, especialmente a partir do século XX, possibilitaram uma reestruturação significativa na classificação das cianobactérias. O sistema atualmente adotado por Strunecký, Ivanova e Mareš (2023) baseia-se em uma abordagem polifásica e filogenômica, que integra diferentes conjuntos de dados para garantir maior robustez taxonômica. Entre os critérios considerados destacam-se características fenotípicas, ultraestruturais, ecológicas, bioquímicas e moleculares (com ênfase especial nas sequências do gene 16S rRNA).

Essa abordagem permitiu o reconhecimento de duas classes principais: Vampiromicrobiota, grupo de bactérias não fotossintéticas (anteriormente classificadas como Melainabacteria), e Cyanophyceae, composto por bactérias fotossintéticas, ambas filogeneticamente relacionadas. Além disso, foram estabelecidas 20 ordens principais, englobando um total de 54 famílias distintas, proporcionando uma sistematização mais precisa do filo Cyanobacteria. Essa nova proposta organizou esquematicamente as ordens e famílias, bem como os principais caracteres taxonômicos utilizados para distingui-las (Figuras 1 e 2).

Dessa forma, os organismos pertencentes às seções morfofisiológicas das cianobactérias de Stal (2007 apud Paulino, 2022) podem ser sistematicamente distribuídos entre as 20 grandes ordens atualmente reconhecidas, conforme a taxonomia polifásica e filogenômica de Strunecký, Ivanova e Mareš (2023), oferecendo maior resolutividade filogenética. Sendo assim, as ordens: Gloeobacterales, Thermostichales, Aegeococcales, Gloeomargaritales, Acaryochloridales e Synechococcales agrupa cianobactérias cocoides unicelulares que se reproduzem por fissão binária, correspondendo à seção 1.

As ordens Chroococcales e Chroococciopsidales reúnem predominantemente organismos da seção 2, em especial aqueles que realizam fissão múltipla, originando baeócitos ou nanócitos, células reprodutivas menores que a célula-mãe.



**Figura 1:** Organização esquemática das ordens e famílias de cianobactérias (exceto Nostocales) e alguns dos caracteres taxonômicos importantes, usados para distingui-las.



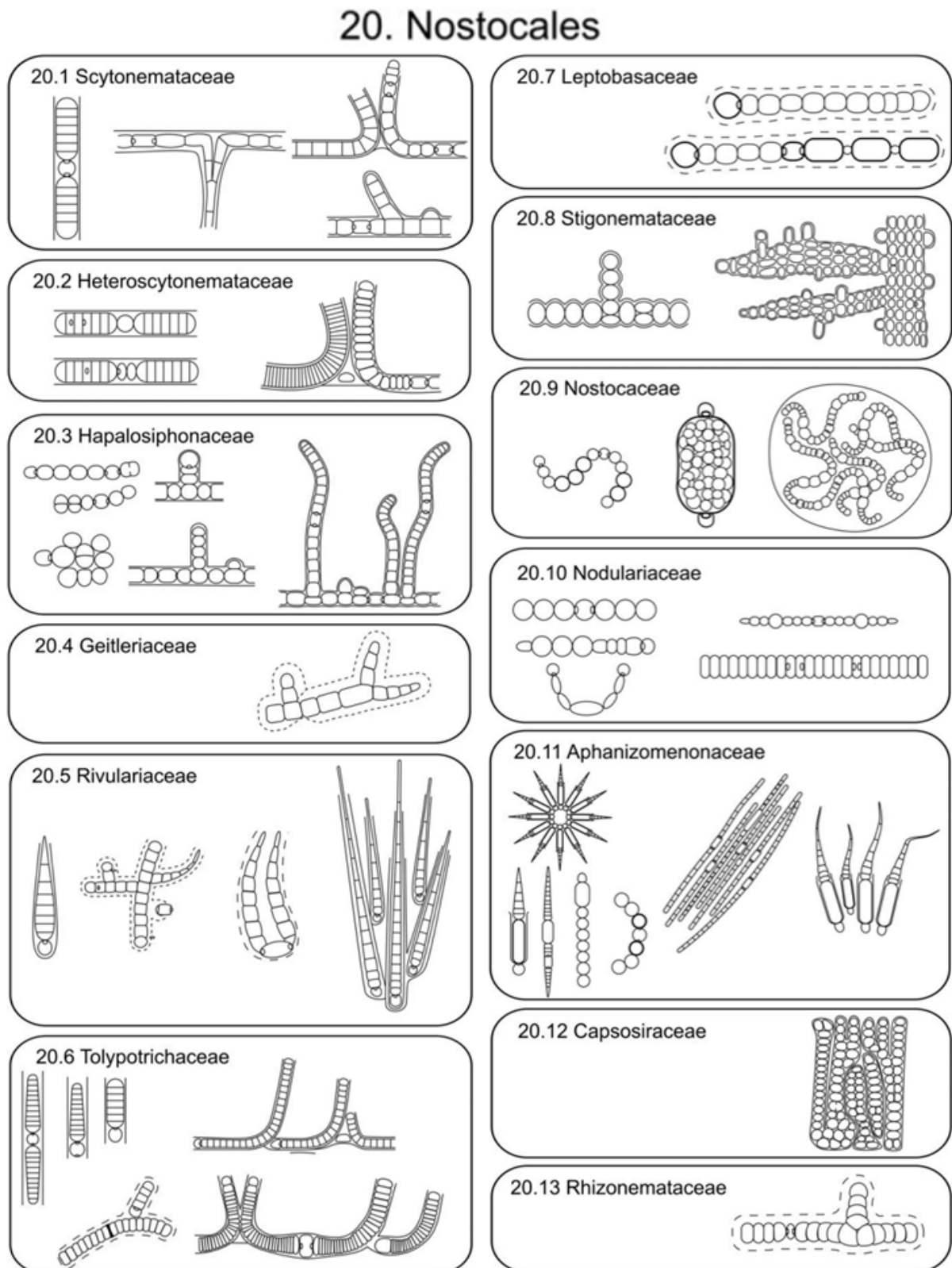
Fonte: Strunecký; Ivanova; Mareš, 2023.

As ordens Pseudanabaenales, Prochlorotrichales, Nodosilineales, Oculatellales, Leptolyngbyales, Geitlerinematales, Desertifilales, Oscillatoriales, Coleofascicullales, Spirulinales e Gomontiellales, incluem formas filamentosas homocitadas, isto é, com células



morfologicamente uniformes ao longo de todo o tricoma, com função definitivamente fotossintética, típicas das cianobactérias homocitadas.

**Figura 2:** Organização esquemática das famílias nostocáneas e alguns dos importantes caracteres taxonômicos usados para distingui-las.



Fonte: Strunecký; Ivanova; Mareš, 2023.



Já a ordem Nostocales corresponde à seção 4, incluindo suas duas subseções (4.1 e 4.2), e reúne exclusivamente cianobactérias heterocitadas, ou seja, que apresentam células especializadas como heterócitos, responsáveis pela fixação de nitrogênio atmosférico, e acinetos, células de resistência. Essa ordem compreende tanto formas não ramificadas quanto aquelas com ramificações falsas ou verdadeiras.

É importante destacar que, do ponto de vista filogenético, os agrupamentos morfológicos tradicionais, como as cianobactérias homocitadas e cocoides, não constituem grupos monofiléticos, ou seja, não compartilham um ancestral comum exclusivo. Além disso, as formas heterocitadas com ramificações verdadeiras também não formam um grupo monofilético, sendo classificadas em clados polifiléticos juntamente com aquelas que apresentam ramificações falsas, refletindo a complexidade evolutiva dentro do filo (Komárek, 2014).

### **2.1.3 Biofilmes de Cianobactérias**

Os biofilmes fotossintetizantes representam comunidades de seres vivos altamente organizadas, compostas por diversos microrganismos que interagem de forma cooperativa, tanto do ponto de vista metabólico quanto estrutural. Um dos elementos-chave dessas formações é a matriz de Substâncias Poliméricas Extracelulares (EPS), constituída por polissacarídeos, proteínas, lipídios e ácidos nucleicos, cuja função é promover a adesão celular, integrar material orgânico e inorgânico ao sistema e proteger os microrganismos contra estresses ambientais (Gorbushina, 2007; Bolhuis; Cretoiu; Stal, 2014).

Essas estruturas se desenvolvem de maneira complexa e funcional, formando uma densa rede tridimensional de microrganismos interdependentes que favorecem a resistência e a adaptação frente a condições ambientais adversas, como desidratação, radiação ultravioleta, variações térmicas, escassez de nutrientes e presença de metais potencialmente tóxicos (MPTs) (Flemming; Wingender, 2010).

Segundo Flemming (2016) a heterogeneidade espacial dos biofilmes possibilita a formação de microambientes distintos, os quais favorecem a ocupação de nichos ecológicos específicos e promovem elevada diversidade funcional entre os organismos presentes. Como consequência, ocorre a formação biogênica do próprio habitat do biofilme, caracterizada por fortes gradientes físico-químicos, alta biodiversidade e interações dinâmicas e sinérgicas, como a transferência horizontal de genes e a expressão de características semelhantes à multicelularidade. Todas essas propriedades emergem simultaneamente graças as EPS, que atuam como matriz estrutural e funcional dessas comunidades.



Os biofilmes fotossintetizantes incluem organismos autótrofos, como algas verdes, e, sobretudo, cianobactérias, que se destacam pela capacidade de realizar fotossíntese oxigênica, contribuir para os ciclos biogeoquímicos e produzir EPS em grandes quantidades (Bolhuis; Cretoiu; Stal, 2014). Além disso, tais biofilmes frequentemente abrigam microrganismos heterotróficos que se alimentam da matéria orgânica gerada pelos fotossintetizantes, como bactérias, fungos, protozoários e até pequenos invertebrados, incluindo ácaros, nematoides e larvas de insetos (Gorbushina; Petersen, 2000).

Em muitos contextos ecológicos, como em superfícies úmidas, solos expostos, rochas, troncos de árvores e monumentos históricos, as cianobactérias assumem papel ecológico central, sendo frequentemente os organismos dominantes na composição dos biofilmes fotossintéticos (Gomes, 2008). Essa dominância é observada principalmente em substratos aerofíticos, ou seja, superfícies terrestres expostas ao ar, onde a umidade é intermitente e a radiação solar intensa (Bozan; Schmid; Bühler, 2022). Nessas condições, cianobactérias adaptadas, como as dos gêneros *Hapalosiphon*, *Oscillatoria* e *Scytonema*, demonstram alta resistência fisiológica e capacidade de formar camadas protetoras de mucilagem que ajudam na retenção de água e proteção contra estresse oxidativo, principalmente relacionado a radiação UV e ionizante (Singh; Tyagi; Kumar, 2017).

Além de seu papel ecológico, os biofilmes fotossintetizantes vêm despertando crescente interesse em aplicações biotecnológicas e ambientais, como em processos de biorremediação, controle biológico de superfícies, produção de metabólitos secundários com propriedades bioativas e uso em biorreatores para sequestro de dióxido de carbono – CO<sub>2</sub> (Prieto-Barajas; Valencia-Cantero; Santoyo, 2018; Baunach *et al.*, 2024).

## 2.2 Cianobactérias Corticícolas

### 2.2.1 Definição e Características Ecológicas

As cianobactérias corticícolas são microrganismos fotossintetizantes que habitam a superfície do súber (casca externa) de árvores vivas, compondo parte da comunidade epifítica desses substratos (Lemes-da-Silva; Branco; Necchi Júnior, 2012; Singh; Tyagi; Kumar, 2017). Os biofilmes formados por esses organismos podem ser observados como manchas sobre as árvores, apresentando colorações esverdeadas, enegrecidas, avermelhadas ou amarronzadas. Essas manchas podem ser de consistência gelatinosa ou não, dispostas em forma de listras ou massas aveludadas (Bhakta *et al.*, 2014).



Desse modo, diferenciam-se das epífitas em sentido mais amplo por apresentarem especificidade ao ambiente corticial, o qual oferece microcondições particulares, como potencial hidrogeniônico (pH), retenção hídrica e composição química variável (Neustupa; Štifterová, 2013; Mierziak; Kostyn; Kulma, 2014; Singh; Tyagi; Kumar, 2017). Tais características influenciam diretamente a colonização e o estabelecimento desse grupo de cianobactérias, que se adapta a ambientes frequentemente expostos à radiação solar direta, à baixa disponibilidade hídrica e a flutuações térmicas (Arguelles, 2019). Nesse contexto, a microbiota de cianobactérias corticícolas apresenta uma biodiversidade expressiva, especialmente em regiões tropicais e subtropicais, onde as condições ambientais favorecem seu desenvolvimento (Sant’anna *et al.*, 2011; Bhakta *et al.*, 2014).

### **2.2.2 Diversidade e Distribuição Geográfica**

A diversidade das cianobactérias terrestres ainda é subestimada, especialmente em regiões tropicais onde se acredita que ocorra a maior riqueza de espécies (Sant’anna *et al.*, 2011). Os gêneros mais frequentemente relatados nesse tipo de ambiente no Nordeste brasileiro, incluem: *Aphanothece*, *Chlorogloea*, *Chroococcidiopsis*, *Gloeocapsa*, *Nostoc*, *Porphyrosiphon* e *Scytonema* (Paulino, 2022; Ribeiro Da Anunciação *et al.*, 2024) muitos dos quais apresentam adaptações morfológicas e fisiológicas à vida em substratos aéreos.

Estudos realizados em regiões temperadas, sobretudo na Europa, são responsáveis por grande parte das descrições taxonômicas conhecidas até hoje (Neustupa; Škaloud, 2008; 2010; Neustupa; Štifterová, 2013; Arguelles, 2019). No entanto, em países megadiversos como o Brasil, a distribuição dessas espécies permanece pouco documentada (Paulino, 2022). Isso porque, a baixa frequência de pesquisadores, somada a desvalorização econômica na área, e a ausência de inventários regionais detalhados, contribuem para essa lacuna, resultando em uma pouca representatividade do grupo em bancos de dados taxonômicos e genéticos.

### **2.2.3 Importância Ecológica**

As cianobactérias corticícolas desempenham papéis ecológicos relevantes nos ecossistemas onde ocorrem. Sendo assim, elas participam ativamente da fixação biológica de nitrogênio atmosférico, contribuindo com a ciclagem de nutrientes em ambientes arbóreos, mesmo em microescala. Além disso, auxiliam na formação de biofilmes e crostas biológicas sobre a superfície das cascas, promovendo estabilidade microambiental e protegendo a superfície da árvore contra fatores abióticos extremos.



Além disso, essas cianobactérias também influenciam a sucessão ecológica epifítica, funcionando como pioneiras na colonização de superfícies recém-expostas e promovendo condições favoráveis à instalação de líquens, fungos e outras algas. Assim, ainda que muitas vezes invisíveis a olho nu, essas comunidades microbianas atuam como componentes funcionais dos ecossistemas florestais.

#### **2.2.4 Ameaças e Conservação**

Embora pouco conhecidas pela ciência, as cianobactérias corticícolas, tal como outros organismos de regiões tropicais, encontram-se sob constante ameaça de perda de diversidade devido à degradação de habitats naturais, particularmente no bioma Cerrado, que sofre crescente pressão antrópica (Sant'anna *et al.*, 2011; Lopes *et al.*, 2023). A biodiversidade desse grupo está sendo silenciosamente comprometida pela supressão da vegetação nativa, pelo avanço do desmatamento, das queimadas e da urbanização desordenada.

Nesse contexto, como organismos sensíveis às alterações ambientais e dependentes de árvores vivas como substrato, sua conservação está intrinsecamente ligada à manutenção das florestas e formações arbóreas. A escassez de informações ecológicas e taxonômicas torna ainda mais difícil implementar ações de proteção, agravando o risco de perda de linhagens ainda não descritas.

#### **2.2.5 Potencial Biotecnológico**

Apesar da escassez de estudos, as cianobactérias corticícolas apresentam elevado potencial eco-biotecnológico, com aplicações promissoras em áreas como cosmetologia, biomedicina, farmacologia, biotecnologia agrícola e microbiologia aplicada. Tais cianobactérias são capazes de produzir uma ampla gama de metabólitos secundários bioativos, destacando-se os pigmentos fotoprotetores, como a citonemina e os aminoácidos do tipo micosporina (MAAs); compostos antioxidantes, como fenóis, flavonoides e peptídeos antioxidantes; além de substâncias com ação antibacteriana e antifúngica, como as cianotoxinas em baixas concentrações e peptídeos bioativos (microcistina, cianovirina, ambigolina) (Singh *et al.*, 2011; Sahu *et al.*, 2017; Singh; Tyagi; Kumar, 2017).

Também são reconhecidas por produzirem metabólitos com potencial antiviral, como a cianovirina-N; antiprotozoário, como a nostocarbolina; alelopático, como a cilindropermopsina; além de compostos com atividades antitumoral e antiproliferativa, a exemplo da criptoficina e da curacina A, entre outros (Singh *et al.*, 2011; Teneva *et al.*, 2023). Dito isso, tais compostos reforçam o valor dessas cianobactérias como recurso biotecnológico



estratégico, cuja exploração sustentável exige, necessariamente, maior investimento em sua identificação, caracterização e aplicação.

### **2.2.6 Importância de Inventários Regionais**

Apesar desse amplo repertório de metabólitos bioativos que podem contribuir significativamente para o avanço científico e tecnológico, as cianobactérias corticícolas ainda permanecem subexploradas, sobretudo pela carência de estudos taxonômicos robustos e de inventários sistemáticos. Ribeiro Da Anunciação *et al.*, (2024) destacam a urgência de ampliar o esforço amostral voltado especificamente ao substrato da casca de árvores, visto que, em seu estudo, cerca de 50% das espécies observadas nesse substrato não puderam ser identificadas ou confirmadas.

Esse dado evidencia a lacuna existente no conhecimento sobre a biodiversidade desse grupo, sinalizando a necessidade de investimentos em pesquisa que contemplem abordagens integradas, envolvendo taxonomia clássica e ferramentas moleculares, para melhor compreensão de sua diversidade, ecologia e potencial biotecnológico. A realização de inventários microbianos regionais, sobretudo em áreas pouco estudadas como o Cerrado e a Amazônia, pode contribuir significativamente para a ampliação das informações sobre esses microrganismos, principalmente no que tange a sua distribuição e seu aproveitamento científico e tecnológico.

### **2.3 Complexidade e Vulnerabilidade: A Biodiversidade dos Biomas Amazônico e Cerrado**

O bioma Amazônico, com sua incalculável importância ambiental para o planeta Terra, é diariamente ameaçado por inúmeras atividades antrópicas predatórias, destacando-se entre elas as queimadas, a extração de madeira, a mineração, as obras de infraestrutura e civilizatórias, além da conversão da floresta em áreas para pastagem e agricultura (Macedo; Filippi, 2021). O impacto dessas atividades atuando de forma sinérgica, estão alterando drasticamente esse bioma, fragmentando e degradando-o, ameaçando sua biodiversidade e os serviços ecossistêmicos associados. Esses impactos negativos não se restringem à região da Amazônia Legal (AL), mas reverberam por todo o planeta (Dos Santos Lopes *et al.*, 2023).

Distante de ser um território homogêneo, o bioma amazônico caracteriza-se por uma região de elevada biodiversidade. Compreendendo aproximadamente 58,93% do território brasileiro, este bioma abriga uma miríade de espécies, muitas das quais não se repetem em áreas proximais, evidenciando uma biodisponibilidade de recursos que retroalimenta diversos biosistemas menores (Gonçalves, 2012). Essa complexidade e diversidade biológica são



fundamentais para a manutenção dos processos ecológicos e dos serviços ecossistêmicos que suportam a vida na biosfera (Andrade; Romeiro, 2009.).

O bioma Cerrado é caracterizado por um mosaico de fitofisionomias que contém um gradiente estrutural extremamente biodiverso, especialmente evidente nas zonas de transição que o conecta aos biomas Amazônico, Mata Atlântica, Caatinga e Pantanal. Esse bioma apresenta uma riqueza ecológica e composicional ímpar, destacando-se pela diversidade de espécies e alto grau de endemismo, que se encontra sob intensa pressão antropogênica, ameaçando severamente sua extensão territorial e, por isso, é reconhecido como um *hotspot* global. Estima-se que o Cerrado abrigue cerca de 13.140 espécies de plantas vasculares, das quais pelo menos seis mil são lenhosas, demonstrando um elevado grau de endemismo. Ainda, a extraordinária biodiversidade do bioma é favorecida pelo potencial aquífero das nascentes das três maiores bacias hidrográficas da América do Sul: Amazônica/Tocantins, São Francisco e Prata (Costa-Coutinho *et al.*, 2019).

#### **2.4 Amazônia e Cerrado: Dinâmica Ecológica nas Zonas de Transição**

O termo ecótono, inicialmente utilizado por ecólogos botânicos e posteriormente ampliado para outras áreas das ciências ambientais, deriva do grego *oikos* (casa) e *tonos* (tensão), sendo comumente interpretado como zona de tensão (Neiff, 2003). Sendo assim, trata-se de uma faixa de transição entre dois ecossistemas distintos, onde ocorre a sobreposição ou o encontro de comunidades biológicas diferentes, resultando em interações ecológicas complexas de elevada biodiversidade e dinâmicas próprias (Da Silva *et al.*, 2020)

Historicamente, esse conceito foi introduzido por Clements (1905), no contexto dos estudos sobre vegetação terrestre, para designar áreas de transição entre dois ecossistemas distintos, onde há sobreposição ou contato entre diferentes comunidades biológicas. Com isso, e segundo Milan e Moro (2017), para que uma determinada área seja reconhecida como ecótono na atualidade, é necessário que estejam presentes dois elementos fundamentais: a transição entre ecossistemas e a tensão ecológica resultante desse encontro.

Sendo assim, a transição refere-se a um processo de mudança ou passagem progressiva entre duas formações ecológicas, que pode ocorrer de maneira abrupta ou gradual (Minski, 2021). Neste contexto, quando se dá de forma abrupta, o limite entre os ecossistemas é bem definido e caracterizado pela ausência de interpenetração biológica, ou seja, as espécies de um sistema não ultrapassam os limites do outro, geralmente por serem altamente especializadas e sensíveis a variações ambientais. Já nas transições graduais, há interações de organismos, com



sobreposição de espécies que possuem maior amplitude ecológica e maior capacidade adaptativa, permitindo sua sobrevivência em ambas as regiões de contato (Minski, 2021).

Ademais, nessas zonas de interpenetração ecológica, ocorrem modificações estruturais e funcionais nas comunidades, como competição intraespecífica e interespecífica, diferentes estratégias reprodutivas, tolerância ambiental variável e diferentes capacidades de recuperação mediante a distúrbios nesses biosistemas. Esses fatores determinam a dominância de uma comunidade sobre outra ao longo do gradiente ecológico (Neiff, 2003).

Por sua vez, a noção de tensão refere-se às pressões ambientais ou bióticas que atuam de forma conflitante sobre os organismos, podendo ameaçar o equilíbrio ecológico dessas zonas sensíveis (Milan; Moro, 2016). Assim, um exemplo claro dessa tensão ocorre nas áreas onde há sobreposição de diferentes domínios morfoclimáticos, como nas transições entre grandes biomas brasileiros, como o Cerrado e a Amazônia (Torello-Raventos *et al.*, 2013). Nesses locais, a convergência de condições ambientais contrastantes, como temperatura, umidade, tipo de solo e regime de chuvas, gera um gradiente ecológico intenso, promovendo um cenário de conflito adaptativo entre as espécies, caracterizando o verdadeiro dinamismo do ecótono.

Diante do supracitado, uma área ecotonal é destacada por sua biodiversidade única devido reunir uma mesclagem ou substituições de espécies entre dois ou mais biomas interligados (Relyea; Ricklefs, 2021). Diante disso, a caracterização ambiental nas áreas de tensão ecológica entre os biomas Amazônico e Cerrado é considerada insólito no território da Amazônia Legal (Minski, 2021). Logo, é uma área marcada por uma ampla variação climática e do meio físico, evidenciando uma heterogeneidade proporcional a formação de fitofisionomias diferenciadas inseridas em distintas unidades (Haidar *et al.*, 2013).

### **3 OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo Geral**

Realizar o primeiro levantamento da biodiversidade de cianobactérias corticícolas no Estado do Maranhão.

#### **3.2 Objetivos Específicos**

- Identificar as populações de cianobactérias encontradas com base em análises morfométricas;



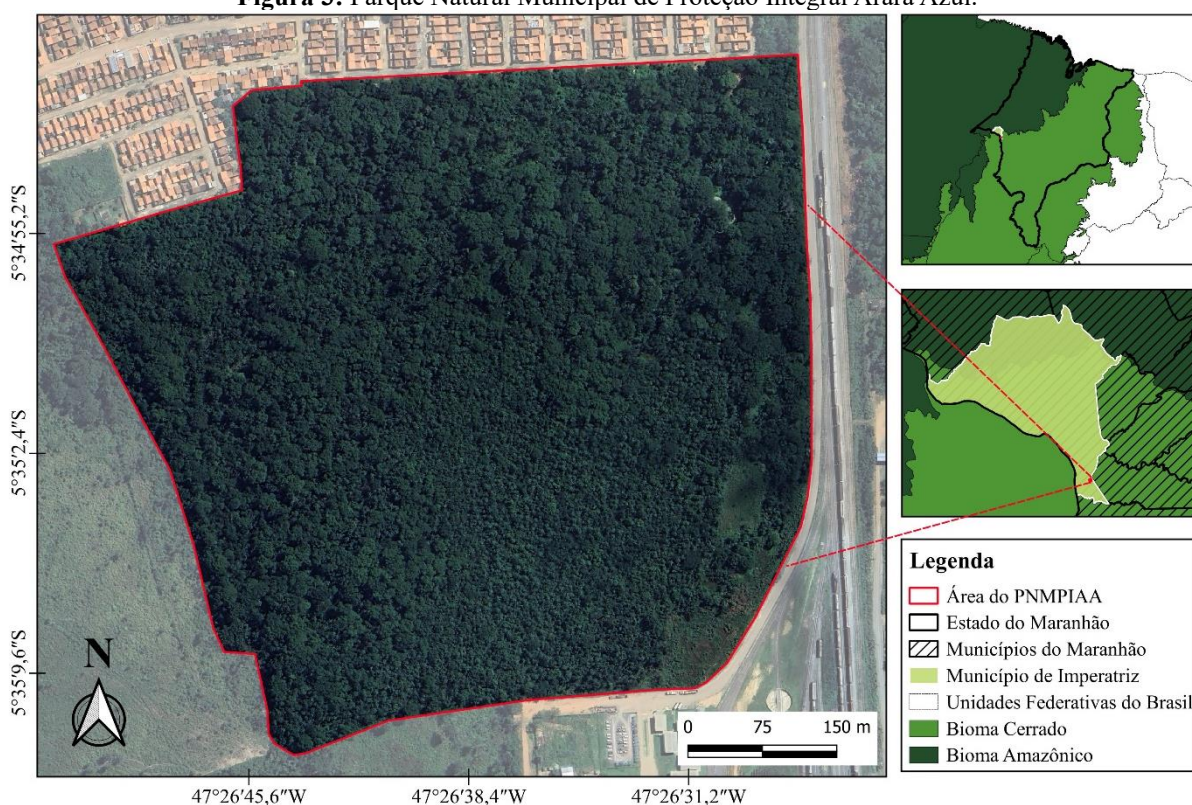
- Aumentar o conhecimento da biodiversidade de cianobactérias coticólicas na área de ecótono dos biomas amazônico-cerrado localizados no município de Imperatriz, por meio do inventário microbiótico;
- Discutir pontos relevantes sobre a taxonomia e ecologia das cianobactérias: cocoides, homocitadas e heterocitadas.

## 4 MATERIAIS E MÉTODOS

### 4.1 Área de Estudo

O Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul (PNMPIAA) foi instituído como uma unidade de conservação através do Decreto Municipal nº 086 de 2021, em virtude da doação de área pela empresa Valec Engenharia, Construções e Ferrovias S.A. Compreendendo uma área de 31.844 hectares de remanescente florestal com vegetação secundária, este parque natural simboliza um compromisso essencial com a preservação ambiental, a sustentabilidade e o refúgio de biodiversidade. O PNMPIAA está localizado nas proximidades do Conjunto Habitacional Itamar Guará (CHIG), no perímetro urbano do município de Imperatriz, no Estado do Maranhão (Figura 3).

**Figura 3:** Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul.



Elaboração cartográfica: Autor, 2025; Fonte: IBGE, 2022; Sistema de Coordenadas Geográficas: datum SIRGAS 2000.



O PNMPIAA é classificado pelo Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC) como uma Unidade de Proteção Integral (UPI), na categoria do Parque Nacional (Parna). Essa categoria tem como objetivo a preservação de ecossistemas naturais de grande relevância ecológica e beleza cênica. O uso da área é restrito a pesquisas científicas, desenvolvimento de atividades educacionais e ambientais, recreação em contato com a natureza e turismo ecológico, conforme previsto pelo SNUC.

A geolocalização do PNMPIAA situada em uma região de ecótono entre os dois maiores biomas brasileiros, amazônico e cerrado, conferindo ao parque uma rica biodiversidade. Este mosaico de ecossistemas resulta numa diversidade de habitats que abrigam uma ampla variedade de espécies, incluindo aquelas ameaçadas de extinção. Assim, a relevância ecológica do PNMPIAA é destacada pela sua função como um corredor ecológico, promovendo a conectividade entre fragmentos florestais e contribuindo para a manutenção da biodiversidade da Região Tocantina do Maranhão (RTM).

#### **4.2 Coleta de Campo**

Considerando-se que a área de estudo corresponde a um remanescente florestal com vegetação secundária em processo de sucessão ecológica, a metodologia empregada foi adaptada a partir de Silva (2010). O procedimento metodológico consistiu na coleta de biofilmes de cianobactérias corticícolas com crescimento visível (Figura 7a-p; Figura 8a-j).

Foram realizadas duas campanhas de coleta: a primeira ocorreu no mês de outubro de 2024, durante o período de estiagem; e a segunda, em fevereiro de 2025, correspondente ao período chuvoso na região. Devido à ampla extensão territorial do PNMPIAA, a área de estudo foi dividida em dois setores dispostos em diagonal (norte e sul), com o objetivo de facilitar a organização e garantir uma cobertura representativa das coletas na área.

Na primeira campanha (setor norte), foram coletados 16 biofilmes, enquanto na segunda (setor sul), foram obtidos 10 biofilmes, totalizando 26 amostras provenientes de diferentes pontos da área (Figura 4).

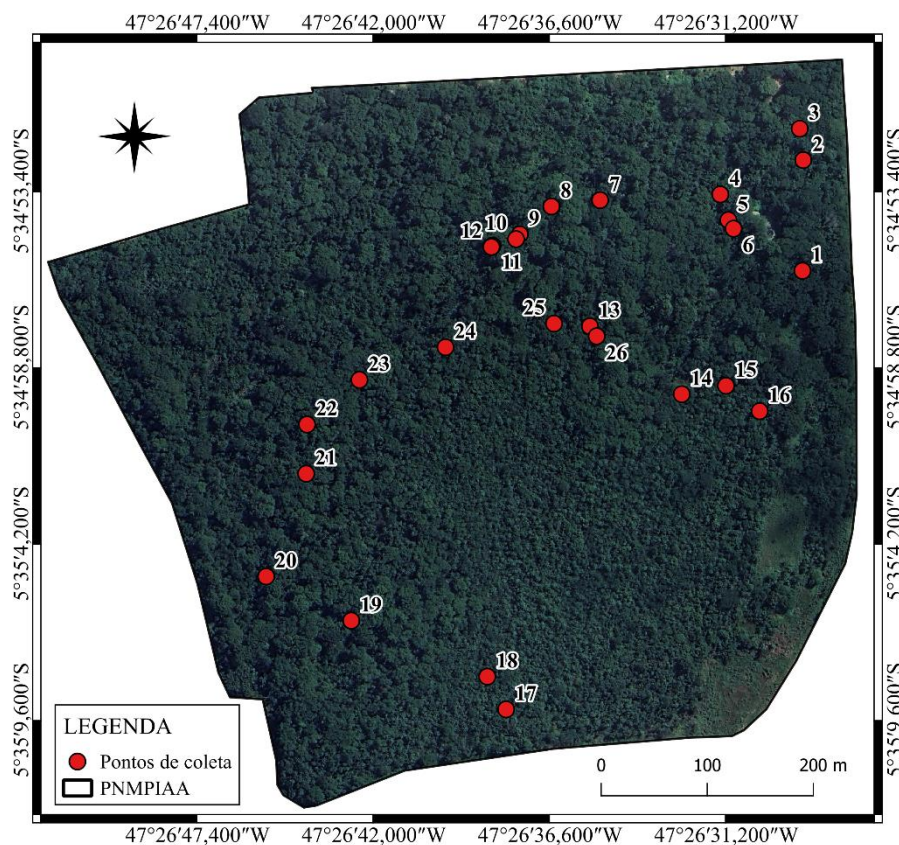
A coleta dos biofilmes foi realizada diretamente sobre o súber (casca externa) dos caules das árvores. Os biofilmes visíveis foram cuidadosamente raspados com o auxílio de espátulas esterilizadas, utilizando-se água destilada como meio de remoção. Em seguida, o material coletado foi acondicionado em sacos de papel devidamente identificados com etiquetas contendo as informações essenciais (data, local e código da amostra), e armazenado em caixa



térmica para transporte até o laboratório. Após o transporte, as amostras foram secas à temperatura ambiente e armazenadas em local adequado para posterior análise.

Durante a coleta em campo, cada biofilme foi fotografado e foram registrados os seguintes dados: coloração do biofilme, face da árvore (leste ou oeste), altura da amostra em relação ao solo, área coletada, data e horário da coleta, além da geolocalização (Tabela 1).

**Figura 4:** 26 pontos de coleta no PNMPIAA.



Elaboração cartográfica: Autor, 2025; Fonte: IBGE, 2022; Sistema de Coordenadas Geográficas: datum SIRGAS 2000.

**Tabela 1:** Dados observado em campo dos biofilmes.

Amostras	Coloração do Biofilme	Face	Altura (cm)	Área Coletada (cm <sup>2</sup> )	Data	Horário (BRT)	Geolocalização
Amostra 1	Preto	Leste	83	46	31/10/2024	09:32	5° 34' 55.828" S 47° 26' 28.844" W
Amostra 2	Verde lodo	Leste	122	45	31/10/2024	09:35	5° 34' 52.438" S 47° 26' 28.820" W
Amostra 3	Verde lodo	Leste	110	32	31/10/2024	09:41	5° 34' 51.477" S 47° 26' 28.928" W
Amostra 4	Verde escuro	Oeste	143	130	31/10/2024	09:52	5° 34' 53.448" S 47° 26' 31.362" W
Amostra 5	Verde acinzentado	Leste	127	237	31/10/2024	10:01	5° 34' 54.276" S 47° 26' 31.116" W



Amostra 6	Verde intenso	Leste	100	24	31/10/2024	10:08	5° 34' 54.539" S 47° 26' 30.956" W
Amostra 7	Marrom/preto	Leste	120	45	31/10/2024	10:21	5° 34' 53.665" S 47° 26' 35.046" W
Amostra 8	Amarronzado	Oeste	118	36	31/10/2024	10:27	5° 34' 53.858" S 47° 26' 36.538" W
Amostra 9	Verde lodo	Leste	102	198	31/10/2024	10:36	5° 34' 52.712" S 47° 26' 37.508" W
Amostra 10	Verde escuro	Oeste	77	63	31/10/2024	10:41	5° 34' 52.858" S 47° 26' 37.623" W
Amostra 11	Verde escuro	Oeste	25	100	31/10/2024	10:48	5° 34' 55.058" S 47° 26' 38.344" W
Amostra 12	Marrom/preto	Oeste	146	18	31/10/2024	10:54	5° 34' 55.098" S 47° 26' 38.377" W
Amostra 13	Verde acinzentado	Leste	126	39	31/10/2024	11:11	5° 34' 57.526" S 47° 26' 35.358" W
Amostra 14	Verde musgo	Oeste	121	44	31/10/2024	11:27	5° 34' 59.607" S 47° 26' 32.545" W
Amostra 15	Verde lodo	Oeste	110	60	31/10/2024	11:36	5° 34' 59.349" S 47° 26' 31.188" W
Amostra 16	Verde lodo	Leste	136	60	31/10/2024	11:43	5° 35' 0.127" S 47° 26' 30.156" W
Amostra 17	Preto	Leste	66	80	12/02/2025	14:39	5° 35' 9.256" S 47° 26' 37.927" W
Amostra 18	Verde lodo	Oeste	137	88	12/02/2025	14:51	5° 35' 8.256" S 47° 26' 38.503" W
Amostra 19	Verde azulado	Leste	130	100	12/02/2025	15:20	5° 35' 6.541" S 47° 26' 42.672" W
Amostra 20	Verde amarronzado	Oeste	120	122	12/02/2025	15:50	5° 35' 5.189" S 47° 26' 45.279" W
Amostra 21	Verde claro intenso	Oeste	111	180	12/02/2025	16:09	5° 35' 2.041" S 47° 26' 44.055" W
Amostra 22	Verde acinzentado	Oeste	128	379	12/02/2025	16:20	5° 35' 0.534" S 47° 26' 44.027" W
Amostra 23	Verde opaco	Oeste	120	124	12/02/2025	16:33	5° 34' 59.169" S 47° 26' 42.421" W
Amostra 24	Acinzentado	Oeste	50	105	12/02/2025	16:52	5° 34' 58.170" S 47° 26' 39.783" W
Amostra 25	Verde intenso	Leste	112	90	12/02/2025	17:17	5° 34' 57.444" S 47° 26' 36.458" W
Amostra 26	Verde opaco	Oeste	100	282	12/02/2025	17:25	5° 34' 57.832" S 47° 26' 35.151" W

Fonte: Autor, 2025.



### 4.3 Processamento Laboratorial

No Laboratório de Ecologia e Limnologia (LEL) da Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – *Campus Imperatriz* (UEMASUL/CI), as amostras foram triadas para verificação da integridade e da densidade populacional dos biofilmes. Apenas os exemplares que apresentaram densas comunidades, adequadas à análise taxonômica, foram selecionados para estudo detalhado.

Antes da análise microscópica, as amostras foram submetidas a reidratação controlada em água destilada, por um período de 12 a 24 horas, com o objetivo de restabelecer a atividade metabólica dos organismos, simulando condições naturais. Em seguida, cada amostra foi distribuída sobre placas de Petri contendo fragmentos da casca da árvore original, umedecidas com água destilada aplicada por meio de pisseta, para garantir a adequada visualização dos organismos (Figura 5).

**Figura 5:** Placas de Petri com amostras que foram submetidas a reidratação controlada em água destilada, a sigla P05 ou P07 na imagem, simboliza o ponto amostral.



Fonte: Autor, 2025.

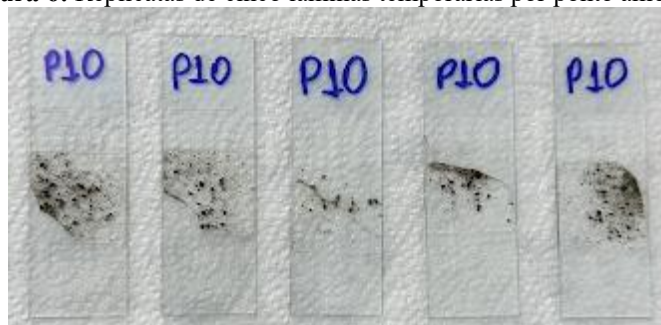
Foram montadas cinco lâminas temporárias por amostra (Figura 6), analisadas com auxílio de um microscópio óptico binocular *Zeiss Primo Star 3*, equipado com objetivas *Plan-Achromat* de 10×/0,25; 40×/0,65 retrátil; e 100×/1,25 retrátil com imersão em óleo. As imagens foram registradas por meio do sistema de câmeras traseiras do aparelho *iPhone 14 Pro Max*, utilizando-se as lentes grande-angular (48 MP, 24 mm, *f*/1.78), ultra-angular (12 MP, 13 mm,



*f/2.2*), e teleobjetivas de  $2\times$  (48 mm, *f/1.78*) e  $3\times$  (77 mm, *f/2.8*), com uso do *zoom* óptico em múltiplos níveis ( $1\times$ ,  $2\times$  e  $3\times$ ), sem perda significativa de qualidade de imagem. As fotografias foram realizadas com diferentes combinações entre objetivas do microscópio e níveis de *zoom* da câmera, a fim de garantir detalhadamente as estruturas morfológicas dos organismos.

As análises microscópicas foram conduzidas no Laboratório de Microscopia (LM) da Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – *Campus* Estreito (UEMASUL/CE).

**Figura 6:** Replicatas de cinco lâminas temporárias por ponto amostral.



Fonte: Autor, 2025.

#### 4.4 Análise Morfométricas e Identificação Taxonômica

As análises morfométricas foram realizadas com auxílio do *software AxioVision* - versão 4.8.2, por meio do qual foram mensuradas variáveis essenciais para a identificação dos táxons. Para os táxons cocoides, foram avaliados parâmetros como diâmetro da colônia, diâmetro celular e espessura da camada mucilaginosa individual. Para as cianobactérias filamentosas, foram mensuradas largura dos filamentos, espessura das bainhas, número de lamelas presentes na bainha, comprimento e largura das células vegetativas e dos heterócitos e acinetos (quando presentes), adaptado conforme protocolo de Caires (2013).

A calibração das medidas foi realizada com uso de lâmina micrométrica da *Zeiss*, ajustando-se os valores obtidos aos respectivos aumentos utilizados nas objetivas do microscópio e nas configurações da câmera, gerando escalas precisas no *software* para cada medição.

Para cada população observada, foram realizadas mensurações morfométricas no mínimo 30 indivíduos, conforme Paulino (2022). A identificação taxonômica foi conduzida até o menor nível possível, com base em bibliografia especializada sobre cianobactérias, incluindo obras de referência como Komárek (1998; 2005; 2013).

A classificação dos táxons seguiu o sistema proposto Strunecký, Ivanova e Mareš, (2023). A identificação dos gêneros foi fundamentada na descrição morfológica original dos táxons, consultando-se literatura especializada pertinente a cada grupo de cianobactérias.



As pranchas taxonômicas das cianobactérias, ou galeria de imagens representativas dos táxons identificados, foram elaboradas utilizando o *software CorelDRAW* - versão 22.0.0.412. O programa foi empregado para o tratamento gráfico das imagens, visando à padronização da escala, contraste e nitidez, bem como à organização visual dos exemplares em placas ilustrativas que facilitam a análise comparativa e a apresentação dos caracteres morfológicos diagnósticos.

#### 4.5 Deposição e Preservação das Amostras

Todas as amostras que apresentaram biofilmes com densidade suficiente para a realização dos estudos taxonômicos, totalizando 21 amostras, foram devidamente preservadas e depositadas no acervo do LEL da UEMASUL/CI. Assim, Após a conclusão das análises morfológicas e morfométricas, cada amostra foi acondicionada em frascos de polietileno contendo solução líquida de formol a 4%, com o objetivo de garantir a preservação a longo prazo dos organismos para futuras consultas, revisões taxonômicas ou estudos comparativos. As amostras foram rotuladas de forma padronizada, contendo as seguintes informações:

**1. MA 1 – BRASIL.** Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 52.438" S, 47° 26' 28.820" W) col. Arabutan Maracaipe, 2., **31.10.2024.**

**2. MA 1 – BRASIL.** Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 53.448" S, 47° 26' 31.362" W) col. Arabutan Maracaipe, 4., **31.10.2024.**

**3. MA 1 – BRASIL.** Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 53.665" S, 47° 26' 35.046" W) col. Arabutan Maracaipe, 7., **31.10.2024.**

**4. MA 1 – BRASIL.** Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 53.858" S, 47° 26' 36.538" W) col. Arabutan Maracaipe, 8., **31.10.2024.**

**5. MA 1 – BRASIL.** Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 52.712" S, 47° 26' 37.508" W) col. Arabutan Maracaipe, 9., **31.10.2024.**

**6. MA 1 – BRASIL.** Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 52.858" S, 47° 26' 37.623" W) col. Arabutan Maracaipe, 10., **31.10.2024.**



7. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 55.058" S, 47° 26' 38.344" W) col. Arabutan Maracaípe, 11., **31.10.2024.**

8. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 57.526" S, 47° 26' 35.358" W) col. Arabutan Maracaípe, 13., **31.10.2024.**

9. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 59.607" S, 47° 26' 32.545" W) col. Arabutan Maracaípe, 14., **31.10.2024.**

10. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 59.349" S, 47° 26' 31.188" W) col. Arabutan Maracaípe, 15., **31.10.2024.**

11. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 0.127" S, 47° 26' 30.156" W) col. Arabutan Maracaípe, 16., **31.10.2024.**

12. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 9.256" S, 47° 26' 37.927" W) col. Arabutan Maracaípe, 17., **12.02.2025.**

13. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 8.256" S, 47° 26' 38.503" W) col. Arabutan Maracaípe, 18., **12.02.2025.**

14. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 6.541" S, 47° 26' 42.672" W) col. Arabutan Maracaípe, 19., **12.02.2025.**

15. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 5.189" S, 47° 26' 45.279" W) col. Arabutan Maracaípe, 20., **12.02.2025.**



16. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 2.041" S, 47° 26' 44.055" W) col. Arabutan Maracaípe, 21., 12.02.2025.

17. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 35' 0.534" S, 47° 26' 44.027" W) col. Arabutan Maracaípe, 22., 12.02.2025.

18. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 59.169" S, 47° 26' 42.421" W) col. Arabutan Maracaípe, 23., 12.02.2025.

19. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 58.170" S, 47° 26' 39.783" W) col. Arabutan Maracaípe, 24., 12.02.2025.

20. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 57.444" S, 47° 26' 36.458" W) col. Arabutan Maracaípe, 25., 12.02.2025.

21. MA 1 – BRASIL. Maranhão: Imperatriz, **Parque Natural Municipal de Proteção Integral Arara Azul** (5° 34' 57.832" S, 47° 26' 35.151" W) col. Arabutan Maracaípe, 26., 12.02.2025.

Esse procedimento visou compor uma base de dados biológicos regionalizada, ampliando o repositório de cianobactérias corticícolas da região amazônica maranhense e contribuindo para o fortalecimento da pesquisa científica em microbiologia ambiental e taxonomia de cianobactérias.

#### 4.6 Análise Qualitativa e Bioestatística

Para a análise qualitativa, procedeu-se à identificação taxonômica de cianobactérias cocoides, homocitadas e heterocitadas, com base na observação morfológica sob microscopia óptica. As características morfométricas específicas de cada táxon foram descritas em detalhes, considerando aspectos estruturais relevantes à taxonomia de cada grupo. Além disso, os dados



obtidos foram organizados e representados graficamente com o auxílio do software *Microsoft Excel* - versão 2506/18925.20138, possibilitando a comparação entre os diferentes grupos cianobacterianos identificados.

Além disso, foi realizado um ensaio bioestatístico com o objetivo de avaliar a biodiversidade das cianobactérias corticícolas presentes na área de estudo. Para isso, aplicou-se um índice ecológico amplamente utilizado em estudos de diversidade microbiana: o índice de riqueza de espécies de Margalef, que estima o número relativo de espécies em função do total de indivíduos amostrados. A análise seguiu as metodologias descritas por Uramoto, Walder e Zucchi (2005), Câmara, Lima e Chellappa (2007) e Biondi e Bobrowski (2014). Esse índice é sensível às variações no número de táxons e à amplitude da amostragem, permitindo uma avaliação mais precisa da composição e da estrutura da comunidade de cianobactérias na área investigada.

Outra análise estudada foi a frequência de ocorrência dos táxons no PNMPIAA, assim, foi determinada com base na presença das espécies nas diferentes amostras coletadas, utilizando-se os critérios proposto por Matteucci *et al.*, (1982). De acordo com esse método, os táxons foram classificados nas seguintes categorias: Muito frequente:  $X > 70\%$ ; Frequente:  $70\% \geq X > 40\%$ ; Pouco frequente:  $40\% \geq X > 15\%$ ; Rara:  $X \leq 15\%$ . Esse critério permitiu verificar a distribuição dos táxons ao longo da área amostrada e contribuiu para o entendimento da composição e da dominância das comunidades analisadas.

Diante disso, os testes bioestatísticos, incluindo o índice de riqueza de espécies de Margalef e a frequência de ocorrência dos táxons conforme proposto por Matteucci *et al.*, (1982), foram realizados com o auxílio do *software PAST*, versão 5.2.1.

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 Caracterização Taxonômica das Cianobactérias

#### 5.1.1 Panorama Geral

As análises taxonômicas realizadas a partir do material coletado resultaram na identificação de 43 táxons de cianobactérias, incluindo formas cocoides, homocitadas e heterocitadas, distribuídos em 6 ordens, 11 famílias e 19 gêneros distintos (Tabela 2). Dentre esses, apenas dois táxons foram identificados com segurança até o nível específico, enquanto um táxon foi classificado genericamente como Cyanophyceae não identificado, e os demais 40 táxons foram determinados apenas em nível genérico, sendo designados com o epíteto “sp.”,



devido à ausência de caracteres morfológicos diagnósticos suficientes para uma identificação específica conclusiva.

Diante do exposto, a alta proporção de organismos identificados apenas em nível de gênero evidencia, por um lado, a complexidade taxonômica do grupo e, por outro, a limitação de referências morfológicas regionais atualizadas para cianobactérias nos biomas estudados. Muitos dos exemplares analisados apresentaram características morfológicas não documentadas na literatura disponível para o nordeste maranhense, o que sugere fortemente a presença de espécies ainda não descritas, reforçando o potencial inexplorado da biodiversidade local.

Dessa forma, todos os táxons registrados neste estudo representam novas citações para a região nordeste, especificamente o estado do Maranhão. Esse dado é particularmente relevante, pois contribui significativamente para a ampliação do conhecimento microbiótico de cianobactérias em ambientes corticais tropicais, além de oferecer um inventário para futuras revisões taxonômicas, comparações biogeográficas e avaliações ecológicas em escala regional.

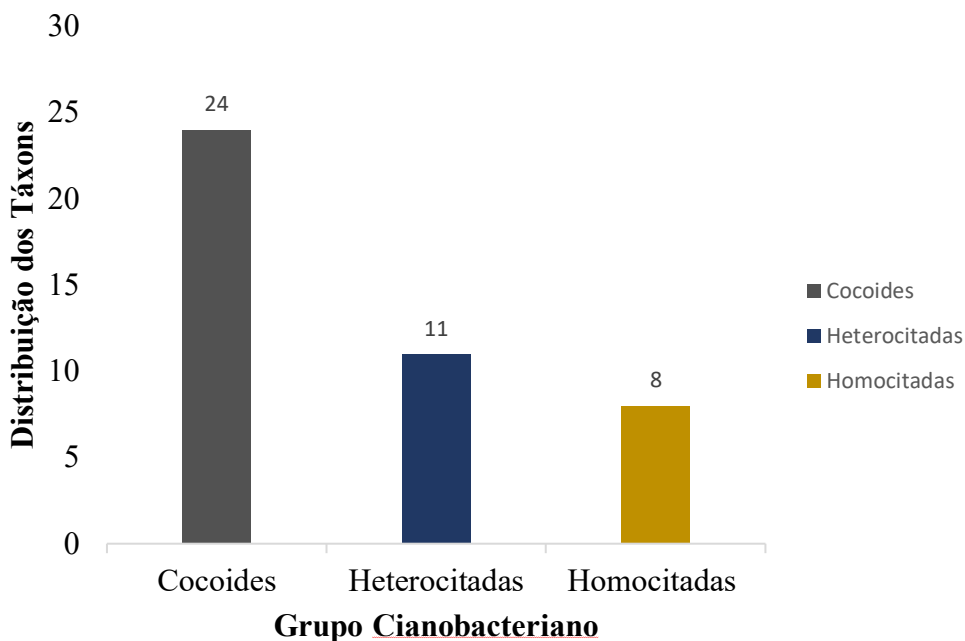
Em relação à distribuição dos táxons entre os grupos taxonômicos, a família Chroococciopsidaceae destacou-se como a mais representativa, tanto em número de táxons quanto em diversidade genérica. Foram registrados 14 exemplares, distribuídos entre 4 gêneros distintos: *Chlorogloea*, *Chroococciopsis*, *Gloeocapsa* e *Gloeocapsopsis*. Essa expressiva representatividade evidencia a ampla adaptabilidade ecológica desse grupo, especialmente em microambientes como a superfície cortical das árvores.

Na sequência, a família Microcystaceae apresentou 6 táxons, distribuídos em 2 gêneros: *Aphanocapsa* e *Aphanothece*, ambos recorrentes em habitats aerofíticos e comumente associados a biofilmes fotossintéticos. Em terceiro lugar, destacaram-se as famílias Scytonemataceae e Stigonemataceae, ambas com 4 táxons cada. Contudo, a Scytonemataceae apresentou maior diversidade genérica, com 2 gêneros identificados: *Brasilonema* e *Scytonema*, o que reforça seu potencial de dispersão e colonização em substratos expostos à radiação solar.

Quanto à distribuição dos táxons nos grandes grupos morfológicos de cianobactérias, observou-se uma predominância das formas cocoides, com 24 táxons registrados. Esse grupo foi seguido pelas formas heterocitadas, com 11 táxons, e pelas formas homocitadas, com 8 táxons (Gráfico 1). Essa predominância das cocoides pode estar relacionada à sua eficiência adaptativa em substratos corticais, sobretudo em ambientes sujeitos a elevada radiação solar, alternância de umidade e limitações nutricionais, condições típicas da área ecotonal do presente estudo.



**Gráfico 1:** Relação da distribuição numérica dos táxons entre os grupos cianobacterianos (Cocoides, Heterocitadas e Homocitadas).



Fonte: Autor, 2025.

Esse padrão observado corrobora os achados de Paulino (2022), que identificou a dominância de morfoespécies cocoides em ambientes corticais, independentemente da sazonalidade (período chuvoso ou seco) ou da orientação solar (face leste ou oeste), sugerindo uma plasticidade ecológica significativa. Da mesma forma, Ribeiro Da Anunciação *et al.*, (2024) relataram que as formas cocoides não identificadas foram dominantes tanto em superfícies artificiais quanto em substratos corticais, dividindo protagonismo com as heterocitadas nos troncos das árvores, um padrão que se repete neste estudo.

Embora variáveis como sazonalidade e orientação solar (leste/oeste) não tenham sido critérios avaliados no presente trabalho, os dados dos estudos de Paulino (2022) e Ribeiro Da Anunciação *et al.*, (2024) indicam que a composição das cianobactérias epifíticas pode ser fortemente influenciada por fatores microambientais específicos dos biofilmes corticais, tanto endógenos (ex.: pH local, composição química da epiderme vegetal) quanto exógenos (ex.: umidade relativa, incidência solar, deposição atmosférica). Isso reforça a necessidade de estudos complementares que investiguem a ecologia funcional desses táxons, visando compreender os mecanismos que regulam sua dominância, distribuição e plasticidade morfológica em diferentes tipos de substratos e ambientes ecotonais.

Dentre os 19 gêneros de cianobactérias registrados neste estudo, 2 merecem destaque especial: *Cyanoarbor* (grupo cocoide) e *Wilmottia* (grupo filamentosos homocitados). Ambos são reportados pela primeira vez para o Nordeste brasileiro e, significativamente, também



**Tabela 2:** Táxons cianobacterianos registrados nos 21 pontos amostrais do PNMPIAA. A sigla com a letra “A” seguida de numerais arábicos, indica os diferentes pontos de coleta analisados no estudo.

TÁXONS	PONTOS AMOSTRAIS																				
	A 2	A 4	A 7	A 8	A 9	A 10	A 11	A 13	A 14	A 15	A 16	A 17	A 18	A 19	A 20	A 21	A 22	A 23	A 24	A 25	A 26
<b>Pseudanabaenales</b>																					
<b>Pseudanabaneaceae</b>																					
<i>Pseudanabaena</i> sp.							X	X	X	X											
<b>Oscillatoriales</b>																					
<b>Oscillatoriaceae</b>																					
<i>Phormidium</i> sp.1			X		X	X	X														
<i>Phormidium</i> sp.2		X	X								X	X									
<i>Phormidium</i> sp.3														X							
<b>Microcoleaceae</b>																					
<i>Leibleinia</i> sp.																					X
<i>Lyngbya</i> sp.		X											X	X							
<i>Porphyrosiphon notarisii</i>		X		X	X								X	X				X			
<b>Coleofasciculales</b>																					
<b>Wilmottiaceae</b>																					
<i>Wilmottia</i> sp.													X			X		X	X		
<b>Chroococcales</b>																					
<b>Microcystaceae</b>																					
<i>Aphanocapsa</i> sp.1			X	X		X				X											
<i>Aphanocapsa</i> sp.2															X						
<i>Aphanothece</i> sp.1										X						X					
<i>Aphanothece</i> sp.2													X			X	X				
<i>Aphanothece</i> sp.3		X		X										X							
<i>Aphanothece</i> sp.4	X	X																			



<b>Chroococcaceae</b>																				
<i>Cyanoarbor</i> sp.1																			X	
<i>Cyanoarbor</i> sp.2	X	X	X	X				X		X										
<i>Entophysalis</i> sp.								X	X						X					X
<b>Chroococciopsidales</b>																				
<b>Chroococciopsidaceae</b>																				
<i>Chlorogloea</i> sp.1		X		X	X							X	X			X	X	X	X	X
<i>Chlorogloea</i> sp.2	X			X								X				X	X		X	
<i>Chlorogloea</i> sp.3		X		X	X	X		X	X	X	X									
<i>Chlorogloea</i> sp.4															X					X
<i>Chlorogloea</i> sp.5												X								X
<i>Chlorogloea</i> sp.6					X	X						X					X			
<i>Chlorogloea</i> sp.7	X		X	X	X		X			X	X	X			X	X	X		X	X
<i>Chlorogloea</i> sp.8		X				X														
<i>Chroococciopsis</i> sp.1	X	X			X			X		X	X	X				X				X
<i>Chroococciopsis</i> sp.2		X		X	X			X		X	X		X	X						
<i>Chroococciopsis</i> sp.3															X		X	X		
<i>Gloeocapsa</i> sp.1		X	X	X				X	X			X	X	X					X	X
<i>Gloeocapsa</i> sp.2		X		X	X	X			X				X	X				X	X	X
<i>Gloeocapsopsis</i> sp.	X																	X		X
<b>Nostocales</b>																				
<b>Scytonemataceae</b>																				
<i>Brasilonema</i> sp.1															X			X		X
<i>Brasilonema</i> sp.2															X	X				X
<i>Brasilonema</i> sp.3																			X	
<i>Scytonema</i> sp.	X	X	X	X	X	X		X	X	X			X							
<b>Tolypotrichaceae</b>																				



<i>Tolypothrix</i> sp.1													X	X			X		X		X
<i>Tolypothrix</i> sp.2															X	X		X			
<b>Stigonemataceae</b>																					
<i>Stigonema</i> sp.1				X																	
<i>Stigonema</i> sp.2				X																	
<i>Stigonema</i> sp.3					X	X					X										
<i>Stigonema</i> sp.4	X	X		X																	
<b>Nostocaceae</b>																					
<i>Nostoc interbryum</i>	X	X	X	X	X	X		X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X		X	X
Cyanophyceae não identificada										X											

Fonte: Autor, 2025.



representam as primeiras citações desses gêneros sobre substrato de casca de árvore (substrato cortical), ampliando o conhecimento biogeográfico e ecológico dessas linhagens.

O gênero *Cyanoarbor*, até o momento, foi citado apenas em dois trabalhos na literatura brasileira (Branco *et al.*, 2006; Gama-Jr., Laughinghouse IV & Sant'Anna, 2014), o que evidencia a escassez de informações sobre sua distribuição, morfologia e ecologia. As características morfológicas observadas nos exemplares aqui analisados apresentam variações relevantes em relação às descrições conhecidas, sugerindo a possibilidade da presença de uma nova espécie. Essa hipótese reforça a importância taxonômica do presente estudo, sobretudo por contribuir com dados inéditos e potencialmente descritivos ao banco de dados taxonômico brasileiro e internacional.

Por sua vez, *Wilmottia* Strunecký, Elster & Komárek, 2011, gênero originalmente monoespecífico (*Wilmottia murrayi*), possui uma história recente de ampliação de registros, tendo sido observado em diversos ambientes antárticos, como lagos de água doce, solos úmidos, infiltrações, águas estagnadas ou ligeiramente salinas, e até mesmo sobre ossos de baleias. Fora da Antártida, há registros da espécie em rios da Nova Zelândia (Radzi *et al.*, 2021). No Brasil, o gênero foi reportado em apenas dois estudos, ambos em ambientes distintos: um identificando *Phormidium murrayi* atualmente *W. murrayi* em rochas úmidas no litoral (Lokmer, 2007), e outro descrevendo a espécie *W. stricta* em riachos no estado de São Paulo (Machado-De-Lima; Dornelles Martins; Branco, 2017). Neste contexto, o presente trabalho amplia significativamente a compreensão da ecologia de *Wilmottia*, ao registrá-la pela primeira vez em substrato cortical de árvores, habitat ainda não citado na literatura científica para o gênero em escala global.

### 5.1.2 Descrição dos Táxons e Considerações Taxonômicas

**Ordem: Pseudanabaenales** Komárek *and* Anagnostidis 1988

**Família: Pseudanabaneaceae** Anagnostidis *and* Komárek 1988

***Pseudanabaena* sp.** (Figura 9a-c)

Filamentos homocitados, solitários, com bainha difluente, fina, inconspícua, não lamelar, hialina. Tricomas isolados, flexuosos, constrictos nos septos, sem atenuação nas extremidades. Células cilíndricas, mais longas do que largas, medindo 2,23-4,45 µm de comprimento por 1,43-2,40 µm de largura, com razão comprimento/largura (c/l) = 1,73. Célula apical cilíndrica, com extremidade arredondada. Células sem septos transversais granulados. Conteúdo celular homogêneo, com coloração azul-esverdeada.



**Ordem: Oscillatoriales** Schaffner 1922

**Família: Oscillatoriaceae** (Gray) Kirchner 1898

***Phormidium* sp.1** (Figura 9d-f)

Filamentos homocitados, solitários, com bainha difluente, fina, inconspícua, não lamelar, hialina. Tricomas retos ou levemente flexuosos, solitários, levemente constrictos nos septos, sem atenuação. Células quadráticas a subquadráticas, medindo 3,04-6,60 µm de comprimento por 4,25-5,59 µm de largura, com  $c/l = 0,97$ . Células apicais cônicas-arredondadas. Células sem septos transversais granulados. Conteúdo celular homogêneo, com coloração azul-esverdeada a verde-acinzentada.

***Phormidium* sp.2** (Figura 9g-j)

Filamentos homocitados, solitários, com bainha difluente, fina, inconspícua, não lamelar, hialina. Tricomas flexuosos, solitários, sem constrição ou atenuação. Células quadráticas a subquadráticas, medindo 2,87-5,17 µm de comprimento por 2,80-4,31 µm de largura, com  $c/l = 1,19$ . Células apicais cônicas-arredondadas. Células com septos transversais levemente granulados. Conteúdo celular com coloração verde-acinzentada.

***Phormidium* sp.3** (Figura 9k-n)

Filamentos homocitados, solitários, com bainha difluente, fina, inconspícua, não lamelar, hialina. Tricomas retos ou levemente flexuosos, solitários, com leve constrição nos septos, sem atenuação. Células de formato quadrático a cilíndrico, medindo 3,67-9,24 µm de comprimento por 3,90-6,74 µm de largura, com  $c/l = 1,28$ . Células apicais cônicas-arredondadas. Células com septos transversais visíveis e conteúdo celular granular, com coloração azul-esverdeada.

**Família: Microcoleaceae** Komárek *et al.* 2014

***Leibleinia* sp.** (Figura 9o-q)

Filamentos homocitados, solitários, finos, retos ou levemente curvados, levemente constrictos, sem atenuação. Bainha difluente, fina, inconspícua, hialina. Células cilíndricas, medindo 2,61-4,37 µm de comprimento por 1,21-2,38 µm de largura, com  $c/l = 1,81$ . Células apicais cônicas-arredondadas. Conteúdo celular levemente granuloso ou homogêneo, com coloração azul-esverdeada.

***Lyngbya* sp.** (Figura 9r-u)

Filamentos homocitados, solitários, espessos, retos ou levemente curvados, sem atenuação nas extremidades. Tricomas não constrictos, com extremidade apical fechada. Bainha firme a



difluente, fina, com espessura variando de 0,27–0,82  $\mu\text{m}$ , conspícua, hialina. Células mais largas do que longas, medindo 0,87–2,41  $\mu\text{m}$  de comprimento por 7,30–8,50  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 0,18$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, sem caliptra ou espessamento da parede. Conteúdo celular granuloso, com coloração azul-esverdeada a verde-brilhante. Reprodução por fragmentação do tricoma dentro do filamento ou por liberação de hormogônios, necrídios presentes.

***Porphyrosiphon notarisii*** Kützing ex Gomont 1892 (Figura 9v-y; Figura 10a-d)

Filamentos homocitados, solitários, espessos, medindo 11,04–15,83  $\mu\text{m}$  de largura, retos ou curvados, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, levemente espessa, medindo 0,66–3,27  $\mu\text{m}$  de espessura, lamelada em filamentos maduros, apresentando de 1 a 2 lamelas, com coloração variando de hialina a laranja-avermelhada. Tricomas levemente constrictos nos septos, com extremidade apical fechada, dispostos irregularmente sobre o substrato. Células subquadráticas, medindo 4,31–11,76  $\mu\text{m}$  de comprimento por 8,45–11,53  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 0,74$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, sem caliptra ou espessamento da parede celular. Conteúdo celular granuloso, com coloração verde-oliva. Reprodução por fragmentação do tricoma dentro do filamento ou por liberação de hormogônios.

**Nota:** A identificação da espécie demonstrou conformidade com a descrição morfológica proposta por Gomont (1892). Apesar de sua descrição original estar associada a ambientes montanhosos e rochas úmidas, *P. notarisii* tem sido frequentemente registrada no Brasil em diferentes tipos de substratos, incluindo cascas de árvores (Lemes-da-Silva; Branco; Necchi Júnior, 2012; Paulino, 2022).

Dessa forma, os registros reforçam a ampla amplitude ecológica de *P. notarisii*, evidenciando sua capacidade de colonizar uma variedade de substratos. Essa plasticidade ecológica pode contribuir significativamente para seu sucesso em distintos ecossistemas. Além disso, a espécie demonstra notável tolerância a diferentes condições climáticas, incluindo ambientes tropicais, nos quais fatores como alta umidade, temperaturas elevadas e variações sazonais parecem favorecer sua sobrevivência e dispersão.

**Ordem: Coleofasciculales** Strunecký and Mareš 2023

**Família: Wilmottiaceae** Strunecký and Mareš 2023

***Wilmottia* sp.** (Figura 10e-i)

Filamentos homocitados, solitários, finos, retos ou curvados, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, fina, inconspícua, medindo 0,21–0,25  $\mu\text{m}$  de espessura, hialina. Tricomas



imóveis, levemente constrictos a não constrictos nos septos, com extremidade apical fechada. Células predominantemente isodiamétricas ou ligeiramente mais longas do que largas, medindo 2,38-5,95  $\mu\text{m}$  de comprimento por 2,02-3,69  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 1,34$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, sem presença de caliptra ou espessamento da parede celular. Conteúdo celular homogêneo ou levemente granuloso, com coloração variando de azul-esverdeada a verde-brilhante. Reprodução por fragmentação do tricoma dentro do filamento, com formação de células necrídicas.

**Ordem: Chroococcales** Schaffner 1922

**Família: Microcystaceae** Elenkin 1933

***Aphanocapsa* sp.1** (Figura 10j-m; Figura 11a)

Colônias arredondadas a irregulares, medindo 56,50-128,60  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. Bainha firme ou difluente, fina a espessa, conspícua ou inconspícua, lisa, não lamelar, hialina. Células dispostas densamente a esparsamente, com formato arredondado a irregular, medindo 4,16-8,72  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados e de coloração hialina, com espessura variando entre 0,25-0,88  $\mu\text{m}$ . Conteúdo celular homogêneo, sem granulação visível, com coloração azul-esverdeada a roxo-intenso.

***Aphanocapsa* sp.2** (Figura 11b-c)

Colônias arredondadas, medindo 77,02-80,54  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. Bainha firme a difluente, espessa, conspícua, lisa, não lamelar, hialina. Células densamente organizadas, com formato arredondado, medindo 5,88-7,44  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados e de coloração hialina, com espessura variando entre 0,41-0,70  $\mu\text{m}$ . Conteúdo celular homogêneo a levemente granuloso, com coloração verde-oliva.

***Aphanothece* sp.1** (Figura 11d-h)

Colônias arredondadas a alongadas, medindo 80,81-230,41  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. Bainha firme, gelatinosa, conspícua, lisa, com coloração hialina a amarelada. Células organizadas de forma densa a esparsa, com formato elipsoide, mais longas do que largas, medindo 5,01-9,49  $\mu\text{m}$  de comprimento por 4,59-6,69  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com  $c/l = 1,27$ . Algumas células apresentam envelopes mucilaginosos individuais, firmes, não lamelados, hialinos, medindo 0,24-0,78  $\mu\text{m}$  de espessura. Conteúdo celular homogêneo ou levemente granuloso, com coloração variando de azul-esverdeada a verde-brilhante.



***Aphanothece* sp.2** (Figura 11i-l)

Colônias alongadas a irregulares, medindo entre 57,97-389,87  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. Bainha difluente, inconspícua, lisa e hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células elipsoides, mais longas do que largas, dispostas de forma densa nas bordas e esparsas no centro da colônia, medindo 5,69-10,06  $\mu\text{m}$  de comprimento por 4,82-8,26  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 1,29$ . Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados e de coloração hialina, com espessura variando entre 0,23-0,87  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente granuloso, embora, ocasionalmente, possa se apresentar de forma homogênea, com coloração variando de azul-esverdeada a verde-brilhante.

***Aphanothece* sp.3** (Figura 11m-o)

Colônias irregulares, medindo entre 82,32-121,71  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. Bainha difluente, inconspícua, lisa e hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a irregularmente contornadas, dispostas de forma esparsa, medindo 2,67-6,06  $\mu\text{m}$  de largura. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados, com coloração hialina, e espessura variando entre 0,28-0,68  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora, ocasionalmente, algumas células apresentem um ou mais grânulos citoplasmáticos. A coloração celular varia de verde-brilhante a verde-acinzentada.

***Aphanothece* sp.4** (Figura 11p-q)

Colônias arredondadas a irregulares, medindo entre 19,17-168,75  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. Bainha difluente, inconspícua, lisa e hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a irregularmente contornadas, dispostas de forma densamente a esparsamente organizada, com dimensões variando de 3,41-7,22  $\mu\text{m}$  de largura. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados, com coloração hialina, e espessura entre 0,28-1,18  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora, eventualmente, algumas células apresentem um ou mais grânulos citoplasmáticos. A coloração celular varia de verde-brilhante a verde-oliva.

**Família: Chroococcaceae** Nägeli 1849

***Cyanoarbor* sp.1** (Figura 12a-c)

Colônias irregulares, lobadas, formando uma grande nuvem de células, com segmentação aparente, porém sem formação de subcolônias. Bainha difluente, inconspícua, lisa e hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma irregular e densa, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 1,85-2,91  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados e coloração hialina, com espessura variando entre 0,32-0,77  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é homogêneo, com coloração variando de azul-esverdeada a verde-brilhante.

***Cyanoarbor* sp.2** (Figura 12d-i)

Colônias jovens apresentam-se arredondadas a alongadas; quando maduras, tornam-se irregulares e, por vezes, lobadas, formando uma grande nuvem de células com segmentação aparente, porém sem formação de subcolônias. Dimensões variando entre 55,31-583,34  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Bainha variando de difluente a firme, com textura gelatinosa, lisa, de coloração hialina a acastanhada, e inconspícua a ligeiramente conspícua, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma esparsa a densa, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 3,89-7,58  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, não lamelados e coloração hialina, com espessura variando entre 0,28-0,95  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular varia de homogêneo a levemente granuloso, com coloração entre azul-esverdeada e verde-acinzentada.

***Entophysalis* sp.** (Figura 12j-o)

Colônias polarizadas, de morfologia arboriforme a irregular, com dimensões variando entre 25,22-80,55  $\mu\text{m}$  de diâmetro, frequentemente com formação de subcolônias. Bainha firme, lisa, conspícua, envolvendo todo o conjunto colonial, com coloração variando de hialina a marrom-avermelhada ou amarelada, por vezes lamelada. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densa, desde as bordas até o centro da colônia, medindo entre 3,10-9,16  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, com coloração hialina a marrom-avermelhada ou amarelada, com espessura variando entre 0,42-0,81  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é homogêneo, com coloração entre azul-esverdeada e verde-oliva.

**Ordem: Chroococciopsidales** Komárek *et al.* 2014

**Família: Chroococciopsidaceae** Geitler ex Büdel *et al.* 2012

***Chlorogloea* sp.1** (Figura 12p-q; Figura 13a-f)



Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 6,61-90,29  $\mu\text{m}$  de diâmetro, frequentemente com formação de subcolônias. Bainha variando de difluente a firme, lisa, conspícua, por vezes lamelada, com coloração entre hialina e marrom-avermelhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada ou ligeiramente enfileiradas, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 1,20-6,69  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, com coloração hialina e espessura variando entre 0,30-0,96  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular varia de homogêneo a levemente granuloso, com coloração entre azul-esverdeada e verde-acinzentada.

***Chlorogloea sp.2*** (Figura 13g-i)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 22,81-75,52  $\mu\text{m}$  de diâmetro, frequentemente com formação de subcolônias. Bainha variando de difluente a firme, lisa, conspícua, por vezes lamelada, com coloração hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada ou ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 1,95–4,26  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, com coloração hialina e espessura variando entre 0,30–0,61  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular varia de homogêneo a levemente granuloso, com coloração entre azul-esverdeada e verde-brilhante.

***Chlorogloea sp.3*** (Figura 13j-o)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 20,56-156,76  $\mu\text{m}$  de diâmetro, frequentemente com formação de subcolônias. Bainha variando de difluente a firme, lisa, conspícua, por vezes lamelada, com coloração variando de hialina a marrom-avermelhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada ou ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 3,13–6,50  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, com coloração hialina e espessura variando entre 0,27–0,95  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular varia de homogêneo a levemente granuloso, com coloração entre azul-esverdeada, verde-oliva e, ocasionalmente, tons mais intensos, como roxo-avermelhado.

***Chlorogloea sp.4*** (Figura 13p-r)



Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 9,83–27,90  $\mu\text{m}$  de diâmetro, frequentemente com formação de subcolônias. Bainha firme, lisa, conspícua, por vezes lamelada, com coloração hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada ou ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 1,13–1,91  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Envelopes mucilaginosos individuais ausentes. O conteúdo celular é homogêneo, com coloração variando entre azul-esverdeada e verde-oliva.

***Chlorogloea sp.5*** (Figura 13s; Figura 14a)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 32,24–48,11  $\mu\text{m}$  de diâmetro, frequentemente com formação de subcolônias. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, por vezes lamelada, com coloração hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas, dispostas de forma densamente agrupada ou ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 2,25–3,73  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,34–0,45  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos. A coloração varia entre azul-esverdeada e verde-acinzentada.

***Chlorogloea sp.6*** (Figura 14b–g)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 19,38–175,50  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com formação de subcolônias. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, por vezes lamelada, com coloração entre hialina e marrom-acastanhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente a esparsamente agrupada, ou ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 2,54–5,44  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,23–0,67  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos. A coloração celular varia entre azul-esverdeada, verde-brilhante e verde-acinzentada.

***Chlorogloea sp.7*** (Figura 14h–k)



Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 14,22-284,81  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com formação de subcolônias. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, por vezes lamelada, com coloração entre hialina, amarelo-acastanhada ou marrom-avermelhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada e ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 2,75-7,97  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,20-0,95  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos. A coloração celular varia entre azul-esverdeada, verde-acinzentada e verde-oliva.

***Chlorogloea sp.8*** (Figura 14l-n)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 22,76-170,36  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com formação de subcolônias. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, por vezes lamelada, com coloração entre hialina e amarelada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada e ligeiramente enfileirada, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 4,35-6,91  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,46-0,89  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, com coloração variando entre verde-acinzentada e verde-oliva.

***Chroococidiopsis sp.1*** (Figura 14o; Figura 15a-b)

Colônias arredondadas a irregulares ou formadas por células solitárias, com dimensões variando entre 7,61-77,66  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com formação de subcolônias. Bainha firme, lisa, conspícua, não lamelada, com coloração variando entre hialina e amarelada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente alongadas, dispostas de forma densamente agrupada e sobreposta, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 3,49-14,37  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina a amarelada e espessura variando entre 0,37-0,85  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos, com coloração variando entre verde-acinzentada e verde-oliva. Presença de baeócitos observada.



***Chroococidiopsis* sp.2** (Figura 15c-e)

Colônias arredondadas a irregulares ou formadas por células solitárias, com dimensões variando entre 7,15-38,20 µm de diâmetro, com formação de subcolônias. As bordas das colônias apresentam coloração variando de hialina a enegrecida. Bainha firme, lisa, conspícua, não lamelada, com coloração hialina, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a irregulares, dispostas de forma densamente agrupada e sobreposta, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 3,13-13,62 µm de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,28-0,89 µm. O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos, com coloração variando entre verde-brilhante, verde-acinzentada e verde-oliva. Presença de baeócitos observada.

***Chroococidiopsis* sp.3** (Figura 15f-j)

Colônias arredondadas a irregulares ou formadas por células solitárias, com dimensões variando entre 5,39-100,51 µm de diâmetro, com formação de subcolônias. As bordas das colônias apresentam coloração variando de hialina a enegrecida. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, não lamelada, com coloração entre hialina e acastanhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a irregulares, dispostas de forma densamente agrupada e sobreposta, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 2,76-12,80 µm de diâmetro. Tétrades ocasionalmente presentes. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,34-0,91 µm. O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos, com coloração variando entre azul-esverdeada, verde-brilhante e verde-oliva. Presença de baeócitos observada.

***Gloeocapsa* sp.1** (Figura 15k-o; Figura 16a-c)

Colônias arredondadas, elípticas a irregulares, com dimensões variando entre 8,63-93,42 µm de diâmetro, com formação de subcolônias. As bordas das colônias apresentam coloração variando de hialina a levemente enegrecida. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, por vezes lamelada, com coloração entre hialina, acastanhada e avermelhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células esféricas a hemisféricas, dispostas de forma densamente ou esparsamente agrupada, desde as bordas até o centro da colônia,



medindo 3,09-10,51  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Tétrades ocasionalmente presentes. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração variando entre hialina e acastanhada, e espessura de 0,24-0,83  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é homogêneo ou granuloso, com coloração variando entre azul-esverdeada, verde-brilhante, verde-oliva, marrom ou avermelhada. Presença de célula de resistência observada.

***Gloeocapsa sp.2*** (Figura 16d-g)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 10,47-65,15  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com formação de subcolônias. As bordas das colônias apresentam coloração variando de hialina a levemente enegrecida. Bainha variando de firme a difluente, lisa, conspícua a inconspícua, por vezes lamelada, com coloração entre hialina, acastanhada e avermelhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células esféricas a hemisféricas, dispostas de forma densamente agrupada em direção ao centro da colônia, medindo 2,63-7,11  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,30–0,88  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, com coloração variando entre azul-esverdeada, verde-brilhante e verde-oliva.

***Gloeocapsopsis sp.*** (Figura 16h-i)

Colônias sarcinoides, arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 28,02-66,18  $\mu\text{m}$  de diâmetro, com formação de subcolônias sobrepostas. Bainha firme, lisa, conspícua, com coloração variando entre hialina e alaranjada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a irregulares, dispostas de forma densamente agrupada, medindo 3,29-12,83  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Apresentam envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, conspícuos, com coloração hialina e espessura variando entre 0,40-0,86  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente granuloso, com coloração variando entre verde-brilhante e verde-oliva.

**Ordem: Nostocales** Borzi 1914

**Família: Scytonemataceae** Rabenhorst 1865 ex Bornet and Flahault 1888

***Brasilonema sp.1*** (Figura 16j-l; Figura 17a-e)

Filamentos heterocitados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 12,40-24,25  $\mu\text{m}$  de largura, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, levemente espessa, medindo 0,96-3,92  $\mu\text{m}$  de espessura, lamelada em filamentos maduros, apresentando de 1 a 5



lamelas, com coloração castanho-amarelada. Tricomas não constrictos a levemente constrictos nos septos. Células cilíndricas a subquadráticas, medindo 2,41-19,93  $\mu\text{m}$  de comprimento por 7,54-18,45  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 0,68$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, com espessamento da parede celular. Conteúdo celular granuloso, com coloração variando entre verde-oliva, azul-esverdeada e verde-acinzentada. Heterócitos cilíndricos, quadráticos ou achatados, com posição intercalar, medindo 6,40-21,83  $\mu\text{m}$  de comprimento por 11,25-18,04  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 0,99$ . Necrídeos presentes. Reprodução por fragmentação do tricoma dentro do filamento ou por liberação de hormogônios.

***Brasilonema sp.2*** (Figura 17f-i)

Filamentos heterocitados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 12,14-22,13  $\mu\text{m}$  de largura, apresentando ramificações falsas simples do tipo “Y”, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, levemente espessa, medindo 1,05-3,12  $\mu\text{m}$  de espessura, lamelada em filamentos maduros, com 1 a 3 lamelas, de coloração castanho-amarelada. Tricomas não constrictos a levemente constrictos nos septos. Células cilíndricas a subquadráticas, medindo 5,53-12,10  $\mu\text{m}$  de comprimento por 9,22-19,33  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 0,69$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, com espessamento da parede celular. Conteúdo celular granuloso, com coloração variando entre verde-acinzentada a marrom-arroxeadada. Heterócitos cilíndricos, quadráticos ou achatados, com posição intercalar, medindo 13,75-16,15  $\mu\text{m}$  de comprimento por 12,57-16,43  $\mu\text{m}$  de largura, com  $c/l = 1,06$ . Reprodução por fragmentação do tricoma no interior do filamento ou por liberação de hormogônios.

***Brasilonema sp.3*** (Figura 17j-r)

Filamentos heterocitados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 10,35-13,93  $\mu\text{m}$  de largura, apresentando ramificações falsas simples do tipo “Y” ou duplas comuns, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, fina, medindo 0,67-1,36  $\mu\text{m}$  de espessura, lamelada em filamentos maduros, com 1 a 2 lamelas, de coloração variando entre hialina e castanho-amarelada. Tricomas sem constrição nas células centrais a subcentrais, apresentando constrição leve nos septos apenas em células próximas à extremidade do tricoma ou em hormogônios. Células cilíndricas a subquadráticas, medindo 3,31-12,36  $\mu\text{m}$  de comprimento por 7,67-11,47  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,65$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, com espessamento da parede celular. Conteúdo celular granuloso, com coloração azul-esverdeada. Heterócitos cilíndricos, quadráticos, achatados ou irregulares, com posição intercalar ou terminal, medindo 7,60-14,83  $\mu\text{m}$  de comprimento por 9,40-12,99  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l$



= 1,05. Necrídeos presentes. Reprodução por fragmentação do tricoma no interior do filamento ou por liberação de hormogônios.

***Scytonema* sp.** (Figura 17s; Figura 18a-e)

Filamentos heterocitados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 10,98-18,94  $\mu\text{m}$  de largura, apresentando ramificações falsas simples ou duplas comuns, com atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, levemente espessa, medindo 0,91-2,79  $\mu\text{m}$  de espessura, lamelada em filamentos maduros, com 1 a 2 lamelas, e coloração castanho-amarelada. Tricomas com ou sem constrição nos septos. Células cilíndricas a subquadráticas, medindo 3,86-9,89  $\mu\text{m}$  de comprimento por 7,35-15,94  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,58$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas, com espessamento da parede celular. Conteúdo celular granuloso, com coloração variando de azul-esverdeada a verde-oliva. Heterócitos cilíndricos, achatados ou irregulares, com posição intercalar ou terminal, medindo 3,66-11,19  $\mu\text{m}$  de comprimento por 7,38-13,03  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,74$ . Necrídeos presentes. Reprodução por fragmentação do tricoma no interior do filamento ou por liberação de hormogônios.

**Família: Tolypotrichaceae** Hauer *et al.* 2014

***Tolypothrix* sp.1** (Figura 18f-j)

Filamentos heterocitados, dispostos em feixes eretos ou curvados, emaranhados, medindo 3,53-8,25  $\mu\text{m}$  de largura, apresentando ramificações falsas simples do tipo tolipotricóide ou duplas comuns, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, fina, medindo 0,26-0,63  $\mu\text{m}$  de espessura, não lamelada, com coloração hialina. Tricomas não constrictos nos septos. Células cilíndricas a subquadráticas, medindo 2,04-6,78  $\mu\text{m}$  de comprimento por 2,27-6,13  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,97$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas. Conteúdo celular granuloso, com coloração variando entre azul-esverdeada e verde-brilhante. Heterócitos subquadráticos, achatados ou irregulares, com posição intercalar ou terminal, medindo 2,43-6,34  $\mu\text{m}$  de comprimento por 2,51-7,15  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,95$ . Necrídeos presentes. Reprodução por fragmentação do tricoma no interior do filamento ou por liberação de hormogônios.

***Tolypothrix* sp.2** (Figura 18k-o)

Filamentos heterocitados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 9,53-19,37  $\mu\text{m}$  de largura, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, levemente espessa, medindo 0,48-3,13  $\mu\text{m}$  de espessura, lamelada em filamentos maduros, com 1 a 3 lamelas, e



coloração variando de castanho-amarelada a marrom-acastanhada. Tricomas não constrictos ou levemente constrictos nos septos. Células cilíndricas a subquadráticas, medindo 3,09-9,05  $\mu\text{m}$  de comprimento por 6,65-13,53  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,68$ . Células apicais arredondadas a cônicas-arredondadas. Conteúdo celular granuloso ou levemente homogêneo, com coloração variando entre azul-esverdeada e verde-brilhante. Heterócitos cilíndricos a subquadráticos em posição intercalar e cônicos-arredondados em posição terminal, medindo 8,00-10,42  $\mu\text{m}$  de comprimento por 8,56-13,76  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 1,04$ . Reprodução por fragmentação do tricoma no interior do filamento ou por liberação de hormogônios.

**Família: Stigonemataceae** Borzi 1892

***Stigonema* sp.1** (Figura 18p-s)

Filamentos heterocitados, multisseriados, dispostos em feixes eretos ou curvados, com 2 a 4 fileiras de células, medindo 25,82-28,87  $\mu\text{m}$  de largura, com ramificações não claramente distinguíveis e sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, fina, medindo 1,25-1,68  $\mu\text{m}$  de espessura, não lamelada, com coloração castanho-amarelada. Células irregulares, alongadas ou arredondadas, medindo 5,99-14,98  $\mu\text{m}$  de comprimento por 5,03-14,16  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 1,29$ . Conteúdo celular homogêneo a levemente granuloso, com coloração verde-oliva. Heterócitos não observados. Reprodução por liberação de hormogônios.

***Stigonema* sp.2** (Figura 18t; Figura 19a)

Filamentos heterocitados, com ramificações verdadeiras em forma de “T”, apresentando ramos jovens unisseriados e ramos maduros multisseriados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 9,24-11,63  $\mu\text{m}$  de largura, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, fina, medindo 0,75-1,39  $\mu\text{m}$  de espessura, não lamelada, com coloração variando de hialina a marrom-acastanhada. Células alongadas ou arredondadas, medindo 2,85-5,98  $\mu\text{m}$  de comprimento por 3,80-8,91  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 0,71$ . Conteúdo celular homogêneo, com coloração verde-acinzentada. Heterócitos não observados. Reprodução por liberação de hormogônios.

***Stigonema* sp.3** (Figura 19b-e)

Filamentos heterocitados, com ramificações verdadeiras em forma de “T”, apresentando ramos unisseriados ou bisseriados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 6,63-11,42  $\mu\text{m}$  de largura, sem atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, fina, medindo 0,43-1,31  $\mu\text{m}$  de espessura, não lamelada, com coloração variando de hialina a amarelo-acastanhada.



Células alongadas, arredondadas ou irregulares, medindo 2,81-9,27  $\mu\text{m}$  de comprimento por 4,49-8,87  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 1,03$ . Conteúdo celular homogêneo a levemente granuloso, com coloração verde-acinzentada. Heterócitos alongados, em posição intercalar ao longo do filamento, medindo 6,29-8,30  $\mu\text{m}$  de comprimento por 5,03-6,78  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 1,23$ . Reprodução por liberação de hormogônios.

***Stigonema* sp.4** (Figura 19f-j)

Filamentos heterocitados, com ramificações verdadeiras simples a triplas, em forma de “T”, apresentando ramos unisseriados ou multisseriados, dispostos em feixes eretos ou curvados, medindo 7,93-13,75  $\mu\text{m}$  de largura, com atenuação nas extremidades. Bainha firme, conspícua, fina, medindo 0,58-1,55  $\mu\text{m}$  de espessura, não lamelada, com coloração amarelo-acastanhada. Células alongadas, arredondadas ou irregulares, medindo 3,48-7,56  $\mu\text{m}$  de comprimento por 3,63-8,55  $\mu\text{m}$  de largura, com razão  $c/l = 1,00$ . Conteúdo celular homogêneo a levemente granuloso, com coloração verde-acinzentada. Heterócitos não observados. Reprodução por liberação de hormogônios.

**Família: Nostocaceae** Agardh ex Kirchner 1890

***Nostoc interbryum*** C.L. Sant’Anna *et al.* 2007 (Figura 19k-n; Figura 20a-d)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 12,83-637,59  $\mu\text{m}$  de diâmetro, sem formação de subcolônias. As bordas das colônias apresentam coloração variando de hialina a enegrecida. Bainha firme, lisa, conspícua, não lamelada, com coloração entre hialina e amarelo-acastanhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Filamentos moniliformes, com organização em aglomerados em colônias jovens e frouxos em colônias maduras, revestidos por bainha individual hialina a amarelo-alaranjada, flexíveis, não ramificados. Células arredondadas ou em forma de barril, medindo 2,51-7,86  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Célula apical arredondada. O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, embora algumas células possam apresentar grânulos citoplasmáticos, com coloração variando entre azul-esverdeada, verde-brilhante, verde-oliva ou verde-acinzentada. Heterócitos arredondados, esféricos ou semielípticos, medindo 3,68-8,61  $\mu\text{m}$  de largura, com posição intercalar ou terminal. Reprodução por liberação de hormogônios.

**Nota:** Os exemplares analisados apresentam características morfológicas e ecológicas compatíveis com a descrição proposta por Sant’Anna *et al.*, (2007), inclusive quanto ao tipo de habitat preferencial, reforçando a confiabilidade da identificação como *N. interbryum*. Entretanto, observou-se que os indivíduos das populações aqui amostradas exibem uma



variação morfométrica em relação aos valores máximos e mínimos registrados na literatura original. Apesar dessas diferenças, os dados morfométricos permanecem dentro dos limites aceitáveis para a espécie, conforme os intervalos métricos estabelecidos, o que demonstra a plasticidade fenotípica inerente a muitos táxons de cianobactérias, especialmente em contextos ambientais variados.

Do ponto de vista da distribuição espacial, *N. interbryum* foi detectada em 19 dos 21 pontos amostrais, revelando uma ampla ocorrência e elevada frequência no ambiente estudado. Este padrão sugere uma elevada afinidade ecológica da espécie com o microambiente cortical, possivelmente associada a fatores como disponibilidade de luz difusa, umidade relativa elevada, e estabilidade microclimática, típicos de substratos como cascas de árvores em ambientes sombreados.

A recorrência dessa espécie em múltiplos pontos também pode indicar tolerância fisiológica a variações sazonais, o que contribui para sua permanência e sucesso em nichos específicos. Tal comportamento ecológico reforça a importância das cianobactérias do gênero *Nostoc* como bioindicadores de estabilidade ambiental em comunidades epifíticas.

Ainda, a constatação de pequenas variações morfométricas, embora não descarte a identificação ao nível específico, levanta a relevância da aplicação de abordagens polifásicas na taxonomia de cianobactérias. A combinação de dados morfológicos com sequências genéticas, pode contribuir para resolver limites interespecíficos tênues, frequentemente mascarados por plasticidade morfológica e convergência adaptativa.

### **Cyanophyceae não identificada** (Figura 20e-f)

Colônias arredondadas a irregulares, com dimensões variando entre 16,53-83,79  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Bainha variando de difluente a firme, lisa, conspícua, com coloração entre hialina a marrom-acastanhada, envolvendo todo o conjunto colonial. Células arredondadas a ligeiramente esféricas, dispostas de forma densamente agrupada e sobreposta, desde as bordas até o centro da colônia, medindo 4,38-6,01  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Cada célula apresenta envelopes mucilaginosos individuais, de consistência firme, finos e justos à parede celular, com coloração hialina a marrom-acastanhada e espessura variando entre 0,34-0,83  $\mu\text{m}$ . O conteúdo celular é predominantemente homogêneo, com coloração verde-acinzentada.

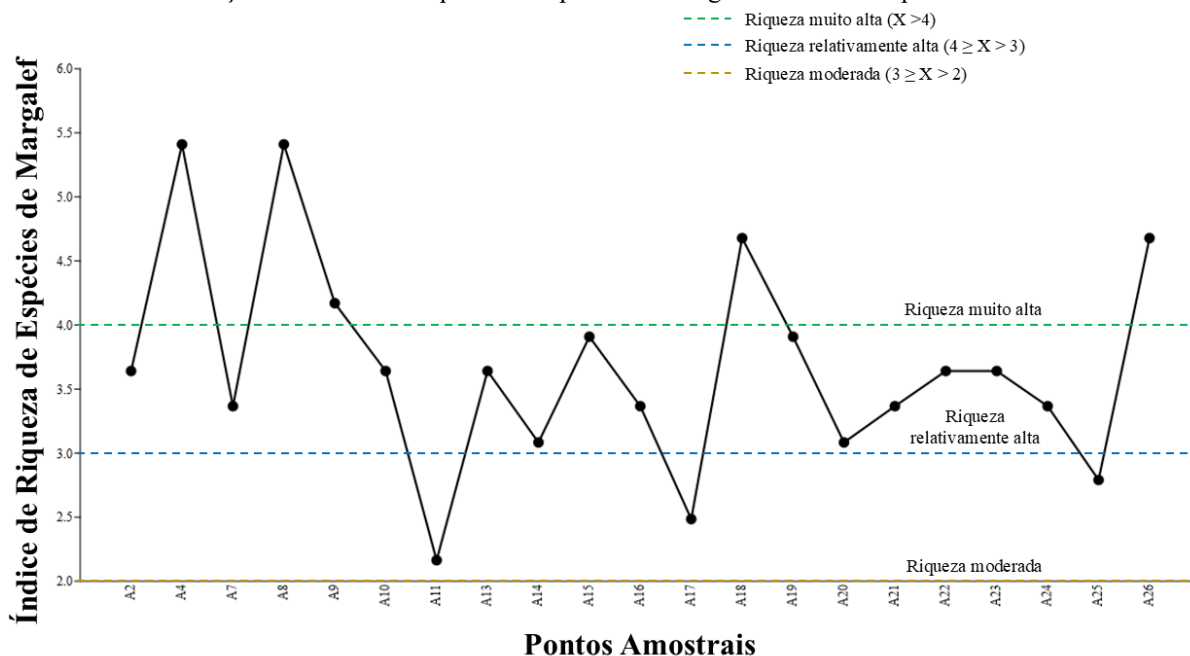


## 5.2 Estrutura da Comunidade de Cianobactérias: Riqueza e Frequência

O táxon identificado apenas como *Cyanophyceae* não identificado foi excluído dos tratamentos bioestatísticos, por não apresentar caracterização taxonômica suficiente para análises comparativas consistentes.

Considerando-se a ausência de padronização na literatura para a interpretação das faixas do índice de riqueza de espécies de Margalef, foram adotados os seguintes critérios para este estudo: Muito Alta:  $X > 4$ ; Relativamente Alta:  $4 \geq X > 3$ ; Moderada:  $3 \geq X > 2$ ; Baixa a Moderada:  $2 \geq X > 1$ ; Muito Baixa:  $X \leq 1$ . Sendo assim, nos pontos amostrais do PNMPIAA, observou-se que cinco pontos: A4 (5,41), A8 (5,41), A9 (4,17), A18 (4,68) e A26 (4,68) que apresentaram riqueza muito alta. Treze pontos: A2 (3,64), A7 (3,37), A10 (3,64), A13 (3,64), A14 (3,08), A15 (3,91), A16 (3,37), A19 (3,91), A20 (3,08), A21 (3,37), A22 (3,64), A23 (3,64) e A24 (3,37) demonstraram riqueza relativamente alta, enquanto três pontos: A11 (2,16), A17 (2,49) e A25 (2,79) apresentaram riqueza moderada (Gráfico 2). Esses resultados revelam uma riqueza de táxons expressiva na área estudada.

**Gráfico 2:** Relação do Índice de Riqueza de Espécies de Margalef distribuídos pelos Pontos Amostrais.



Fonte: Autor, 2025.

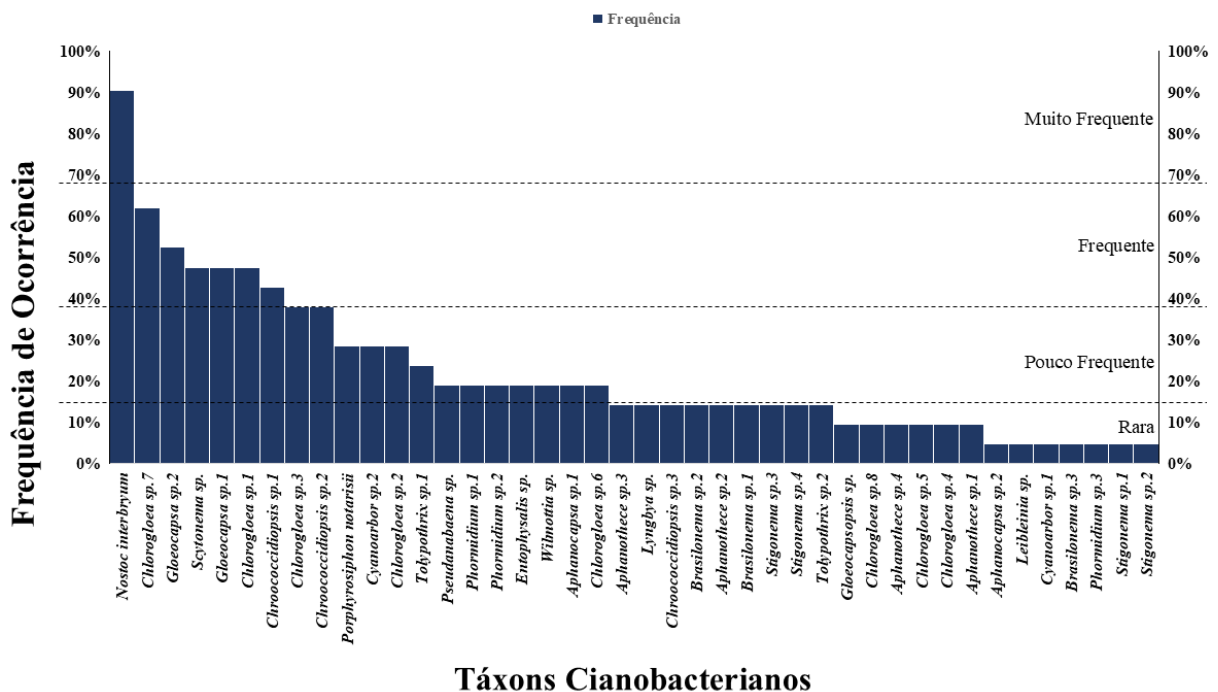
Em relação à frequência de ocorrência dos táxons cianobacterianos observados nos pontos amostrais (Gráfico 3), apenas a espécie *Nostoc interbryum* apresentou alta frequência de ocorrência, sendo registrada em um número expressivo de amostras. Seis táxons apresentaram frequência intermediária de ocorrência: *Chlorogloea* sp.7, *Gloeocapsa* sp.2, *Scytonema* sp., *Gloeocapsa* sp.1, *Chlorogloea* sp.1 e *Chroococcidiopsis* sp.1. Treze táxons



demonstraram baixa frequência, sendo encontrados esporadicamente nas amostras: *Chlorogloea* sp.3, *Chroococidiopsis* sp.2, *Porphyrosiphon notarisii*, *Cyanoarbor* sp.2, *Chlorogloea* sp.2, *Tolypothrix* sp.1, *Pseudanabaena* sp., *Phormidium* sp.1, *Phormidium* sp.2, *Entophysalis* sp., *Wilmottia* sp., *Aphanocapsa* sp.1 e *Chlorogloea* sp.6.

Por fim, 22 táxons foram considerados raros, com ocorrência restrita a um número muito limitado de amostras, entre eles: *Aphanothece* sp.3, *Lyngbya* sp., *Chroococidiopsis* sp.3, *Brasilonema* sp.2, *Aphanothece* sp.2, *Brasilonema* sp.1, *Stigonema* sp.3, *Stigonema* sp.4, *Tolypothrix* sp.2, *Gloeocapsopsis* sp., *Chlorogloea* sp.8, *Aphanocapsa* sp.4, *Chlorogloea* sp.5, *Chlorogloea* sp.4, *Aphanothece* sp.1, *Aphanocapsa* sp.2, *Leibleinia* sp., *Cyanoarbor* sp.1, *Brasilonema* sp.3, *Phormidium* sp.3, *Stigonema* sp.1 e *Stigonema* sp.2. Esses dados reforçam a dominância de poucos táxons e a presença de uma comunidade altamente heterogênea.

**Gráfico 3:** Relação da Frequência de Ocorrência dos Táxons Cianobacterianos.



Fonte: Autor, 2025.

## 6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A elevada diversidade de táxons registrada neste estudo, incluindo novas ocorrências de espécies e gêneros, revela que a região Nordeste do Brasil, em especial o estado do Maranhão, abriga uma cianoflora corticícola expressiva, cuja biodiversidade ainda permanece amplamente subexploradas. Entre os grupos analisados, as cianobactérias cocoides foram as mais frequentes, seguidas pelas formas heterocitadas e homocitadas, evidenciando uma comunidade estruturalmente diversa. Ressalta-se que a área de transição entre os biomas



Cerrado e Amazônico, onde está inserido o PNMPIAA, representa um ambiente ecologicamente propício à ocorrência de táxons raros, novos gêneros e até mesmo linhagens com complexidades taxonômicas ainda não reconhecidas formalmente.

Ainda, a identificação inédita dos gêneros *Cyanoarbor* e *Wilmottia* para o Nordeste brasileiro, ambos registrados pela primeira vez sobre o substrato de casca de árvore, amplia significativamente o conhecimento biogeográfico e ecológico dessas linhagens, destacando o valor científico da área estudada. Os ensaios bioestatísticos aplicados, incluindo o índice ecológico de riqueza, frequência de ocorrência e análise multivariada não paramétrica, com base na distância de Morisita, revelaram uma comunidade cianobacteriana estruturalmente heterogênea, com alto grau de complexidade ecológica, reforçando o papel do PNMPIAA como um importante reservatório de biodiversidade microbiana no Brasil.

Assim, esses achados ressaltam a singularidade da microbiota presente na zona ecotonal entre os biomas Amazônico e Cerrado, evidenciando o imenso potencial da cianoflora corticícola como fonte de novos registros, com forte possibilidade de táxons inéditos para a ciência. Portanto, este estudo contribui de maneira significativa para o avanço da taxonomia, ecologia e biogeografia das cianobactérias no Brasil, abrindo caminhos para futuras descrições formais de novas espécies e para investigações mais aprofundadas sobre a diversidade microbiana associada a substratos vegetais em ambientes ainda negligenciados cientificamente.



**PRANCHAS**



**Figura 7:** Pontos amostrais da primeira coleta (16 pontos), evidenciando os biofilmes.

**a: P1.**

**b: P2.**

**c: P3.**

**d: P4.**

**e: P5.**

**f: P6.**

**g: P7.**

**h: P8.**

**i: P9.**

**j: P10.**

**k: P11.**

**l: P12.**

**m: P13.**

**n: P14.**

**o: P15.**

**p: P16.**



Figura 7a-p



**Figura 8:** Pontos amostrais da segunda coleta (10 pontos), evidenciando os biofilmes.

**a: P17.**

**b: P18.**

**c: P19.**

**d: P20.**

**e: P21.**

**f: P22.**

**g: P23.**

**h: P24.**

**i: P25.**

**j: P26.**



Figura 8a-j



**Figura 9:** Cianobactérias homocitadas (*Pseudanabaena* sp.; *Phormidium* sp.1; *Phormidium* sp.2; *Phormidium* sp.3; *Leibleinia* sp.; *Lyngbya* sp. e *Porphyrosiphon notarisii*).

**a-c: Pseudanabaena sp.:** a – aglomerados de filamentos dispostos de forma irregular; b – filamentos curtos, com tricomas compostos por duas ou mais células; c – filamento maduro.

**d-f: Phormidium sp.1:** d e f – filamento único mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; e – células centrais do tricoma.

**g-j: Phormidium sp.2:** g e h – filamento único com células terminais evidentes; i – células centrais do tricoma; j – filamento maduro, evidenciando tricomas flexuosos e solitários.

**k-n: Phormidium sp.3:** k e l – filamento único mostrando células terminais (apicais); m e n – células centrais do tricoma.

**o-q: Leibleinia sp.:** o e p – filamento único com células terminais distintas; q – hormogônio.

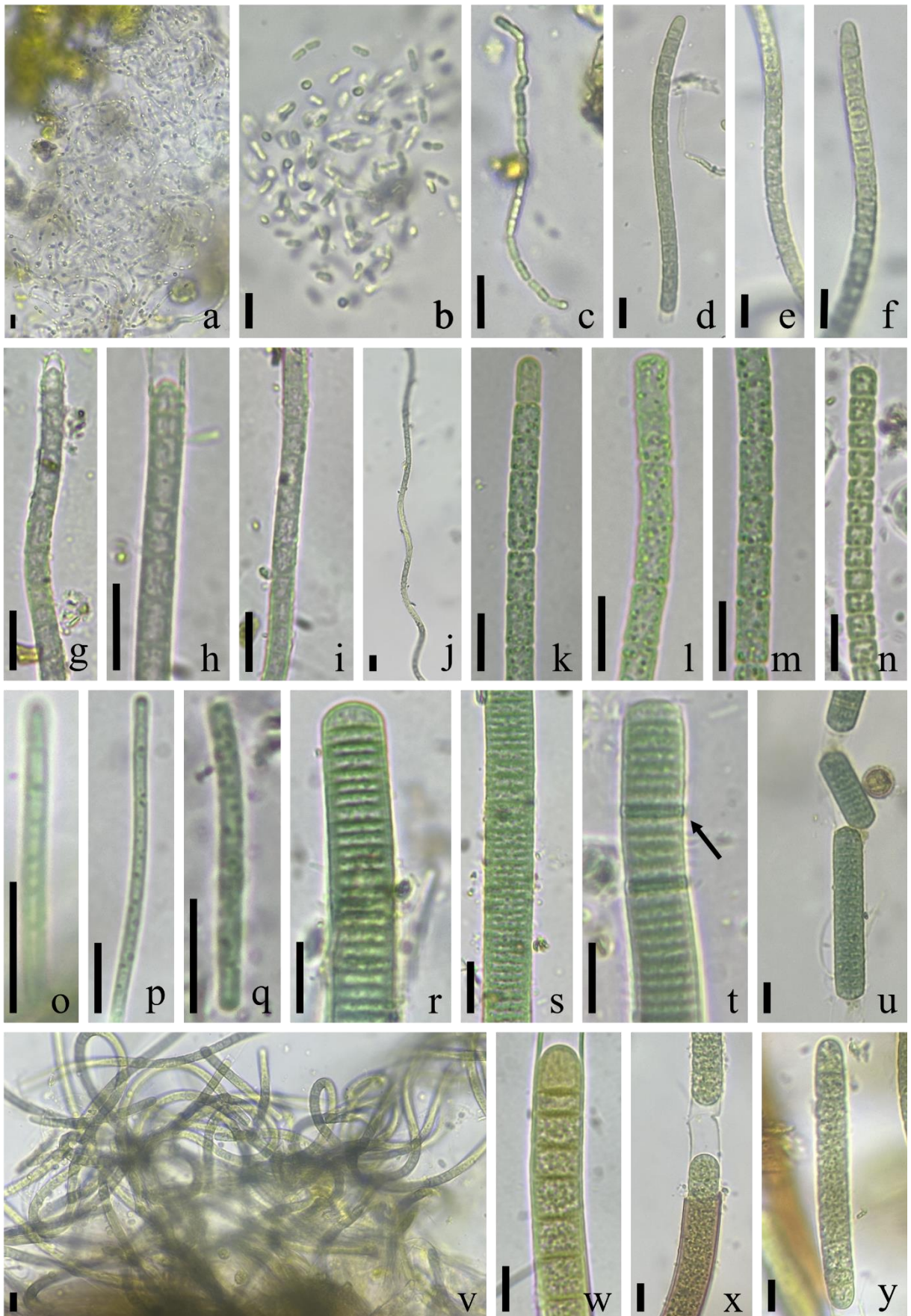
**r-u: Lyngbya sp.:** r – filamento único mostrando células terminais; s – células centrais do tricoma; t – extremidade apical do filamento com presença de necrídios (seta); u – liberação de hormogônios.

**v-y: Porphyrosiphon notarisii:** v – aglomerados de filamentos dispostos de forma irregular; w – maturação da célula apical do filamento com subsequente fragmentação; x – fragmentação do filamento com evidência de bainha mucilaginosa laranja-avermelhada; y – hormogônio.

Escalas: 10µm.



Figura 9a-y



**Figura 10:** Cianobactérias homocitadas e cocoides (*Porphyrosiphon notarisii*; *Wilmottia* sp. e *Aphanocapsa* sp.1).

**a-d: *Porphyrosiphon notarisii*:** a – filamento único mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; b – maturação da célula apical do filamento com subsequente fragmentação; c e d – filamento com evidência de bainha mucilaginosa hialina, com lamelas destacadas (seta).

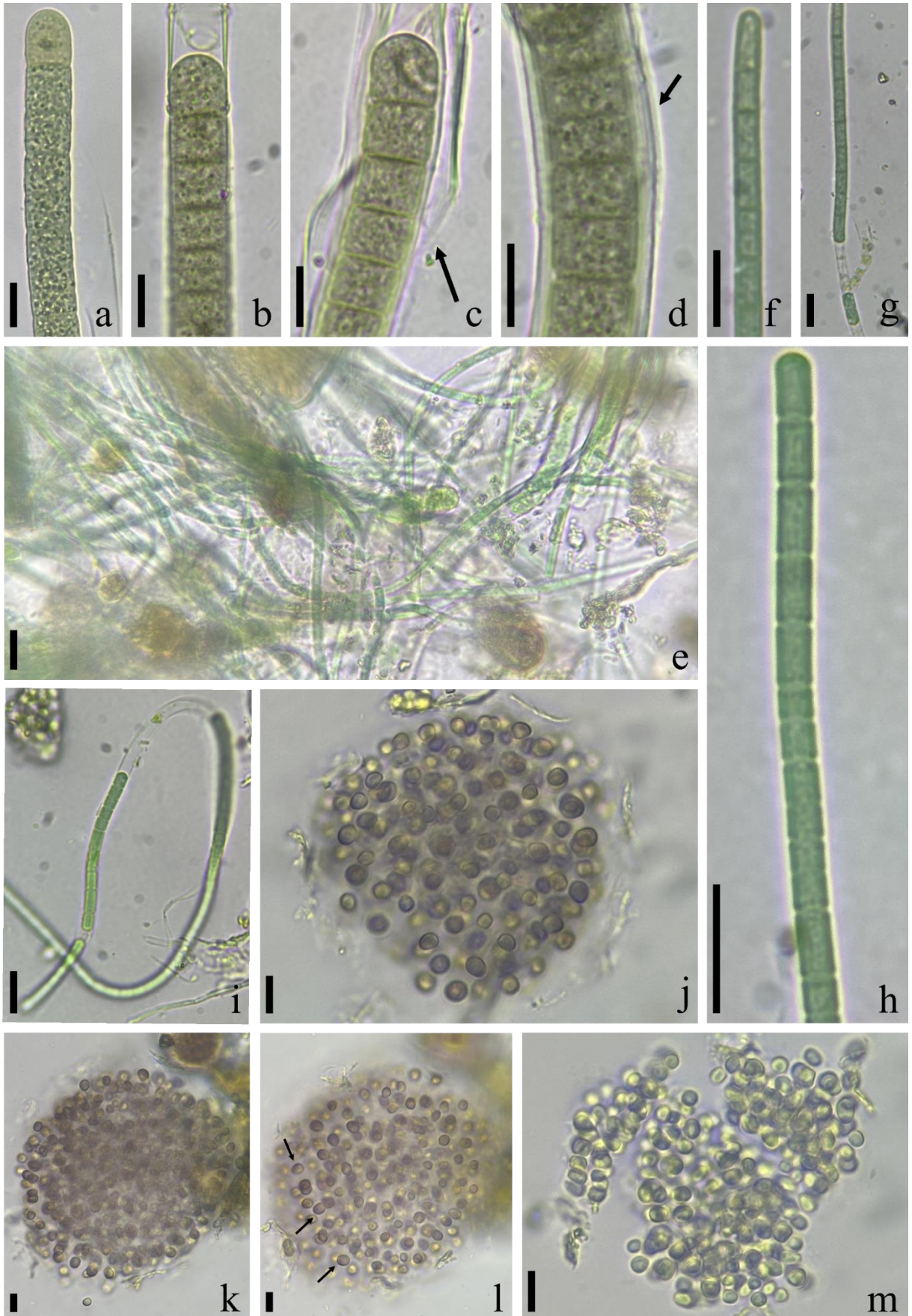
**e-i: *Wilmottia* sp.:** e – aglomerados de filamentos dispostos de forma irregular; f e h – filamento único mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; g – células centrais do tricoma, com fragmentação do filamento; i – filamento evidenciando tricomas flexuosos e solitários.

**j-m: *Aphanocapsa* sp.1:** j e k – colônias arredondadas com evidencia da disposição celular e da mucilagem; l – detalhes dos envelopes mucilaginosos individuais das células (seta); m – colônia sem delimitação mucilaginosa.

Escalas: 10µm.



Figura 10a-m



**Figura 11:** Cianobactérias cocoides (*Aphanocapsa* sp.1; *Aphanocapsa* sp.2; *Aphanothece* sp.1; *Aphanothece* sp.2; *Aphanothece* sp.3 e *Aphanothece* sp.4).

**a: *Aphanocapsa* sp.1:** a – colônia jovem, com células dispostas esparsamente.

**b-c: *Aphanocapsa* sp.2:** b e c – colônias maduras, apresentando células densamente organizadas e bainha mucilaginosa evidente e espessa.

**d-h: *Aphanothece* sp.1:** d, e, e g – aspecto geral da colônia, com células densamente organizadas; f – detalhes dos envelopes mucilagosos individuais das células (seta); h – colônia sem delimitação mucilaginosa.

**i-l: *Aphanothece* sp.2:** i e j – colônias maduras; k – células densamente organizadas, evidenciando detalhes dos envelopes mucilagosos individuais das células (seta); l – colônia jovem, com células dispostas densamente nas periferias.

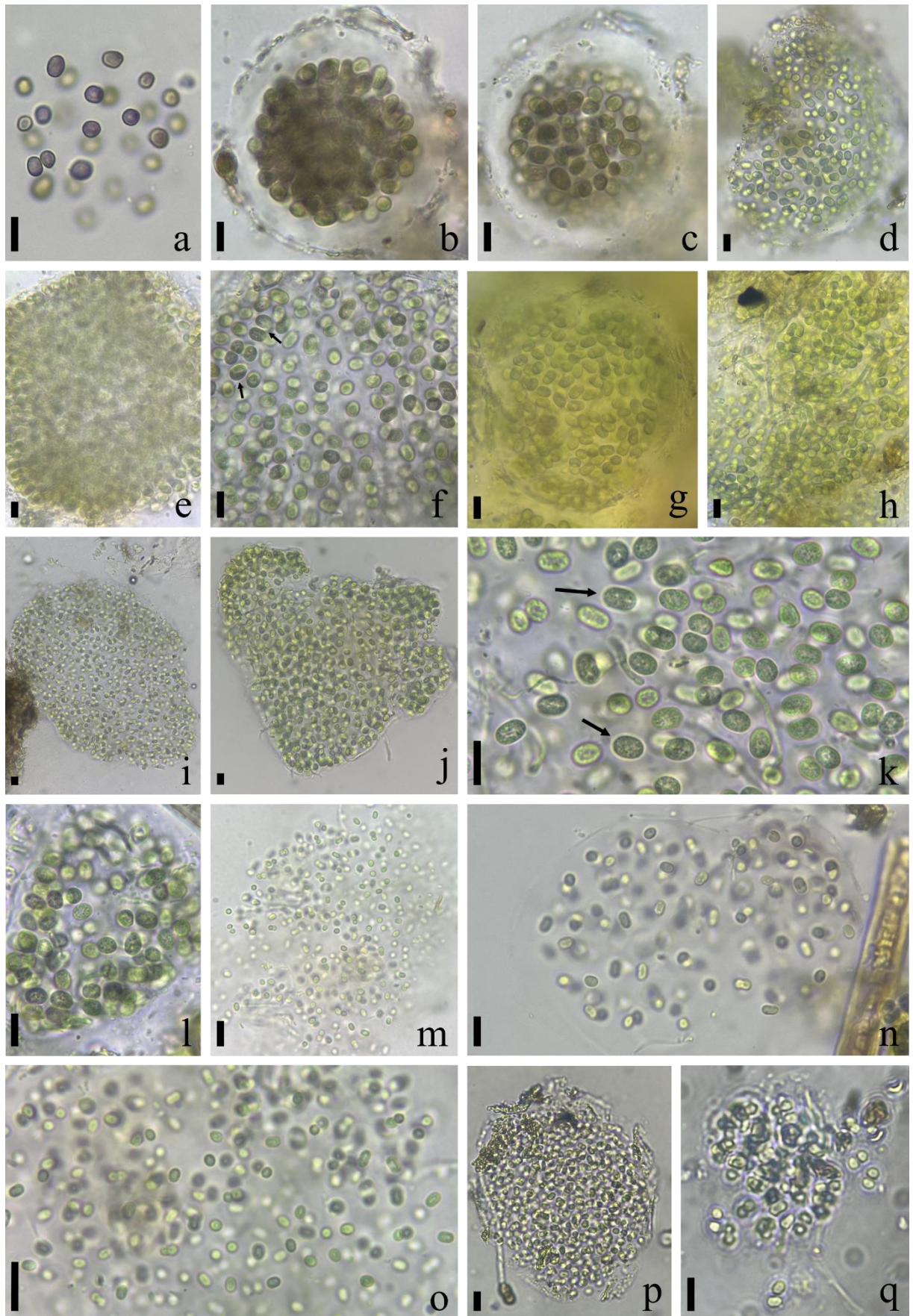
**m-o: *Aphanothece* sp.3:** m e o – aspecto geral da colônia, com células esparsamente organizadas, sem delimitação da mucilagem colonial; n – aspecto geral da colônia, com evidência da delimitação mucilaginosa.

**p-q: *Aphanothece* sp.4:** p – aspecto geral da colônia, com evidência da delimitação mucilaginosa; q – colônia jovem, evidenciando a disposição das células e seus envelopes individuais.

Escalas: 10µm.



Figura 11a-q



**Figura 12:** Cianobactérias cocoides (*Cyanoarbor* sp.1; *Cyanoarbor* sp.2; *Entophysalis* sp. e *Chlorogloea* sp.1).

**a-c: *Cyanoarbor* sp.1:** a – aspecto geral da colônia madura, com disposição em nuvem; b e c – disposição das células de forma irregular e densa, desde as bordas até o centro da colônia.

**d-i: *Cyanoarbor* sp.2:** d, e, e f – aspectos gerais das colônias maduras; g – colônia jovem; h e i – células dispostas de forma densa, evidenciando seus envelopes mucilaginosos individuais.

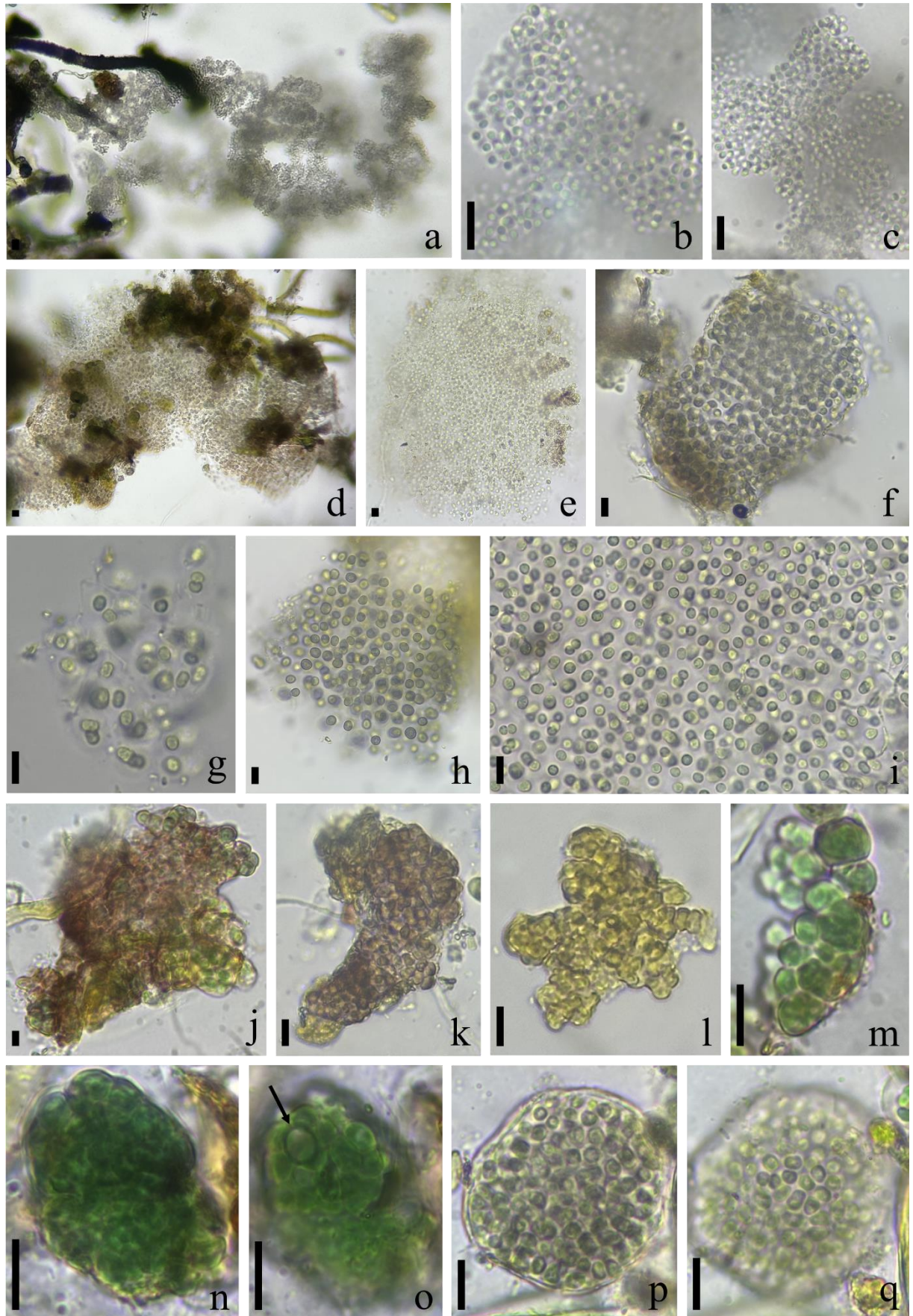
**j-o: *Entophysalis* sp.:** j, k e l – aspectos gerais das colônias maduras, com diferentes colorações; m e n – colônias jovens; o – detalhe da bainha individual, com células apresentando espaços vazios (seta).

**p-q: *Chlorogloea* sp.1:** p e q – aspectos gerais das colônias maduras, com delimitação mucilaginosa evidente.

Escala: 10µm.



Figura 12a-q



**Figura 13:** Cianobactérias cocoides (*Chlorogloea* sp.1; *Chlorogloea* sp.2; *Chlorogloea* sp.3; *Chlorogloea* sp.4 e *Chlorogloea* sp.5).

**a-f: *Chlorogloea* sp.1:** a, b, c e d – aspectos gerais das colônias maduras, evidenciando subcolônias e organização celular com disposição em fileiras; e, e f – colônias jovens.

**g-i: *Chlorogloea* sp.2:** g e h – aspectos gerais das colônias maduras; i – colônia com evidência de subcolônias presentes.

**j-o: *Chlorogloea* sp.3:** j, k e l – aspectos gerais das colônias maduras, com células dispostas densamente em toda a colônia; m, n e o – colônias jovens, com diferentes colorações e disposição de células enfileiradas.

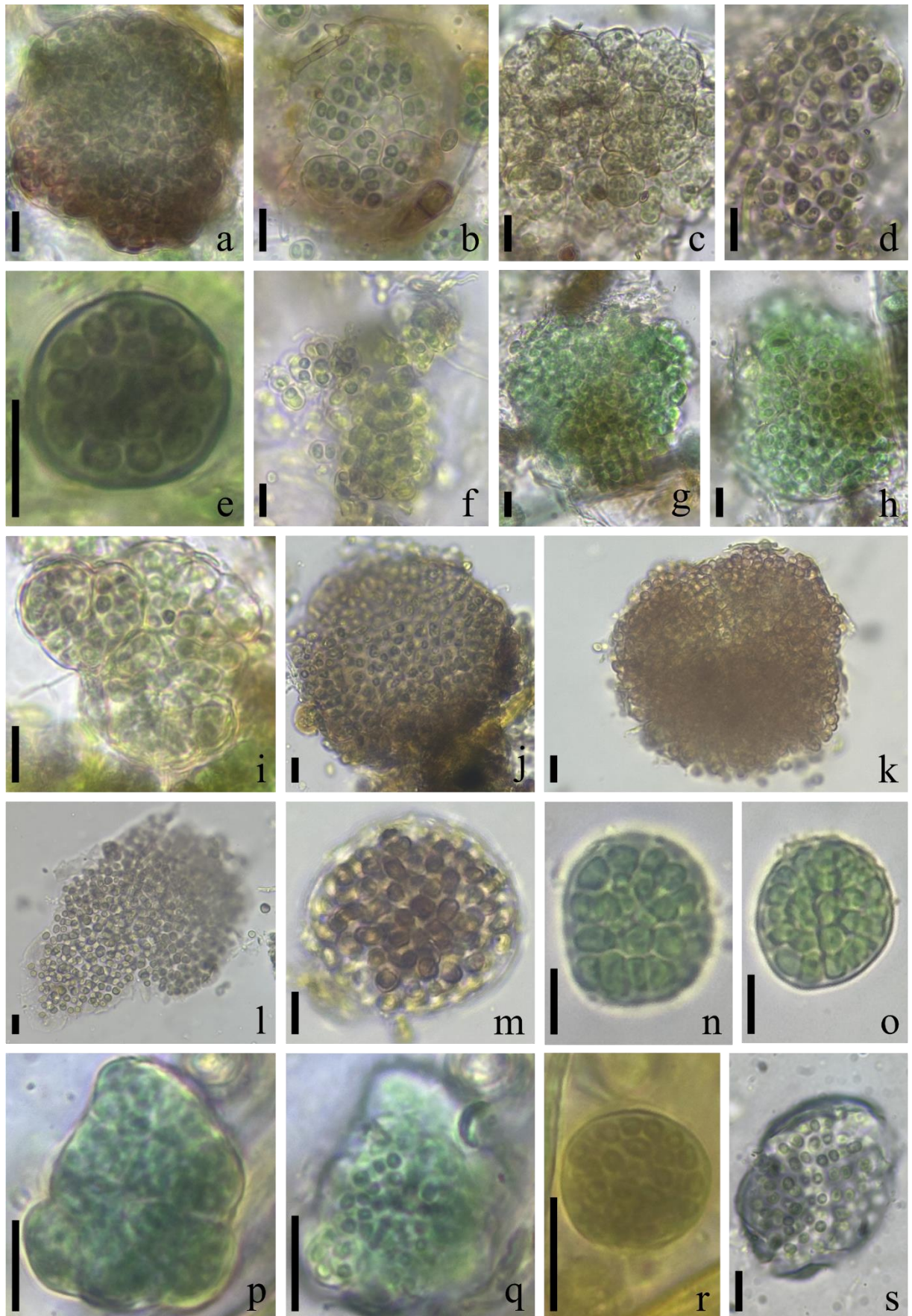
**p-r: *Chlorogloea* sp.4:** p e q – aspectos gerais das colônias maduras, evidenciando subcolônias e organização celular com disposição em fileiras; r – colônia jovem.

**s: *Chlorogloea* sp.5:** s – colônia jovem, com evidência do envelope mucilaginoso individual e geral, mostrando ainda a organização celular em fileiras.

Escalas: 10µm.



Figura 13a-s



**Figura 14:** Cianobactérias cocoides (*Chlorogloea* sp.5; *Chlorogloea* sp.6; *Chlorogloea* sp.7; *Chlorogloea* sp.8 e *Chroococidiopsis* sp.1).

**a: *Chlorogloea* sp.5:** a – aspecto geral da colônia madura, evidenciando subcolônias e organização celular com disposição em fileiras.

**b-g: *Chlorogloea* sp.6:** b, c e f – organização celular com disposição densa, evidenciando os envelopes mucilaginosos individuais (seta); d e, e – aspectos gerais das colônias maduras, com distintas colorações e evidência da delimitação mucilaginosa colonial; g – colônia jovem.

**h-k: *Chlorogloea* sp.7:** h e i – aspectos gerais das colônias maduras; j e k – colônias com evidência da organização celular em disposição completamente enfileirada.

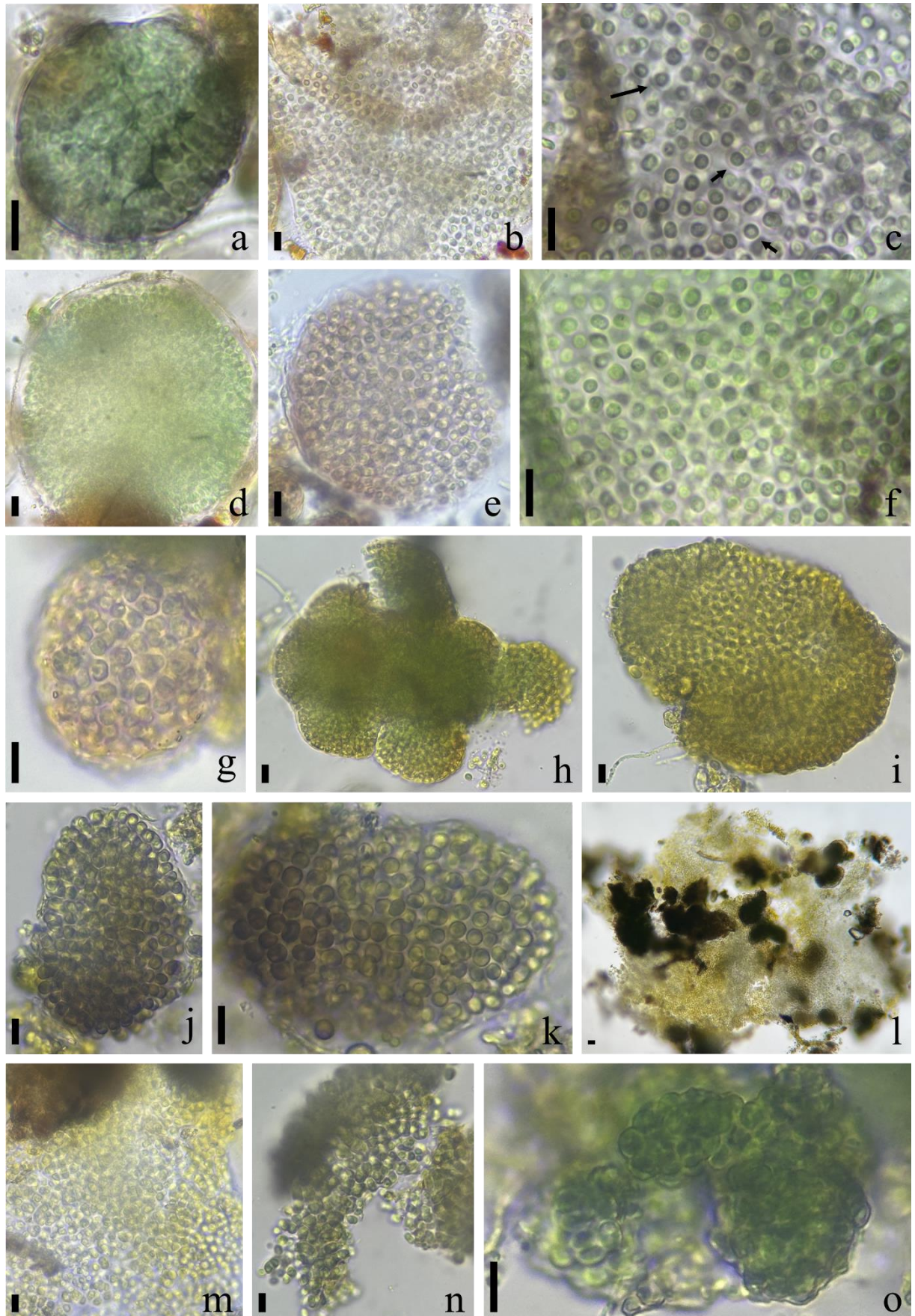
**l-n: *Chlorogloea* sp.8:** l – aspecto geral da colônia madura; m e n – colônias com evidência da organização celular.

**o: *Chroococidiopsis* sp.1:** o – aspecto geral da colônia madura, com células organizadas de forma densa e sobrepostas.

Escalas: 10µm.



Figura 14a-o



**Figura 15:** Cianobactérias cocoides (*Chroococidiopsis* sp.1; *Chroococidiopsis* sp.2; *Chroococidiopsis* sp.3 e *Gloeocapsa* sp.1).

**a-b: *Chroococidiopsis* sp.1:** a – aspecto geral da colônia madura, com células organizadas de forma densa e sobrepostas, apresentando espaços vazios que evidenciam o envelope mucilaginoso individual; b – colônia jovem, com disposição celular densa e sobreposta.

**c-e: *Chroococidiopsis* sp.2:** c, d e, e – aspectos gerais das colônias maduras, com células organizadas de forma densa e sobrepostas, evidenciando ainda células de diferentes tamanhos (baeócitos).

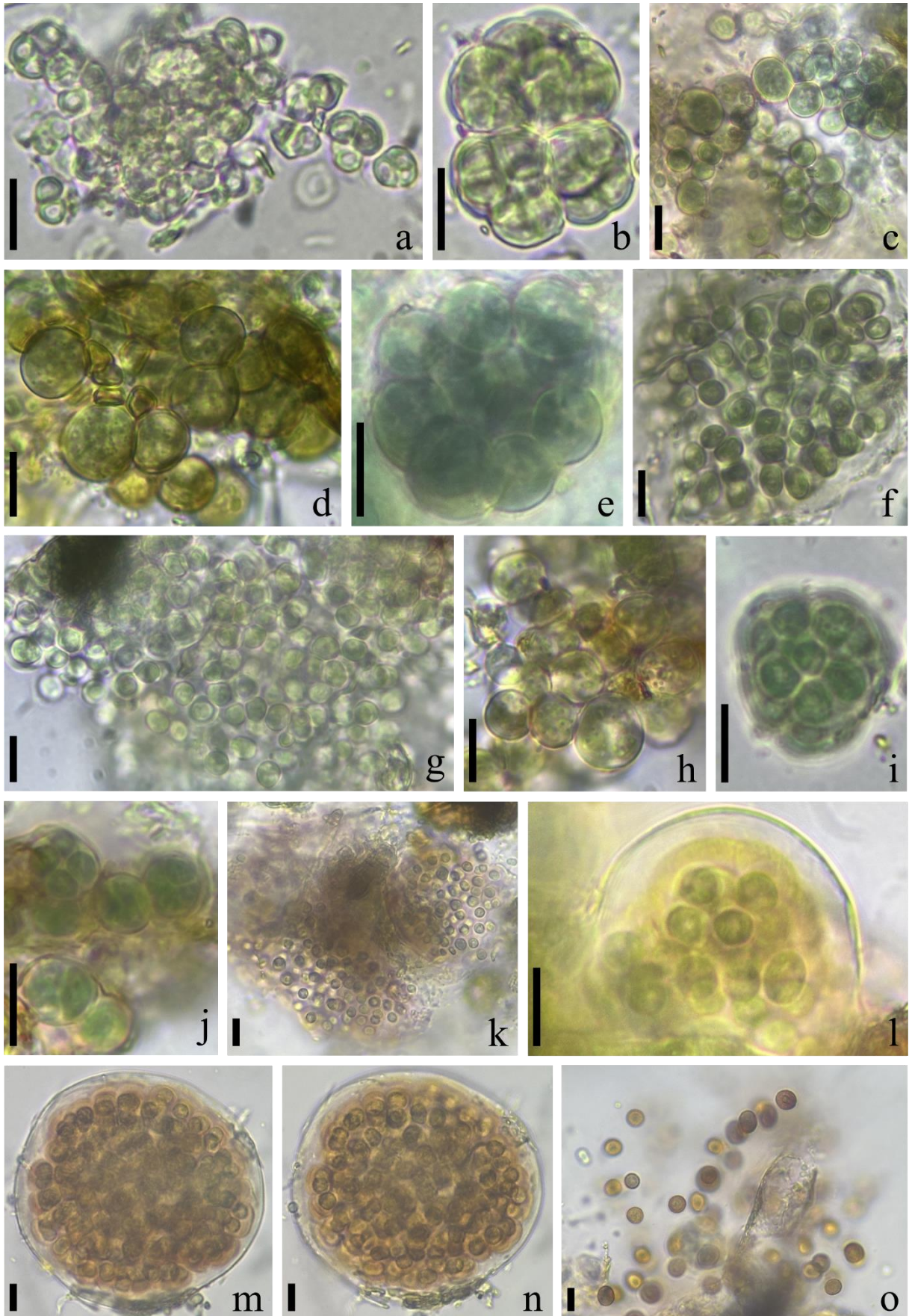
**f-j: *Chroococidiopsis* sp.3:** f e g – aspectos gerais das colônias maduras; h – evidência de células com diferentes tamanhos (baeócitos); i e j – colônias jovens, com células organizadas em tétrades (especialmente visível em j).

**k-o: *Gloeocapsa* sp.1:** k – aspecto geral da colônia madura, com células dispostas densamente; l, m e n – colônias maduras, evidenciando células com envelopes mucilaginosos espessos; o – células de resistência.

Escalas: 10µm.



Figura 15a-o



**Figura 16:** Cianobactérias cocoides e heterocitadas (*Gloeocapsa* sp.1; *Gloeocapsa* sp.2; *Gloeocapsopsis* sp. e *Brasilonema* sp.1).

**a-c: *Gloeocapsa* sp.1:** a, b e c – colônias jovens, com células organizadas em tétrades (visivelmente em c).

**d-g: *Gloeocapsa* sp.2:** d e, e – aspectos gerais das colônias maduras, com células dispostas densamente; f e g – colônias jovens.

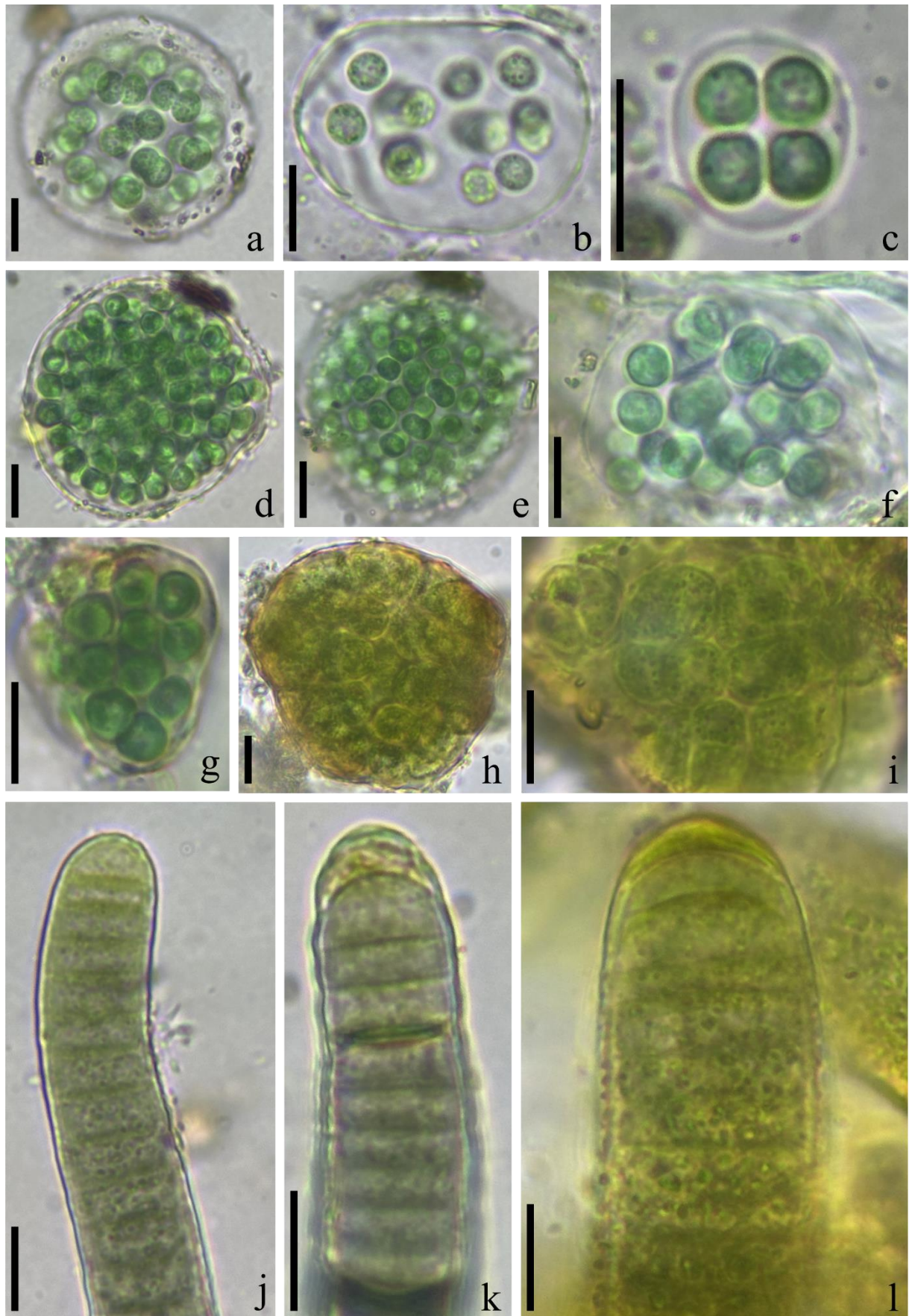
**h-i: *Gloeocapsopsis* sp.:** h – aspecto geral da colônia madura; i – células organizadas de forma densamente agrupada e sobreposta.

**j-l: *Brasilonema* sp.1:** j, k e l – filamentos únicos mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; em k, observa-se especialmente a evidência de células necrídicas.

Escala: 10µm.



Figura 16a-l



**Figura 17:** Cianobactérias heterocitadas (*Brasilonema* sp.1; *Brasilonema* sp.2; *Brasilonema* sp.3 e *Scytonema* sp.).

**a-e: *Brasilonema* sp.1:** a – filamento único, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; b – células centrais do tricoma; c – heterócitos em posição intercalar, evidenciados pelos nódulos polares; d – destaque para a quantidade de lamelas em filamentos maduros; e – hormogônios com heterócitos presentes.

**f-i: *Brasilonema* sp.2:** f – filamento único, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; g – células centrais do tricoma, com evidência de células necrídicas; h – heterócitos em posição intercalar, evidenciados pelos nódulos polares; i – ramificações falsas simples do tipo “Y”, com heterócito na base.

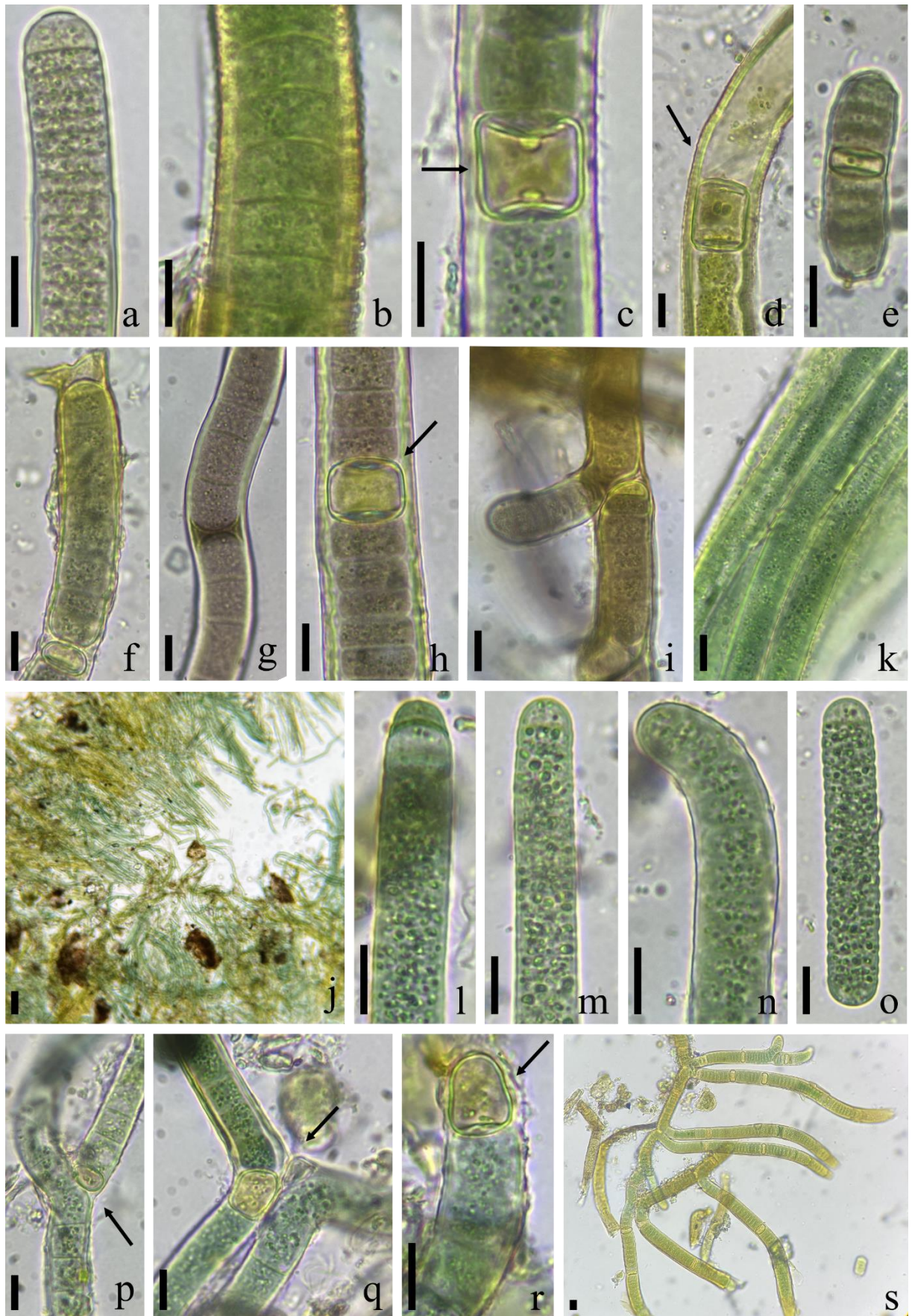
**j-r: *Brasilonema* sp.3:** j – conjuntos de filamentos organizados de forma irregular, formando o biofilme; k – conjuntos de filamentos organizados paralelamente; l, m e n – filamentos únicos, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais, com leve flexão no ápice em n; o – hormogônio; p – ramificação falsa simples do tipo “Y”, com heterócito na base; q – ramificações falsas duplas comuns, com heterócito na base; r – heterócitos em posição terminal, evidenciados por um único nódulo polar.

**s: *Scytonema* sp.:** s – conjunto de filamentos organizados de forma scytonematoide.

Escalas: 10µm; em j - 100µm.



Figura 17a-s



**Figura 18:** Cianobactérias heterocitadas (*Scytonema* sp.; *Tolypothrix* sp.1; *Tolypothrix* sp.2; *Stigonema* sp.1 e *Stigonema* sp.2).

**a-e: *Scytonema* sp.:** a – ramificações falsas duplas comuns; b, c e d – filamentos únicos, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais, com leve flexão no ápice em d; e – hormogônio.

**f-j: *Tolypothrix* sp.1:** f – conjuntos de filamentos organizados de forma irregular; g – ramificação falsa simples do tipo “Y”; h – filamento único, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais, com célula necrídica presente; i – heterócitos em posição terminal, evidenciados por um único nódulo polar; j – ramificações falsas duplas comuns.

**k-o: *Tolypothrix* sp.2:** k e l – filamentos únicos, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; m – heterócitos em posição terminal, evidenciados por um único nódulo polar; n – heterócitos em posição intercalar, evidenciados pelos nódulos polares; o – hormogônio.

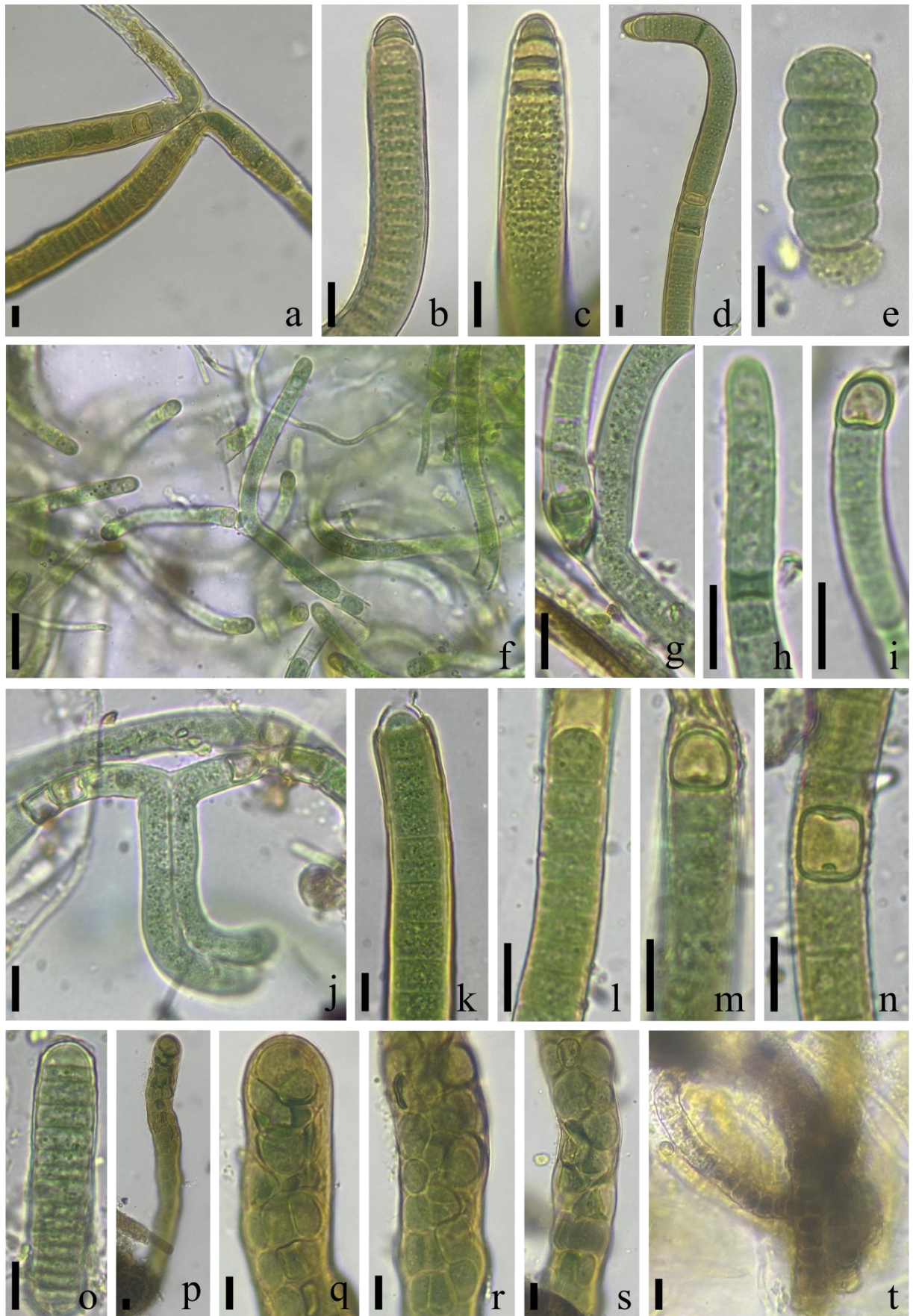
**p-s: *Stigonema* sp.1:** p – filamento único, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; q, r e s – filamentos heterocitados multisseriados, com 2 a 4 fileiras de células.

**t: *Stigonema* sp.2:** t – filamento evidenciando ramificações verdadeiras em forma de “T”.

Escalas: 10µm.



Figura 18a-t



**Figura 19:** Cianobactérias heterocitadas (*Stigonema* sp.2; *Stigonema* sp.3; *Stigonema* sp.4 e *Nostoc interbryum*).

**a: *Stigonema* sp.2:** a – filamentos heterocitados unisseriados ou bisseriados, com 1 ou 2 fileiras de células.

**b-e: *Stigonema* sp.3:** b – conjuntos de filamentos organizados de forma irregular; c – filamento único, mostrando células terminais, incluindo periféricas e apicais; d – filamentos evidenciando ramificações verdadeiras em forma de “T” e heterócitos em posição intercalar, evidenciados pelos nódulos polares; e – hormogônio.

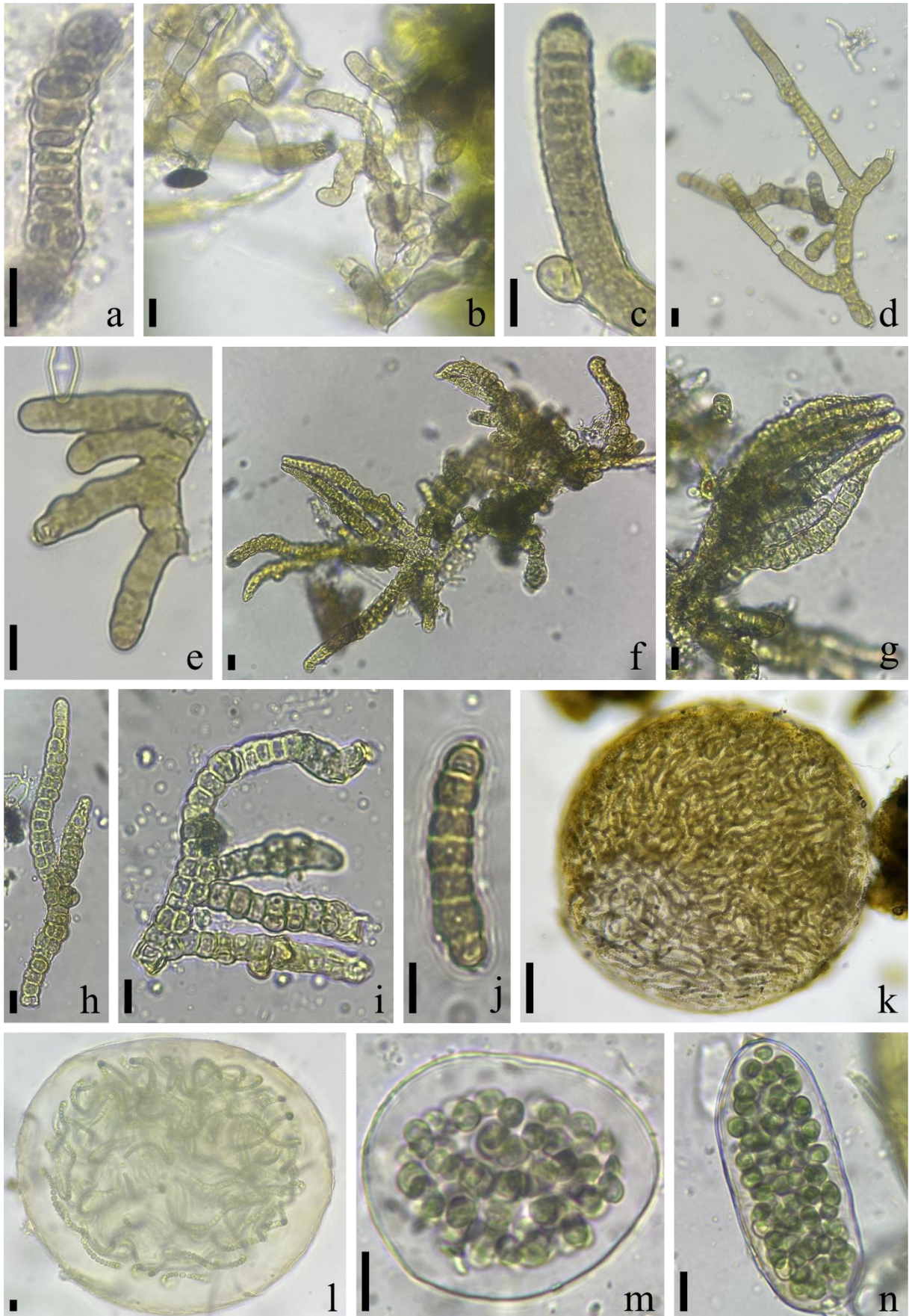
**f-j: *Stigonema* sp.4:** f, g, h e i – conjuntos de filamentos heterocitados organizados de forma bisseriada a multisseriada, evidenciando ramificações verdadeiras simples a triplas, em forma de “T”; j – hormogônio unisseriado.

**k-n: *Nostoc interbryum*:** k e l – colônias maduras; m e n – colônias jovens.

Escalas: 10µm; em k - 100µm.



Figura 19a-n



**Figura 20:** Cianobactérias heterocitada (*Nostoc interbryum*) e cocoide (Cyanophyceae não identificada).

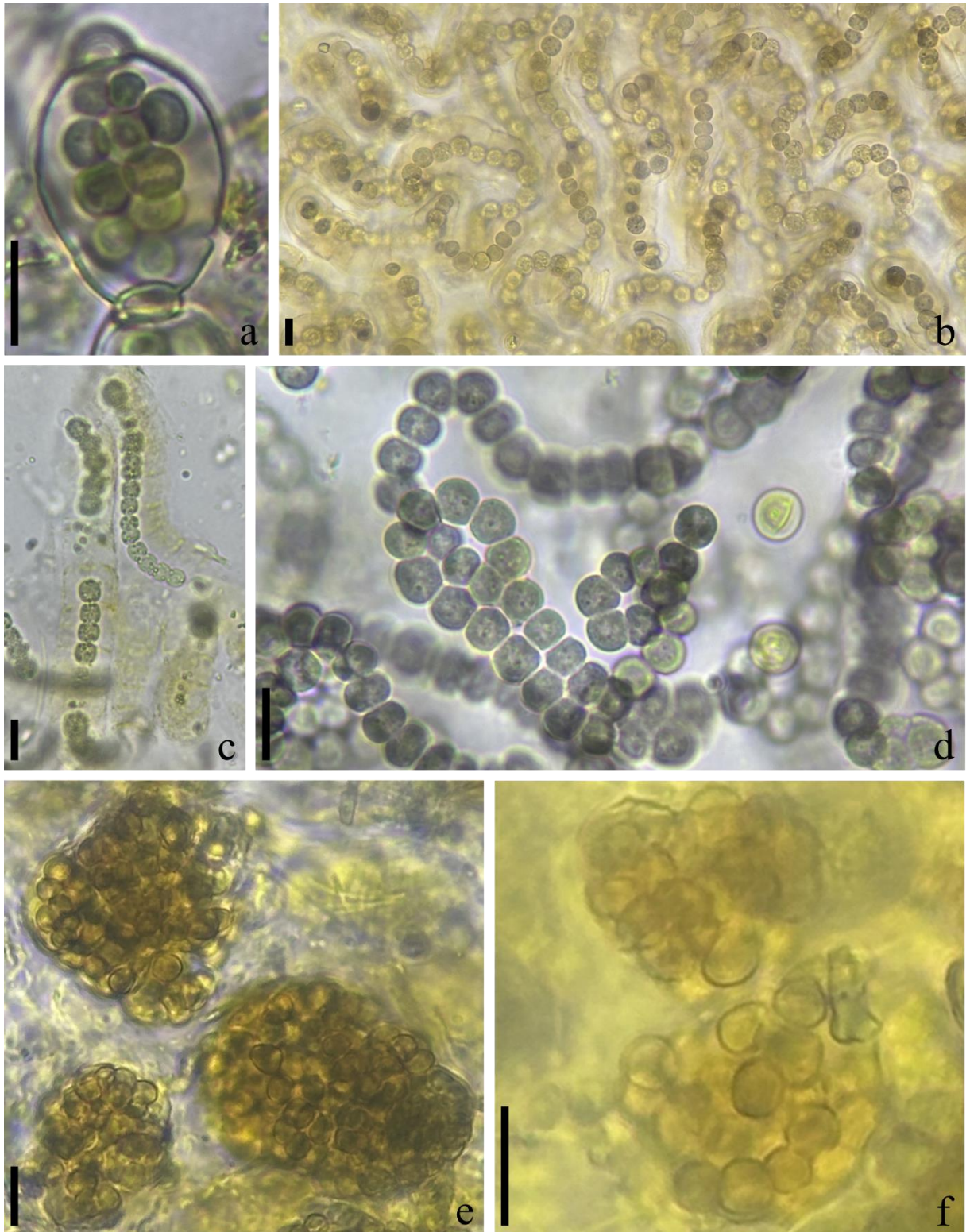
**a-d: *Nostoc interbryum*:** a – colônia jovem; b, c e d – filamentos moniliformes revestidos por bainha mucilaginosa individual.

**e-f: Cyanophyceae não identificada:** e – colônias maduras irregulares; f – células dispostas de forma densamente agrupada e sobreposta, desde as bordas até o centro da colônia.

Escalas: 10µm.



Figura 20a-f



## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALBUQUERQUE, Maria Virgínia da Conceição *et al.* Cianobactérias e seus efeitos deletérios: Implicações de Monitoramento, Tratamento e Saúde Pública. **Revista Foco**, v. 16, n. 9, p. e3061, 2023.

ANDRADE, Daniel Caixeta; ROMEIRO, Ademar Ribeiro. Serviços ecossistêmicos e sua importância para o sistema econômico e o bem-estar humano. **Texto para discussão. IE/UNICAMP**, v. 155, p. 1-43, 2009.

ARGUELLES, Eldrin DLR. New records of corticolous microalgae and cyanobacteria for Philippine algal flora from Mt. Makiling Forest Reserve. **The Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences**, v. 9, n. 1, p. 1, 2019.

BAUNACH, Martin *et al.* Harnessing the potential: advances in cyanobacterial natural product research and biotechnology. **Natural Product Reports**, v. 41, n. 3, p. 347-369, 2024.

BHAKTA, S. *et al.* Diversity of corticolous algae from Similipal Biosphere reserve, Mayurbhanj, Odisha. **Phykos**, v. 44, n. 1, p. 9-16, 2014.

BIONDI, D.; BOBROWSKI, R. Utilização de índices ecológicos para análise do tratamento paisagístico arbóreo dos Parques Urbanos de Curitiba-PR. **Enciclopedia Biosfera**, v. 10, n. 18, 2014.

BOLHUIS, H.; CRETOIU, M. S.; STAL, L. J. Molecular ecology of microbial mats. **FEMS Microbiology Ecology**, Oxford, v. 90, n. 2, p. 335–350, 2014.

BOZAN, Mahir; SCHMID, Andreas; BÜHLER, Katja. Avaliação de biofilmes cianobacterianos autossustentáveis para aplicações técnicas. **Biofilm**, v. 4, p. 100073, 2022.

BRANCO, Luis Henrique Z. *et al.* Aerophytic cyanoprokaryotes from the Atlantic rainforest region of São Paulo State, Brazil: Chroococcales and Oscillatoriales. **Cryptogamie Algologie**, v. 30, n. 2, p. 135, 2009.

BRANCO, Luis H.Z. *et al.* **The cyanobacterial genus *Cyanoarbor Wang* (chroococcales, entophysalidaceae) and its occurrence in Brazil**. 2006.

CAIRES, Taiara Aguiar. **Cianobactérias Marinhas Bentônicas Filamentosas do Litoral do Estado da Bahia, Brasil**. 2013. 147 f. Dissertação de mestrado (Botânica) – Universidade Estadual de Feira de Santana, Bahia, 2013.

CÂMARA, Fabiana Rodrigues; LIMA, Andressa Karla; CHELLAPPA, Naithirithi Tiruvenkatachary. Diversidade da comunidade fitoplanctônica do Canal do Pataxó, Rio Grande do Norte. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, n. S2, p. 21-23, 2007.

CARVALHO, Igor Simoni Homem de. **Potenciais e limitações do uso sustentável da biodiversidade do Cerrado: um estudo de caso da Cooperativa Grande Sertão no Norte de Minas**. 2007. 165 f., il. Dissertação de mestrado em (Desenvolvimento Sustentável) - Universidade de Brasília, Brasília, 2007.



CHEN, Min *et al.* A red-shifted chlorophyll. **Science**, v. 329, n. 5997, p. 1318-1319, 2010.

CLEMENTS, Frederic Edward. **Research methods in ecology**. University Publishing Company, 1905.

COSTA-COUTINHO, Joxleide M. *et al.* Conexões biogeográficas de savanas brasileiras: partição da diversidade marginal e disjunta e conservação do trópico ecotonal setentrional em um hotspot de biodiversidade. **Revista Brasileira de Geografia Física**, v. 12, n. 7, p. 2406-2427, 2019.

DA SILVA, Darlane Freitas Morais *et al.* Flora de uma área de cerrado ecotonal da região setentrional do Piauí. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 14, n. 1, p. 16-29, 2020.

DE BRITO, Jhullyrson Osman Ferreira; MARTINS, Nuno Tavares; DOS SANTOS SILVA, Michelle Cristine. Evolução e diversidade do Cloroplasto. *In: LOPES, Adriana dos Santos et al. Botânica no Inverno 2023*. São Paulo: Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, p. 40 – 53, 2023.

DIAS, Elsa; ROSADO, Tânia; MENEZES, Carina. Novos valores-guia da Organização Mundial de Saúde para cianotoxinas em águas para consumo humano e balneares. **Boletim Epidemiológico Observações**, v. 30, n. 10, p. 5-14, 2021.

DOS SANTOS LOPES, Monyck Jeane *et al.* Impacto do desmatamento e queimas na biodiversidade invisível da Amazônia. **Revista em Agronegócio e Meio Ambiente**, v. 16, n. 1, p. 1-14, 2023.

DOS SANTOS, Amarilson Barbosa; DE LIMA, Teófilo Lourenço. A ineficácia da legislação Brasileira no combate às queimadas ilegais e incêndios na floresta Amazônica. **NATIVA-Revista de Ciências, Tecnologia e Inovação**, v. 2, n. 1, p. 223-237, 2022.

FERREIRA, S.; CAETANO ALVES, M. I.; SIMÕES, P. P. Ambientes e Vida na Terra – os primeiros 4.0 Ga. **Estudos do Quaternário Quaternary Studies**, n. 5, p. 99-116, 21 dez. 2008.

FLEMMING, Hans-Curt. EPS—then and now. **Microorganisms**, v. 4, n. 4, p. 41, 2016.

FLEMMING, Hans-Curt; WINGENDER, Jost. The biofilm matrix. **Nature reviews microbiology**, v. 8, n. 9, p. 623-633, 2010.

FLORES, E; HERRERO, A. Nitrogen assimilation and nitrogen control in cyanobacteria. **Biochemical Society Transactions**, 33(1), 164-167. (2005).

FRANCESCHINI, Iara Maria *et al.* **Algas: uma abordagem filogenética, taxonômica e ecológica**. Porto Alegre: Artmed, 2010.

GAMA-JÚNIOR, Watson Arantes. **Cianobactérias unicelulares e coloniais de ambientes terrestres de áreas de Mata Atlântica no estado de São Paulo, Brasil**. 2012. 172 f. Dissertação de mestrado (Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente) – Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo, 2012.



GAMA-JR, Watson Arantes; LAUGHINGHOUSE IV, Haywood Dail; SANT'ANNA, Célia Leite. How diverse are coccoid cyanobacteria? A case study of terrestrial habitats from the Atlantic rainforest (São Paulo, Brazil). **Phytotaxa**, v. 178, n. 2, p. 61, 2014.

GOMES, Maria Inês Sardinha. **Monitorização do crescimento de um biofilme fotossintético por análise de imagem**. 2008. 48f. Dissertação de Mestrado. Universidade Nova de Lisboa, Portugal, 2008.

GOMONT, M. **Monographie des Oscillariées** (Nostocacées homocystées), vol. ser. 7, vol. 15 of *Annales des Sciences Naturelles, Botanique Series*. Fortin.: Masson, Paris, 1892.

GONÇALVES, Carlos Walter Porto. **Amazônia, amazônias**. 3 ed. São Paulo: Contexto, 2012.

GORBUSHINA, A. A.; PETERSEN, K. Distribution of microorganisms on ancient wall paintings as related to associated faunal elements. **International Biodeterioration & Biodegradation**, v. 46, n. 4, p. 277-284, 2000.

GORBUSHINA, Anna A. Life on the rocks. **Environmental microbiology**, v. 9, n. 7, p. 1613-1631, 2007.

GRADÍSSIMO, Diana Gomes; MOURÃO, Diana Gomes.; SANTOS, Agenor Valadares. Importância do Monitoramento de Cianobactérias e Suas Toxinas em Águas Para Consumo Humano. **Revista Brasileira de Criminalística**, v. 9, n. 2, p. 15–21, 2020.

GUIRY, M. D.; GUIRY, G. M. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Disponível em: <https://www.algaebase.org>. Acesso em: 25 de junho de 2025.

Haidar, Ricardo Flores *et al.* Florestas estacionais e áreas de ecótono no estado do Tocantins, Brasil: parâmetros estruturais, classificação das fitofisionomias florestais e subsídios para conservação. **Acta Amazonica**, v. 43, p. 261-290, 2013.

HAUER, T.; KOMÁREK, J. (2022): CyanoDB 2.0 - On-line database of cyanobacterial genera. - World-wide electronic publication, Univ. of South Bohemia & Inst. of Botany AS CR. Disponível em: <http://www.cyanodb.cz>. Acesso em: 25 de junho de 2025.

KOMÁREK, J. **Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 19/2: Cianoprocariota: Oscillatoriales**. Heidelberg-Berlim: Spektrum Akademischer Verlag, 2005.

KOMÁREK, J. **Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 19/3: Cianoprocariota: 3. Teil/3ª parte: Gêneros Heterócitos**. Heidelberg-Berlim: Springer Spektrum, 2013.

KOMÁREK, J. **Süßwasserflora von Mitteleuropa, Banda 19/1, Cyanoprokaryota, 1. Teil: Chroococcales**. Heidelberg-Berlim: Spektrum Akademischer Verlag, 1998.

KOMÁREK, Jiří. Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera), using a polyphasic approach. **Preslia**, v. 86, p. 295-335, 2014.



KRUSKAL, Joseph B. Multidimensional scaling by optimizing goodness of fit to a nonmetric hypothesis. **Psychometrika**, v. 29, n. 1, p. 1-27, 1964.

LEMES-DA-SILVA, Nadia Martins; BRANCO, Luis Henrique Zanini; NECCHI JÚNIOR, Orlando. Corticolous cyanobacteria from tropical forest remnants in northwestern São Paulo State, Brazil. **Brazilian Journal of Botany**, v. 35, p. 169-179, 2012.

LIMA FERNANDES, U. Cianobactérias e algas continentais do Ceará, Nordeste do Brasil: um checklist. **Revista de Biologia Neotropical / Journal of Neotropical Biology**, Goiânia, v. 19, n. 2, p. 35-49, 2022.

LOKMER, A. **Polyphasic approach to the taxonomy of the selected oscillatorian strains** (Cyanobacteria). M.S. thesis, Faculty of Sciences, University of South Bohemia, České Budějovice, Czech Republic, 40p, 2007.

LOPES, Valeria Cardoso *et al.* Diversidade alfa e beta de fragmentos de Cerrado, região norte da Amazônia legal. **OBSERVATÓRIO DE LA ECONOMÍA LATINOAMERICANA**, v. 21, n. 11, p. 22244-22258, 2023.

MACHADO-DE-LIMA, Nathali Maria; DORNELLES MARTINS, Mariellen; Z BRANCO, Luis H. Description of a tropical new species of *Wilmottia* (Oscillatoriales, Cyanobacteria) and considerations about the monophyly of *W. murrayi*. **Phytotaxa**, v. 307, n. 1, p. 43, 2017.

MACEDO, Marcus Vinicius Aguiar; FILIPPI, Eduardo Ernesto. A Amazônia e a sua progressiva destruição florestal pela ação antrópica. **Fórum Internacional Ecoinovar**. Anais. Santa Maria: UFSM, 2021.

MARINO, Ligia. Relação entre clorofila-a e cianobactérias no estado de São Paulo. **Revista DAE**, v. 65, p. 32-43, 2017.

MATTEUCCI, Silvia D. *et al.* **Metodología para el estudio de la vegetación**. Washington, DC: Secretaría general de la organización de los estados americanos, 1982.

METTING, B. The Systematics and Ecology of soil algae. **The Botanical Review**, v. 47, p. 195- 312, 1981.

MIERZIAK, Justyna; KOSTYN, Kamil; KULMA, Anna. Flavonoids as important molecules of plant interactions with the environment. **Molecules**, v. 19, n. 10, p. 16240-16265, 2014.

MILAN, E.; MORO, R. S. O conceito biogeográfico de ecótono. **Terr@ Plural**, [S. l.], v. 10, n. 1, p. 75-88, 2017.

MINSKI, Géssica de Lara. **Caracterização dos ecótonos entre os biomas brasileiros Amazônia e Cerrado**. 2021 68f. Dissertação de Mestrado (Ecologia) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2021.

MORISITA, Masaaki. Measuring of interspecific association and similarity between assemblages. **Mem Fac Sci Kyushu Univ Ser E Biol**, v. 3, p. 65-80, 1959.



NAWAZ, Taufiq *et al.* Exploring sustainable agriculture with nitrogen-fixing cyanobacteria and nanotechnology. **Molecules**, v. 29, n. 11, p. 2534, 2024.

NEIFF, Juan José. Planícies de inundação são ecótonos. **Ecótonos nas interfaces dos ecossistemas aquáticos. São Carlos: Rima**, p. 29-45, 2003.

NEUSTUPA, Jiří; ŠKALOUD, Pavel. Diversity of subaerial algae and cyanobacteria on tree bark in tropical mountain habitats. **Biologia**, v. 63, p. 806-812, 2008.

NEUSTUPA, Jiří; ŠKALOUD, Pavel. Diversity of subaerial algae and cyanobacteria growing on bark and wood in the lowland tropical forests of Singapore. **Plant ecology and evolution**, v. 143, n. 1, p. 51-62, 2010.

NEUSTUPA, Jiří; ŠTIFTEROVÁ, Anna. Distribution patterns of subaerial corticolous microalgae in two European regions. **Plant Ecology and Evolution**, v. 146, n. 3, p. 279-289, 2013.

NICHETTI, Luiza Maria Kreniski *et al.* Avaliação das florações de cianobactérias nos rios de abastecimento do município de Joinville. **Engenharia Sanitaria e Ambiental**, v. 27, n. 3, p. 477-487, 2022.

PAULINO, Jonatas Mota. **Cianobactérias corticícolas em área urbana do Recife, PE, Brasil**. 2022. 42 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Licenciatura em Ciências Biológicas) – Departamento de Biologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2022.

PIMENTEL, Juliana da Silva Martins. **Análises de transcrição gênica em cianobactérias, como ferramenta para estudar suas relações com o ambiente**. 2013. 142 f. Tese de doutorado (Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2013.

PINTO, N.; LIMA JÚNIOR, J.; CORRÊA, D. Cianobactérias Corticícolas do Campus da UFG, Regional Catalão. **Enciclopedia Biosfera**, v. 11, n. 22, 2015.

POULTON, Simon W. *et al.* A 200-million-year delay in permanent atmospheric oxygenation. **Nature**, v. 592, n. 7853, p. 232-236, 2021.

PRIETO-BARAJAS, Cristina M.; VALENCIA-CANTERO, Eduardo; SANTOYO, Gustavo. Microbial mat ecosystems: Structure types, functional diversity, and biotechnological application. **Electronic journal of biotechnology**, v. 31, p. 48-56, 2018.

RADZI, Ranina *et al.* First record of the cyanobacterial genus *Wilmottia* (Coleofasciculaceae, Oscillatoriales) from the South Orkney Islands (Antarctica). **Algae**, v. 36, n. 2, p. 111-121, 2021.

RELYEA, Rick; RICKLEFS, Robert. **A economia da natureza**. 8ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara, 2021.

RIBEIRO DA ANUNCIACÃO, Raylane *et al.* Morphometric Characterization and the First Taxonomic Synthesis of Terrestrial Cyanobacteria from the Atlantic Forest in Northeastern Brazil. **Phytotaxa**, v. 646, n. 1, p. 1-31, 2024.



RIBEIRO, Karine Aparecida Félix. **Processos ecológicos envolvidos na distribuição da diversidade genética e taxonômica de cianobactérias de ecossistemas aquáticos continentais**. 2020. 135 f. Tese de doutorado (Ecologia) - Universidade Federal do Rio Grande Do Sul, Porto Alegre, 2020.

SAHU, Emamee *et al.* Phytochemical screening of a corticolous cyanobacterium *Hassalia byssoidea* Hass. Ex Born. Et Flah. for antibacterial and antioxidant activity. **World Journal Of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences**, v. 6, n. 3, p. 1161-1172, 2017.

SANT'ANNA, Célia Leite *et al.* Lista de Cyanobacteria do estado de São Paulo. **Biota Neotropica**, v. 11, p. 455-495, 2011.

SANT'ANNA, Célia Leite *et al.* **Manual ilustrado para identificação e contagem de cianobactérias planctônicas de águas continentais brasileiras**. Rio de Janeiro: Interciência, 2006.

SANT'ANNA, Célia Leite *et al.* New aerophytic morphospecies of *Nostoc* (cyanobacteria) from São Paulo state, Brazil. **Hoehnea**, v. 34, p. 95-101, 2007.

SCHOPF, J. William. The fossil record: tracing the roots of the cyanobacterial lineage. **The ecology of cyanobacteria: their diversity in time and space**, p. 13-35, 2002.

SILVA, Carmelia Maria. **Diversidade morfológica e estudos moleculares de espécies aerofíticas dos gêneros *Brasilonema*, *Petalonema* e *Scytonema* (Nostocales, Cyanobacteria)**. 2010. 67 f. Dissertação de mestrado (Microbiologia) - Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto, 2010.

SILVA, Nadia Martins Lemes da. **Algas e cianobactérias aerofíticas de fragmentos de floresta estacional semidecidual no noroeste paulista**. 2009. 107 f. Dissertação de mestrado (Biologia Vegetal) - Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 2009.

SINGH, Anjali; TYAGI, Madhu Bala; KUMAR, Ashok. Cyanobacteria growing on tree barks possess high amount of sunscreen compound mycosporine-like amino acids (MAAs). **Plant physiology and biochemistry**, v. 119, p. 110-120, 2017.

SINGH, Rahul Kunwar *et al.* Cyanobacteria: an emerging source for drug discovery. **The Journal of antibiotics**, v. 64, n. 6, p. 401-412, 2011.

STAL, Lucas J. Cyanobacteria: diversity and versatility, clues to life in extreme environments. In: **Algae and cyanobacteria in extreme environments**. Dordrecht: Springer Netherlands, 2007. p. 659-680.

STARKS, T. L.; SHUBERT, L. E.; TRAINOR, F. R. Ecology of soil algae: a review. **Phycologia**, v. 20, p. 65-80, 1981.

STRUNECKÝ, Otakar; IVANOVA, Anna Pavlovna; MAREŠ, Jan. An updated classification of cyanobacterial orders and families based on phylogenomic and polyphasic analysis. **Journal of Phycology**, v. 59, n. 1, p. 12-51, 2023.



TENEVA, Ivanka *et al.* Allelopathic potential of the cyanotoxins microcystin-LR and cylindrospermopsin on green algae. **Plants**, Basel, v. 12, n. 6, p. 1403, 2023.

TORRELLA-RAVENTOS, Mireia *et al.* On the delineation of tropical vegetation types with an emphasis on forest/savanna transitions. **Plant Ecology & Diversity**, v. 6, n. 1, p. 101-137, 2013.

URAMOTO, Keiko; WALDER, Julio MM; ZUCCHI, Roberto A. Análise quantitativa e distribuição de populações de espécies de *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) no campus Luiz de Queiroz, Piracicaba, SP. **Neotropical Entomology**, v. 34, p. 33-39, 2005.

WEISS, Márcio Barczyszyn. **Quimioprospecção de cianobactérias brasileiras utilizando metabolômica e ensaios biológicos**. 2023. 122 f. Dissertação de mestrado (Farmácia) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 2023.

WOESE, Carl R.; KANDLER, Otto; WHEELIS, Mark L. Towards a natural system of organisms: proposal for the domains Archaea, Bacteria, and Eucarya. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 87, n. 12, p. 4576-4579, 1990.

